

# Biologie und Haltung von Kleinsäugetieren als Heimtiere

Dipl.-Biol. Stefan Ramme

10.05.2020

# Inhaltsverzeichnis

<b>Tabellenverzeichnis</b>	<b>VIII</b>
<b>Abbildungsverzeichnis</b>	<b>IX</b>
<b>Vorwort</b>	<b>X</b>
<b>Danksagung</b>	<b>XI</b>
<b>1 Kaninchen</b>	<b>1</b>
1.1 Historie	1
1.1.1 Historische Verbreitung	1
1.1.2 Domestikation	2
1.1.3 Kaninchen als Haustiere	2
1.2 Natürlicher Lebensraum und aktuelle Verbreitung	3
1.3 Morphologie und Anatomie	4
1.3.1 Äußere Merkmale	4
1.3.2 Bewegungsapparat	5
1.3.3 Verdauungsapparat	5
1.3.4 Einfluss der Domestikation auf die Anatomie	6
1.4 Ernährung	7
1.4.1 Nahrungs- und Wasserbedarf	7
1.4.2 Verdauungsvorgang	7
1.4.3 Nährstoffe	9
1.5 Verhalten	10
1.5.1 Sozialstruktur	10
1.5.2 Fortpflanzung	11
1.5.3 Signale und Kommunikation	12
1.5.4 Signale und deren Bedeutung beim Hauskaninchen	12
1.6 Haltungsmanagement	14
1.6.1 Vergesellschaftung mehrerer Tiere	15
1.6.2 Unterbringung der Tiere	15
1.6.3 Besonderheiten in der Ernährung	17
1.6.4 Der Umgang mit den Tieren	18
1.7 Häufige Krankheiten des Kaninchens	19
1.7.1 Ernährungsbedingte Erkrankungen	19
1.7.2 Gebisserkrankungen	21
1.7.3 Neurologische Ausfallerscheinungen	22
1.7.4 Erkrankungen des Atemtrakts	23

1.7.5	Erkrankungen des Verdauungsapparates	23
1.7.6	Erkrankungen des Fells und der Haut	25
1.7.7	Myxomatose	26
1.7.8	Chinaseuche (RHD)	27
1.7.9	Impfung von Kaninchen	28
1.7.10	Scheinträchtigkeit	29
<b>2</b>	<b>Meerschweinchen</b>	<b>30</b>
2.1	Historie	30
2.1.1	Domestikation	31
2.1.2	Meerschweinchen als Haustiere	32
2.2	Natürlicher Lebensraum und Verbreitung	33
2.3	Morphologie und Anatomie	35
2.3.1	Äußere Merkmale	35
2.3.2	Bewegungsapparat	35
2.3.3	Verdauungsapparat	36
2.4	Ernährung	38
2.4.1	Nahrungs- und Wasserbedarf	38
2.4.2	Verdauungsvorgang	38
2.4.3	Nährstoffe	40
2.5	Verhalten	40
2.5.1	Sozialstruktur	41
2.5.2	Fortpflanzung	44
2.5.3	Signale und Kommunikation	45
2.6	Haltungsmanagement	47
2.6.1	Vergesellschaftung mehrerer Tiere	48
2.6.2	Unterbringung der Tiere	48
2.6.3	Besonderheiten in der Ernährung	50
2.6.4	Umgang mit den Tieren	51
2.7	Häufige Krankheiten des Meerschweinchens	52
2.7.1	Ernährungsbedingte Erkrankungen	52
2.7.2	Gebisserkrankungen	53
2.7.3	Erkrankungen des Fells und der Haut	54
2.7.4	Erkrankungen des Verdauungsapparates	55
2.7.5	Erkrankungen des Atemtrakts	57
2.7.6	Herz- und Kreislauferkrankungen	58
2.7.7	Neurologische Symptome	58
2.7.8	Erkrankungen des Bewegungsapparates	59
2.7.9	Erkrankungen des Harn- und Geschlechtsapparates	59
2.7.10	Erkrankungen des Auges	61
<b>3</b>	<b>Goldhamster</b>	<b>62</b>
3.1	Historie	62
3.1.1	Domestikation und Haltung als Heimtier	63
3.2	Natürlicher Lebensraum und Verbreitung	64
3.3	Morphologie und Anatomie	66
3.3.1	Äußere Merkmale	66
3.3.2	Bewegungsapparat	67
3.3.3	Verdauungsapparat	69
3.4	Ernährung	70

3.4.1	Nahrungs- und Wasserbedarf	70
3.4.2	Verdauungsvorgang	71
3.4.3	Nährstoffe	72
3.5	Verhalten	73
3.5.1	Sozialstruktur	74
3.5.2	Fortpflanzung	77
3.5.3	Signale und Kommunikation	80
3.6	Haltungsmanagement	82
3.6.1	Vergesellschaftung mehrerer Tiere	82
3.6.2	Unterbringung der Tiere	83
3.6.3	Besonderheiten der Ernährung	86
3.6.4	Umgang mit den Tieren	88
3.7	Häufige Krankheiten des Syrischen Hamsters	89
3.7.1	Ernährungsbedingte Erkrankungen	89
3.7.2	Erkrankungen des Fells und der Haut	90
3.7.3	Erkrankungen des Verdauungsapparates	91
3.7.4	Erkrankungen der Harnwege	92
3.7.5	Neurologische Symptome	92
3.7.6	Erkrankungen des Atemtraktes	93
3.7.7	Herz- und Kreislauferkrankungen	93
3.7.8	Erkrankungen des Bewegungsapparates	94
3.7.9	Erkrankungen des Geschlechtsapparates	94
3.7.10	Erkrankungen des Auges	95
3.7.11	Virale Erkrankungen	95
<b>4</b>	<b>Zwerghamster</b>	<b>97</b>
4.1	Historie	97
4.1.1	Zwerghamster als Haustiere	98
4.2	Natürlicher Lebensraum und Verbreitung	99
4.3	Morphologie und Anatomie	102
4.3.1	Äußere Merkmale	102
4.3.2	Bewegungsapparat	103
4.3.3	Verdauungsapparat	104
4.4	Ernährung	105
4.4.1	Nahrungs- und Wasserbedarf	105
4.4.2	Verdauungsvorgang	107
4.4.3	Nährstoffe	108
4.5	Verhalten	109
4.5.1	Sozialstruktur	109
4.5.2	Fortpflanzung	111
4.5.3	Signale und Kommunikation	114
4.6	Haltungsmanagement	116
4.6.1	Vergesellschaftung mehrerer Tiere	117
4.6.2	Unterbringung der Tiere	118
4.6.3	Besonderheiten der Ernährung	121
4.6.4	Umgang mit den Tieren	123
4.7	Häufige Krankheiten der Zwerghamster	123
4.7.1	Ernährungsbedingte Erkrankungen	123
4.7.2	Erkrankungen des Fells und der Haut	124
4.7.3	Erkrankungen des Verdauungsapparates	125

4.7.4	Erkrankungen der Harnwege	125
4.7.5	Neurologische Symptome	126
4.7.6	Erkrankungen des Atemtraktes	126
4.7.7	Herz- und Kreislauferkrankungen	126
4.7.8	Erkrankungen des Bewegungsapparates	127
4.7.9	Erkrankungen des Geschlechtsapparates	127
4.7.10	Erkrankungen des Auges	128
4.7.11	Virale Erkrankungen	128
<b>5</b>	<b>Chinchilla</b>	<b>130</b>
5.1	Historie	130
5.1.1	Domestikation und Haltung als Heimtier	133
5.2	Natürlicher Lebensraum und Verbreitung	134
5.2.1	Historische Verbreitung	134
5.2.2	Aktuelle Verbreitung	137
5.2.3	Sympatrische Arten und Fressfeinde	138
5.2.4	Schutzbemühungen	139
5.3	Morphologie und Anatomie	139
5.3.1	Äußere Merkmale	139
5.3.2	Bewegungsapparat	141
5.3.3	Verdauungsapparat	142
5.4	Ernährung	144
5.4.1	Nahrungs- und Wasserbedarf	144
5.4.2	Verdauungsvorgang	147
5.4.3	Nährstoffe	148
5.5	Verhalten	149
5.5.1	Sozialstruktur	149
5.5.2	Fortpflanzung	151
5.5.3	Signale und Kommunikation	154
5.6	Haltungsmanagement	159
5.6.1	Vergesellschaftung mehrerer Tiere	160
5.6.2	Unterbringung der Tiere	161
5.6.3	Besonderheiten der Ernährung	165
5.6.4	Umgang mit den Tieren	166
5.7	Häufige Krankheiten der Chinchillas	167
5.7.1	Ernährungsbedingte Erkrankungen	167
5.7.2	Erkrankungen des Fells und der Haut	168
5.7.3	Erkrankungen des Verdauungsapparates	169
5.7.4	Erkrankungen der Harnwege	171
5.7.5	Neurologische Symptome	172
5.7.6	Erkrankungen des Atemtraktes	172
5.7.7	Herz- und Kreislauferkrankungen	173
5.7.8	Erkrankungen des Bewegungsapparates	173
5.7.9	Erkrankungen des Geschlechtsapparates	174
5.7.10	Erkrankungen des Auges	174
5.7.11	Virale Erkrankungen	175

<b>6 Wanderratte</b>	<b>176</b>
6.1 Historie	176
6.1.1 Domestikation	178
6.1.2 Auswirkungen der Domestikation	179
6.1.3 Ratten als Krankheitsüberträger	180
6.2 Natürlicher Lebensraum und Verbreitung	181
6.3 Morphologie und Anatomie	184
6.3.1 Äußere Merkmale	184
6.3.2 Bewegungsapparat	186
6.3.3 Verdauungsapparat	187
6.4 Ernährung	188
6.4.1 Nahrungs- und Wasserbedarf	191
6.4.2 Verdauungsvorgang	192
6.4.3 Nährstoffe	194
6.5 Verhalten	195
6.5.1 Sozialstruktur	196
6.5.2 Fortpflanzung	203
6.5.3 Signale und Kommunikation	207
6.6 Haltungsmanagement	217
6.6.1 Vergesellschaftung mehrerer Tiere	217
6.6.2 Unterbringung der Tiere	220
6.6.3 Besonderheiten der Ernährung	223
6.6.4 Umgang mit den Tieren	225
6.7 Häufige Krankheiten der Wanderratte	225
6.7.1 Ernährungsbedingte Erkrankungen	226
6.7.2 Erkrankungen des Atemtraktes	226
6.7.3 Erkrankungen des Verdauungsapparates	228
6.7.4 Erkrankungen des Fells und der Haut	230
6.7.5 Erkrankungen der Harnwege	232
6.7.6 Neurologische Symptome	233
6.7.7 Herz- und Kreislauferkrankungen	233
6.7.8 Erkrankungen des Bewegungsapparates	234
6.7.9 Erkrankungen des Geschlechtsapparates	234
6.7.10 Erkrankungen des Auges	235
6.7.11 Virale Erkrankungen	235
<b>7 Hausmaus</b>	<b>236</b>
7.1 Historie	236
7.1.1 Domestikation	240
7.1.2 Auswirkungen der Domestikation	243
7.1.3 Hausmäuse als Krankheitsüberträger	244
7.2 Natürlicher Lebensraum und Verbreitung	246
7.3 Morphologie und Anatomie	248
7.3.1 Äußere Merkmale	248
7.3.2 Bewegungsapparat	251
7.3.3 Verdauungsapparat	253
7.4 Ernährung	255
7.4.1 Nahrungs- und Wasserbedarf	259
7.4.2 Verdauungsvorgang	263
7.4.3 Nährstoffe	265

7.5	Verhalten . . . . .	266
7.5.1	Sozialstruktur . . . . .	267
7.5.2	Fortpflanzung . . . . .	278
7.5.3	Signale und Kommunikation . . . . .	290
7.6	Haltungsmanagement . . . . .	310
7.6.1	Vergesellschaftung mehrerer Tiere . . . . .	311
7.6.2	Unterbringung der Tiere . . . . .	314
7.6.3	Besonderheiten der Ernährung . . . . .	322
7.6.4	Umgang mit den Tieren . . . . .	325
7.7	Häufige Krankheiten der Hausmaus . . . . .	325
7.7.1	Ernährungsbedingte Krankheiten . . . . .	326
7.7.2	Erkrankungen des Atemtraktes . . . . .	326
7.7.3	Erkrankungen des Verdauungsapparates . . . . .	327
7.7.4	Erkrankungen des Fells und der Haut . . . . .	330
7.7.5	Erkrankungen der Harnwege . . . . .	332
7.7.6	Neurologische Symptome . . . . .	333
7.7.7	Herz- und Kreislauferkrankungen . . . . .	334
7.7.8	Erkrankungen des Bewegungsapparates . . . . .	334
7.7.9	Erkrankungen des Geschlechtsapparates . . . . .	335
7.7.10	Erkrankungen des Auges . . . . .	335
7.7.11	Virale Erkrankungen . . . . .	335
	<b>Glossar</b> . . . . .	<b>337</b>
	<b>Stichwortverzeichnis</b> . . . . .	<b>342</b>
	<b>Literaturverzeichnis</b> . . . . .	<b>365</b>

# Tabellenverzeichnis

1.1	Empfohlene Nährstoffmengen für eine gesunde Ernährung von Hauskaninchen. Die Angaben für Tiere im Wachstum gelten auch für trächtige oder laktierende Weibchen. . . . .	9
2.1	Empfohlene Nährstoffmengen für eine gesunde Ernährung von Hausmeerschweinchen. Die Angaben für Tiere im Wachstum gelten auch für trächtige oder laktierende Weibchen. . .	40
3.1	Empfohlene Nährstoffmengen für eine gesunde Ernährung von Goldhamstern. Die Angaben für Tiere im Wachstum gelten auch für trächtige oder laktierende Weibchen. . . . .	73
4.1	Empfohlene Nährstoffmengen für eine gesunde Ernährung von Zwerghamstern. Die Angaben für Tiere im Wachstum gelten auch für trächtige oder laktierende Weibchen. . . . .	109
5.1	Empfohlene Nährstoffmengen für eine gesunde Ernährung von Chinchillas. Die Angaben für Tiere im Wachstum gelten auch für trächtige oder laktierende Weibchen. . . . .	149
6.1	Empfohlene Nährstoffmengen für eine gesunde Ernährung von Wanderratten. Die Angaben in Klammern für die Spalte „Tiere im Wachstum“ gelten für trächtige oder laktierende Weibchen. . . . .	195
6.2	Übersicht über die verschiedenen akustischen Signale und deren Bedeutung für die Wanderratte. Bei allen hier vorgestellten Ruftypen handelt es sich um Ultraschallrufe, die vom Menschen nicht gehört werden können. . . . .	214
7.1	Empfohlene Nährstoffmengen für eine gesunde Ernährung von Hausmäusen. Die Angaben in der Spalte „Tiere im Wachstum“ gelten auch für trächtige oder laktierende Weibchen. .	266
7.2	Übersicht über die verschiedenen akustischen Signale und deren Bedeutung für die Hausmaus. . . . .	307



# Abbildungsverzeichnis

1.1	Historische (dunkelgrau schraffiert) und aktuelle (hellgrau schraffiert) Verbreitung des Wildkaninchens ( <i>Oryctolagus cuniculus</i> ).	4
2.1	Aktuelle Verbreitung verschiedener, wildlebender Meerschweinchen-Arten (Gattung <i>Cavia</i> ). Längsschraffiert: <i>Cavia aperea</i> , diagonalschraffiert: <i>C. tschudii</i> , hellgrau: <i>C. fulgida</i> , dunkelgrau: <i>C. magna</i> . Die Verbreitung von <i>C. intermedia</i> , die nur auf der Ilha des Sanata Catharina vor der Küste Brasiliens zu finden sind, ist nicht eingezeichnet.	34
3.1	Aktuelle Verbreitung des Goldhamsters ( <i>Mesocricetus auratus</i> ), des Türkischen Hamsters ( <i>M. brandti</i> ), des Rumänischen Hamsters ( <i>M. newtoni</i> ) und des Schwarzbrusthamsters ( <i>M. raddei</i> ).	65
4.1	Aktuelle Verbreitung des Dsungarischen Zwerghamsters ( <i>Phodopus sungorus</i> ), des Campbell-Zwerghamsters ( <i>P. campbelli</i> ), des Roborovski-Zwerghamsters ( <i>P. roborovskii</i> ) und des Sibirischen Streifenhamsters ( <i>Cricetulus barabensis</i> ).	100
5.1	Historische und aktuelle Verbreitung des Langschwanz- ( <i>Chinchilla lanigera</i> ) und des Kurzschwanz-Chinchillas ( <i>C. chinchilla</i> ).	135
6.1	Historische (grau) und aktuelle (dunkel schraffiert) Verbreitung der Wanderratte ( <i>Rattus norvegicus</i> ) und aktuelle (hell schraffiert) Verbreitung der Hausratte ( <i>R. rattus</i> ).	182
7.1	Historische (grau schraffiert) und aktuelle (dunkel schraffiert) Verbreitung der Hausmaus ( <i>Mus musculus</i> ).	247

# Vorwort

Der vorliegende Text entstand vor etwa 10 Jahren in Kooperation mit einem Futtermittelunternehmen, welches Futtermittel für als Haustiere gehaltene Kleinsäugetiere herstellt. Geplant war die Erstellung eines „Fachlexikons“ rund um die Biologie und die Haltung von häufig als Heimtiere gehaltenen Kleinsäugetieren. Leider wurde das Projekt nach einiger Zeit eingestellt und es kam nie zu einer Fertigstellung des Fachlexikons.

Da ich aber doch einiges an Zeit in das Erstellen der Texte aufgewendet hatte, habe ich schon seit einiger Zeit überlegt, den Text über das Internet interessierten Heimtierhaltern zugänglich zu machen.

Die hier enthaltenen Informationen wurden aus der einschlägigen, wissenschaftlichen Literatur zusammengetragen, erheben aber keineswegs einen Anspruch auf Vollständigkeit. Die in dem vorliegenden Text gemachten Angaben entsprechen in etwa dem Wissensstand bis zum Jahr 2010 - danach veröffentlichte Forschungsergebnisse sind hier nicht berücksichtigt.

**BEACHTEN: Die Angaben zum Haltungsmanagement und zur Ernährung der Tiere wurden nach bestem Wissen und Gewissen zusammengestellt – dennoch kann ich verständlicherweise keinerlei Haftung für eventuell auftretende Schäden übernehmen, die einem Tierhalter aus der Befolgung der hier gemachten Empfehlungen unter Umständen entstehen können. DIE BEFOLGUNG DER EMPFEHLUNGEN ERFOLGT AUF EIGENE GEFAHR!**

Im Nachhinein bedaure ich, dass ich beim Verfassen keine Literaturzitate in den laufenden Text eingefügt habe, wie dies beispielsweise in wissenschaftlichen Arbeiten üblich ist. Leider ist es mir zeitlich

nicht möglich, diese Literaturzitate noch nachträglich in den Text einzufügen. Die beim Schreiben der Texte benutzten Quellen sind aber vollständig, alphabetisch nach dem Nachnamen des Erstautors sortiert im Quellenverzeichnis aufgelistet (siehe das Kapitel „Literaturverzeichnis“ auf S. 365).

Ursprünglich sollte bei den einzelnen Tierarten jedes der sieben Unterkapitel (Historie, Natürlicher Lebensraum, Morphologie und Anatomie, Ernährung, Verhalten, Haltungsmanagement und Häufige Krankheiten) einen Umfang von etwa 10 DIN A4-Seiten haben. Beim Verfassen der Texte wurde aber schnell klar, dass das in dieser Form kaum praktikabel war. Bei einigen Tierarten war für bestimmte, im vorliegenden Text diskutierte Aspekte nicht genügend Informationen verfügbar, um damit 10 Seiten sinnvoll zu füllen (dies betraf bzw. betrifft in erster Linie die Biologie der wildlebenden Formen, über die oftmals nur sehr wenig bekannt ist, selbst wenn diese Tiere häufig als Heimtiere gehalten werden). Für andere, hier dargestellte Aspekte waren dagegen so viel Informationen verfügbar, dass es fast unmöglich war, die Informationsmenge auf den vorgegebenen Umfang zu reduzieren, ohne dabei interessante Details weglassen zu müssen. Daher wurden die Kapitel zu den einzelnen Tierarten zunehmend länger (die einzelnen Kapitel sind chronologisch in der hier dargestellten Abfolge entstanden). Trotzdem sind die Texte natürlich nur eine Auswahl aus dem gesamten, wissenschaftlich fundierten Wissen, welches zu den einzelnen Tierarten verfügbar ist. Bei der Auswahl der hier zusammengefassten Informationen habe ich natürlich vornehmlich die Sachverhalte berücksichtigt, die ich persönlich für interessant halte – was allerdings nicht unbedingt dem entsprechen muss, was der potentielle Leser für interessant hält.

Beim Verfassen der einzelnen Kapitel ist ein besonderes Augenmerk auf die natürliche Lebensweise der Wildformen der einzelnen Tierarten gelegt

worden, weil diese Aspekte in anderen Werken zum Thema Heimtiere oftmals nur sehr knapp behandelt werden und die dargestellten Informationen zum Teil veraltet und darüber hinaus oftmals auch noch falsch sind. Weiterhin besteht die Hoffnung, dass durch die Darstellung der natürlichen Lebensweise der Tiere potentiellen Tierhaltern auf diese Weise bewusst wird, was sie den Tieren mit einer Käfighaltung eigentlich antun. Vor allem dann, wenn es sich dabei um kaum domestizierte Wildtiere handelt, die in Käfigen mit oftmals nicht mehr als einem halben Quadratmeter Grundfläche in einer Umwelt nahezu ohne natürliche Reize gehalten werden. Die Haltung in wenigstens naturnah eingerichteten Käfigen, was die Größe, die Beschaffenheit der physikalischen und der sozialen Umwelt betrifft, dürfte bei den allermeisten Heimtierhaltungen schlicht nicht gegeben sein (mit dem damit verbundenen Leid bei den betroffenen Tieren).

Wenn nur alleine die in der Heimtierhaltung üblichen Käfiggrößen bzw. das dem Tier üblicherweise zur Verfügung stehende Raumangebot betrachtet wird, so sollte einen verantwortungsbewussten Tierhalter Angaben zu den Reviergrößen selbst solcher kleinen Arten wie dem Campbell-Zwerghamster (*Phodopus campbelli*) von 3,5 ha (35 000 m<sup>2</sup>, siehe S. 110) zumindest nachdenklich stimmen, selbst wenn andere Aspekte wie die Käfigeinrichtung, die Auswahl geeigneter Futtermittel oder das soziale Umfeld noch gar nicht berücksichtigt werden. Wenn man sich ein wenig intensiver mit der natürlichen Lebensweise der verschiedenen Heimtiere beschäftigt, dann kann man – meiner Meinung nach – eigentlich nur zu dem Schluss kommen, dass eine „naturnahe“ Unterbringung zumindest in der Wohnung kaum zu realisieren ist (und selbst Zoos stoßen da schnell an ihre Grenzen). Eventuell kann der vorliegende Text in dieser Hinsicht ja einige Denkanstöße geben.

Ein kleines Glossar (s. S. 337) zur Erklärung einiger im Text verwendeter Begriffe, sowie ein Stichwortverzeichnis (s. S. 365) sollen den potentiellen Leser beim Auffinden und der Interpretation bestimmter Informationen zu einer Tierart unterstützen.

Die Texte enthalten außer den Verbreitungskarten keinerlei bunten Grafiken oder Fotos, was

sicherlich in der heutigen multimedial geprägten Welt und der Verwendung von Akronymen wie „tl;dr“ (too long; did not read) oder „WOT/MWOT“ (wall of text/massive wall of text) für alles, was mehr als die zulässige Anzahl von Zeichen einer SMS oder eines Tweets enthält, einer weiteren Verbreitung im Wege stehen dürfte. Dennoch hoffe ich, dass die hier gesammelten, wissenschaftlich untermauerten Informationen zur Biologie und Haltung kleiner Säugetiere dem ein oder anderen interessierten Tierhalter eventuell nützlich sein können.

Die vorliegenden Texte unterliegen selbstverständlich dem Copyright. Sie können die Datei aber unverändert kopieren und an Interessenten weiterleiten. Sie können auch Teile der Texte in eigenen Werken zitieren, sofern Sie das Zitat als solches kenntlich machen (Zitiervorschlag: RAMME, S. (2020): Biologie und Haltung von Kleinsäugetieren als Heimtiere.). Sie sollten jedoch nicht den Text kopieren und als eigenes Werk ausgeben.

## Danksagung

Natürlich sind die Texte nicht ohne die Hilfe einer Reihe von netten Menschen entstanden, die mich beim Schreiben in der ein oder anderen Form unterstützt haben.

Kai-Helge Brandhorst, Katharina Engling und Dr. Birgit Zumbrock möchte ich für die kritische Durchsicht von Teilen des Textes und Dr. Brigitte Klenner-Fringes für die Durchsicht und die Korrektur des gesamten Textes danken.

Dr. Birgit Zumbrock danke ich außerdem für die Angaben zu den empfohlenen Nährstoffmengen für die einzelnen Tierarten.

Für etwaige Fehler, die eventuell noch in den Texten verblieben sind, bin aber natürlich trotzdem ich verantwortlich!

# Kapitel 1

## Kaninchen

### 1.1 Historie

Oft wird das Europäische Wildkaninchen (wissenschaftl. *Oryctolagus cuniculus*) zu den Nagetieren (Ordnung Rodentia) gerechnet, was allerdings nicht richtig ist. Das Kaninchen stellt zusammen mit dem Europäischen Feldhasen eine eigene Gruppe innerhalb des zoologischen Systems dar. Kaninchen und Hasen (Familie Leporidae) werden, zusammen mit den Pfeifhasen (Familie Ochotonidae), zu der Ordnung der Hasenartigen gerechnet. Ratten, Mäuse, Hamster und Meerschweinchen dagegen zur großen Ordnung der Nagetiere (zur Erklärung von Begriffen wie Ordnung, Familie und Art siehe den Punkt „Systematik“ im Glossar).

Die Trennung von Hasenartigen und Nagetieren erfolgte schon vor etwa 65 Millionen Jahren zum Ende der Kreidezeit. Kaninchen (Gattung *Oryctolagus*) und Hasen (Gattung *Lepus*) existieren ebenfalls schon relativ lange, da sie fossil bereits seit etwa 1,8 Millionen Jahren in ihrer heutigen Form nachweisbar sind. Deshalb haben, obwohl diese beiden Arten zur selben Familie gehören, Hasen und Kaninchen ebenfalls nicht mehr viel miteinander gemeinsam und Begriffe wie „Stallhase“ zur Bezeichnung des Kaninchens sind daher eher verwirrend.

#### 1.1.1 Historische Verbreitung

Das Europäische Wildkaninchen war noch vor dem Beginn der letzten Eiszeit, der Würm- bzw. Weichsel-Kaltzeit, die vor etwa 120 000 Jahren begann und vor etwa 10 000 Jahren endete, in weiten Teilen Mitteleuropas und Nord-Afrikas verbreitet (siehe Abb. 1.1, S. 4) und wurde auch bereits

### Steckbrief Wildkaninchen

Kopf-Rumpf-Länge:	bis 50 cm
Gewicht:	bis 2,2 kg
Zahnformel:	$\frac{2033}{1023}=28$
Ernährung:	vegetarisch
Sozialverhalten:	gesellig
Wurfgröße:	5 (1 – 12) Jungtiere
Wurfanzahl pro Jahr:	3 (2 – 7) Würfe/a
Tragzeit:	28 – 31 Tage
Entwöhnung nach	28 Tagen
Geschlechtsreife	
Männchen:	ca. 9 Monate
Weibchen:	ca. 6 Monate
Lebenserwartung:	bis 10 Jahre

von den damals lebenden Menschen als Nahrungsquelle genutzt. Nach dem Ende der letzten Eiszeit dagegen, waren Kaninchen nur noch in Spanien sowie im westlichen Teil Nordafrikas zu finden. Von Spanien aus wurde nach dem Ende der letzten Eiszeit dann wieder der Süden Frankreichs besiedelt. Wie Ausgrabungen menschlicher Siedlungen in der Provence gezeigt haben, stand das Wildkaninchen schon vor etwa 8 000 – 9 000 Jahren bereits wieder auf dem Speiseplan der dort siedelnden Menschen.

Vor etwa 3 000 Jahren, als die ersten Phönizier aus Karthago im heutigen Tunesien mit Schiffen an der Iberischen Halbinsel landeten, verwechselten sie die dort häufig vorkommenden Wildkaninchen mit den ihnen aus ihrer Heimat bekannten Klippschliefern und nannten die Halbinsel „i-shepan-im“, was

in etwa mit „Insel der Klippschliefer“ übersetzt werden kann. Von dieser Bezeichnung für die Pyrenäenhalbinsel leiten sich sowohl das lateinische Wort „Hispania“ wie auch das spanische „España“ und damit letztendlich auch das deutsche „Spanien“ ab.

### 1.1.2 Domestikation

Die ausgedehnte aktuelle Verbreitung des Wildkaninchens ist hauptsächlich auf den menschlichen Einfluss zurückzuführen (vergl. Abb. 1.1, S. 4). Das Vorkommen auf Inseln beispielsweise ist allein durch den Menschen bedingt. Bereits die Römer (Römisches Reich von etwa 600 v.Chr. bis 500 n.Chr.) sorgten für eine Verbreitung in den Anrainerländern des Mittelmeeres. Die Tiere wurden in sogenannten Leporarien – großen, ummauerten Freigehegen – gehalten, die ursprünglich für Feldhasen errichtet worden waren und zur Fleischgewinnung dienten. Die Embryonen (auch „Laurices“ genannt) und gerade geborenen Jungtiere galten bereits bei den Bewohnern der Iberischen Halbinsel als eine Delikatesse. Die Kaninchen vermehrten sich im Gegensatz zu den Hasen in den Leporarien, so dass bald ausschließlich Wildkaninchen in diesen gehalten wurden. Dies kann als erster Schritt zur Domestikation des Kaninchens angesehen werden, obwohl hierbei noch keinerlei Auslese oder Züchtung stattfand.

Aus dem Beginn des Mittelalters (Dauer von etwa 500 n.Chr. bis 1500 n.Chr.) ist eine erste Stallhaltung und zu einem gewissen Maße auch ein erster Ansatz einer Züchtung mit den Tieren bekannt. Hierbei wurden Kaninchen vor allem in französischen Klöstern zusammen mit Rindern in den Kuhställen gehalten (sogenannte „Kuhhasen“), da der Verzehr von Embryos und frisch geborenen Jungtieren den Mönchen auch während der Fastenzeit erlaubt war. Aus der Mitte des 12. Jahrhunderts liegen Berichte vor, die einen Austausch von Kaninchen von Frankreich (Kloster St. Peter, Solignac) nach Deutschland (Kloster Corvey, Weser) erwähnen.

Im 16. Jahrhundert wird das Kaninchen in Schriften aus Frankreich und England häufiger als Nutztier erwähnt und es waren bereits verschiedene Farbschläge sowie sehr großwüchsige Rassen be-

kannt. Aus dieser Zeit stammte auch die Empfehlung, die Kaninchenweibchen direkt nach der Geburt der Jungtiere wieder decken zu lassen (Kaninchen kommen direkt nach der Geburt wieder in den Östrus); diese Empfehlung ging später aber wieder verloren. Im 17. Jahrhundert wurden Kaninchen als Pelzlieferanten genutzt und Anfang des 18. Jahrhunderts entstand das Angorakaninchen („Seidenhase“). Zum Ende des 18. Jahrhunderts wurde unter Mitwirkung von Johann Wolfgang von Goethe eine Manufaktur zur Verarbeitung der Angorawolle eingerichtet. Bis in das 19. Jahrhundert hinein war die Kaninchenhaltung in großen Gehegen zur Fleischgewinnung (ähnlichen den römischen Leporarien) weit verbreitet.

Zum Ende des 19. Jahrhunderts wurden in Frankreich und Deutschland die ersten Kaninchenzuchtvereine gegründet, was den Beginn einer kontrollierten Zucht darstellt. Zu dieser Zeit wurde auch die Kaninchenhaltung zur Fleisch- und Pelzproduktion in Privathaushalten propagiert, wobei die Tiere mit Küchenabfällen gefüttert werden sollten. Im Verlauf des 19. Jahrhunderts wurden Kaninchen auch in anderen Erdteilen ausgesetzt.

Das bekannteste Beispiel hierfür ist wohl Australien, wo in der Mitte des 19. Jahrhunderts 20 Wildkaninchen eingeführt wurden. Nach dem Entkommen einiger dieser Tiere in die Freiheit erfolgte die äußerst erfolgreiche Besiedlung des Kontinents (im Durchschnitt verbreiteten sich die Tiere mit etwa 54 km pro Jahr; vergleiche auch die Verbreitungskarte in Abb. 1.1, S. 4). Die erfolgreiche Ausbreitung des Wildkaninchens wird mit dem hohen Vermehrungspotential (siehe Kapitel 1.5.2 auf S. 11) sowie dem Vermögen der Tiere, fast jegliche Form pflanzlicher Nahrung zu verwerten (siehe Kapitel 1.4 auf S. 7) begründet.

### 1.1.3 Kaninchen als Haustiere

Die Domestikation des Wildkaninchens liegt noch nicht sehr lange zurück und die Hauskaninchen haben noch viele Eigenschaften ihrer wilden Vorfahren beibehalten. Zum Vergleich liegt die Domestikation des Hundes etwa 14 000 bis 18 000 Jahre (neuere, genetische Untersuchungen lassen sogar auf eine Trennung von Hund und Wolf vor ca.

135 000 Jahren schließen), die von Hausrind, Schaf und Ziege etwa 10 000 Jahre und die von Hauskatze und Frettchen ca. 3 000 bis 3 500 Jahre zurück (die genauen Daten der Domestikation der einzelnen Arten unterscheiden sich je nach geographischer Region, da zum Teil verschiedene Völker unabhängig voneinander mit der Domestikation der verschiedenen Haustiere begonnen haben).

Die Haltung von Kaninchen im Wohnbereich des Menschen ist eine sehr junge Erscheinung. Die Zucht der hierfür in der Regel verwendeten Zwergformen des Hauskaninchens (z.B. Hermelinkaninchen, Zwergwidder oder Fuchszwerge, Farbzwerge) begann erst etwa nach dem Ende des Zweiten Weltkriegs. Diese Zwergformen sind nicht mit dem Amerikanischen Zwergkaninchen (*Brachylagus idahoensis*) aus dem Nordwesten der USA zu verwechseln; dies ist eine völlig eigenständige Art.

Die einzelnen Zuchtformen des Hauskaninchens unterscheiden sich sowohl untereinander, als auch vom Wildkaninchen (siehe den Steckbrief auf S. 1) zum Teil recht deutlich. So können z.B. Deutsche Riesen, die vor allem für die Fleischproduktion gezüchtet worden sind, bis zu 10 kg wiegen, während die als Wohnungstiere gehaltenen Zwergkaninchen ein Gewicht von 2 kg kaum überschreiten.

## 1.2 Natürlicher Lebensraum und aktuelle Verbreitung

Die Verbreitung des Europäischen Wildkaninchens ist stark durch den Menschen geprägt (siehe auch das Kapitel 1.1 auf S. 1, sowie die Abb. 1.1, S. 4). In der Regel werden die Tiere jedoch auf lockeren Böden, in denen sie leicht graben und ihre Baue anlegen können und in einer eher offenen Landschaft mit niedrigem Bewuchs aus Gräsern und Kräutern sowie einzelnen Büschen und Bäumen angetroffen. Vor allem die Büsche werden von den Tieren beim Aufenthalt im Freien bei Annäherung eines Beutegreifers als kurzfristige Deckung genutzt. Gerne wird von den Kaninchen leicht hügeliges Gelände besiedelt.

In ihrem ursprünglichen Verbreitungsgebiet auf der Iberischen Halbinsel (siehe Historie auf S. 1)

bevorzugen Wildkaninchen Sanddünen mit angrenzendem, feuchtem Grasland. In den Dünen legen sie ihre Baue an, während das Grasland zur Nahrungsaufnahme genutzt wird. Für die Niederlande und Großbritannien wurde eine Bevorzugung für Sanddünen, Heide und Acker-Grasland nachgewiesen.

Generell scheinen die Tiere Bereiche aufzusuchen, an denen zwei verschiedene Habitatformen aufeinandertreffen, so dass sie die Vorteile beider Habitats nutzen können. Wenn sich Kaninchen beispielsweise an einem Waldrand mit angrenzenden Wiesenflächen aufhalten, dann können sie die Wiese zur Nahrungssuche und den Wald als Deckung und zur Anlage ihrer Baue nutzen. Ein geschlossener Wald mit schweren, nassen Böden, Landschaften mit nur spärlichem Pflanzenbewuchs sowie reine Getreidefelder werden dagegen vom Europäischen Wildkaninchen in der Regel gemieden. Ebenso werden Gebiete, die höher als etwa 600 m über dem Meeresspiegel liegen, von den Kaninchen nicht als Lebensraum genutzt, selbst wenn hier geeignete Nahrung und Möglichkeiten zur Anlage eines Baus vorhanden sind.

Die ursprüngliche Verbreitung des Wildkaninchens und ein Vergleich der Entwicklung von Populationen in verschiedenen Verbreitungsgebieten zeigen, dass Kaninchen Regionen mit mediterranem Klima (heiße, trockene Sommer und milde, mäßig feuchte Winter) zu bevorzugen scheinen. Ein durch Kälte und vor allen Dingen Nässe geprägtes Klima kommt den Ansprüchen der Kaninchen dagegen nicht entgegen (siehe hierzu auch Abb. 1.1, S. 4).

Die Populationsdichten, die Wildkaninchen erreichen können, sind sehr variabel. Für England beispielsweise wird eine durchschnittliche Dichte von 2 – 5 Tieren pro Hektar angegeben, wobei Schwankungen im Bereich von 0,1 bis 30 Tieren pro Hektar möglich sind.

Durch Rodungen von Wäldern und die Schaffung offener Lebensräume wurde die Verbreitung des Wildkaninchens maßgeblich gefördert. Ebenso werden von Menschen geschaffene Parks, Gärten und Friedhöfe innerhalb von Städten sehr häufig von Wildkaninchen als Lebensraum angenommen,





**Abbildung 1.1:** Historische (dunkelgrau schraffiert) und aktuelle (hellgrau schraffiert) Verbreitung des Wildkaninchens (*Oryctolagus cuniculus*).

weil sie hier ideale Bedingungen – Schutz vor Fressfeinden bzw. das Fehlen solcher und ein ausreichendes Nahrungsangebot – vorfinden.

Das Europäische Wildkaninchen ist jedoch sehr anpassungsfähig und kann sich auch in Lebensräumen behaupten, die mehr oder weniger stark von den oben gemachten Angaben abweichen. Kaninchen sind in der Lage, sich von nahezu jeglicher Form von Pflanzen zu ernähren. So fressen beispielsweise auf den Kerguelen-Inseln am Rande der Antarktis ausgesetzte Tiere im Winter, wenn die natürliche Vegetation der Insel nahezu abgeweidet ist, von nach Stürmen angespültem Riesentang.

Die von den Tieren angelegten Bauanlagen bieten Schutz vor klimatischen Extremen und vor vielen Fressfeinden. In Lebensräumen mit zum Graben ungeeigneten Böden, können Europäische Wildkaninchen, ähnlich wie Feldhasen, aber auch oberirdisch leben und sogar Baumhöhlen beziehen, die

mehrere Meter über dem Boden liegen. In einem Sumpfgebiet in England wurden Kaninchen wiederholt dabei beobachtet, wie sie auch größere Strecken schwimmend zurücklegten, ohne dazu gezwungen zu sein. In stark vom Menschen geprägten Lebensräumen nutzen die Wildkaninchen auch künstliche Höhlen wie zum Beispiel Holzstapel oder Reishaufen.

## 1.3 Morphologie und Anatomie

### 1.3.1 Äußere Merkmale

Freilebende Wildkaninchen erreichen eine Kopfrumpflänge von bis zu 50 cm und ein Gewicht von maximal 2,2 kg. Auf Grund der Vielzahl an Zuchtformen (Zwergkaninchen mit einem Gewicht von etwa 1,1 - 1,5 kg bis zu Fleischkaninchen mit einem Gewicht von 10 kg und mehr) können Hauska-

ninchen mehr oder weniger stark von diesen Werten abweichen.

Äußere Kennzeichen des Kaninchens sind die langen Ohren, die jedoch – im Unterschied zum Europäischen Feldhasen, immer kürzer als der Kopf sind, die relativ großen, seitlich-oben am Kopf liegenden Augen, sowie die relativ langen Hinterextremitäten. Die großen Ohrmuscheln deuten bereits auf das gut ausgebildete Hörvermögen des Kaninchens hin. Die unabhängig voneinander beweglichen Ohren ermöglichen den Tieren eine genaue Ortung von Geräuschquellen.

Die Lage der Augen befähigt das Kaninchen als Fluchttier zu einer horizontalen Rundumsicht von fast 360° sowie zu einer guten Sicht nach oben, was den Tieren hilft, sich auf dem Boden oder aus der Luft nähernde Beutegreifer frühzeitig zu erkennen. Durch diese gute Rundumsicht sind Kaninchen allerdings kaum zu räumlichem Sehen befähigt, da sich die Sehfelder beider Augen nur in sehr geringem Maße überschneiden. Die Augen sind darüber hinaus noch *astigmatisch*, so dass die Tiere Gegenstände in keiner Entfernung scharf erkennen können. Kaninchen können daher sich langsam bewegende Objekte nur schlecht wahrnehmen, wohingegen die Tiere sehr gut darin sind, sich schnell bewegende Objekte zu erkennen. Die Pupillen lassen sich nur wenig verengen und ein Farbsehen ist nur für die Farben Blau und Grün nachgewiesen. Dies kann als eine Anpassung an ein Sehen in der Dämmerung gedeutet werden, was der Lebensweise der Tiere entgegenkommt (Wildkaninchen verlassen ihre Bauanlagen hauptsächlich zur Dämmerung und während der Nacht).

### 1.3.2 Bewegungsapparat

Da Kaninchen gegenüber ihren Fressfeinden wenig wehrhaft sind, flüchten die Tiere in der Regel bei Gefahr. Zum schnellen Laufen befähigen sie ihre langen Hinterextremitäten und die relativ großen Füße. Als weitere Anpassung in dieser Richtung wird das Verwachsen von Schien- und Wadenbein am unteren Ende gedeutet. Durch die im Vergleich zu den Vorderextremitäten langen Hinterläufe ist den Tieren bei allen Fortbewegungsgeschwindigkei-

ten nur ein Galopp möglich, wobei die Hinterextremitäten zur Fortbewegung seitlich am Körper vorbeigeführt und vor den Vorderextremitäten aufgesetzt werden (eine Ausnahme ist das sogenannte „Rutschen“ bei der Nahrungsaufnahme, bei dem die Vorderextremitäten so weit ausgreifen, bis der Körper gestreckt ist und dann die Hinterextremitäten nachgezogen werden). Die Ober- und Unterarme der Vorderextremitäten sind in etwa gleich lang und Elle und Speiche sind gleich dick, was als eine Anpassung an die Grabtätigkeit der Wildkaninchen interpretiert wird.

### 1.3.3 Verdauungsapparat

Am Gebiss eines Kaninchens fallen zuerst die großen oberen und unteren Schneidezähne auf, die an einen Vertreter der Nagetiere erinnern. Im Gegensatz zu den Nagetieren besitzen die Hasenartigen jedoch noch ein zusätzliches Paar Schneidezähne im Oberkiefer, die als sogenannte Stiftzähne hinter den eigentlichen Schneidezähnen liegen. Außerdem weisen die oberen Schneidezähne an der Vorderseite eine Längsfurche auf, die bei den Nagetieren ebenfalls nicht zu finden ist. Die Schneidezähne werden durch die Aufnahme der Nahrung sowie durch das gegenseitige Reiben der oberen und unteren Zähne aufeinander ständig meißelförmig abgeschliffen und dadurch scharf gehalten. Die unteren Schneidezähne werden dabei vor allem durch die Kaubewegungen der Backenzähne beim Zerkleinern der Nahrung abgenutzt, indem sich die unteren Schneidezähne beim Kauen an den oberen Schneidezähnen abschleifen. Die Abnutzung der oberen Schneidezähne wird dagegen mehr durch die Art des aufgenommenen Futters beeinflusst. Die besondere Form des Unterkiefergelenks ermöglicht den Kaninchen im Gegensatz zu den Nagetieren eine seitliche Kaubewegung der Backenzähne. Da die beiden Zahnreihen des Unterkiefers enger beieinander stehen als die Zahnreihen des Oberkiefers, können Kaninchen nicht zeitgleich beide, sondern entweder nur die rechte oder die linke Zahnreihe zum Kauen benutzen. Da die Eckzähne fehlen, befindet sich zwischen den Schneide- und den Vorbackenzähnen eine große Lücke, das sogenannte „Diastema“. Alle Zähne besitzen offene Wurzeln und wachsen zeitlebens nach, wobei die Wachstumsgeschwindigkeit unter anderem durch den Härtegrad der Nahrung und die dadurch beeinflusste Abnut-



zung der Zähne mitbestimmt wird. Für das Wachstum der Schneidezähne bei Hauskaninchen werden Werte von 0,1 bis 0,5 mm pro Tag angegeben; bei Wildkaninchen sind auf Grund von Unterschieden in der Art der aufgenommenen Nahrung größere Schwankungen beim täglichen Zahnwachstum möglich.

Auch bei den Verdauungsorganen gibt es bei den Kaninchen einige Besonderheiten. So weist z.B. die Wandung des einkammerigen Magens kaum Muskelgewebe auf und der Transport des Nahrungsbreis erfolgt lediglich dadurch, dass ständig Nahrung durch die Speiseröhre nachgeschoben wird (man spricht hier auch von einem „Stopfmagen“). Auf den Magen folgt der Dünndarm, der in einen vorderen und einen hinteren Teil unterschieden werden kann.

Im vorderen Bereich des Dünndarms münden die Ausführungsgänge der Leber und der Bauchspeicheldrüse. Sowohl die Leber, als auch die Bauchspeicheldrüse produzieren für die Verdauung wichtige Sekrete (Leber: Gallensaft; Bauchspeicheldrüse: Verdauungsenzyme für Proteine, Fette, Stärke, Nukleinsäuren). Der vordere Bereich des Dünndarms beim Kaninchen entspricht damit dem Zwölffingerdarm des Menschen. Im hinteren Teil des Dünndarms findet dann schließlich über die Darmzotten die Aufnahme der bei der Verdauung entstandenen Spaltprodukte statt, die so dem Stoffwechsel des Tieres zugeführt werden. Am Übergang vom hinteren Dünndarm in den Dickdarm befindet sich bei den Kaninchen der extrem vergrößerte Blinddarm, welcher bis zum 10fachen Volumen des Magens an Nahrungsbrei aufnehmen kann.

Kaninchen gehören zu den sogenannten „Blinddarmfermentierern“ und können, anders als beispielsweise die Wiederkäuer, die mit der Nahrung aufgenommene Zellulose nicht im Magen aufspalten. Die Spaltung der Zellulose in Zuckermoleküle (Traubenzucker), die von den Tieren verstoffwechselt werden können, erfolgt daher im Blinddarm mit Hilfe einzelliger Organismen, mit denen die Tiere eine Symbiose eingehen. Im Blinddarm wird der sogenannte „Blinddarm-“ oder „Weichkot“ gebildet, welcher reich an Vitaminen der B-Gruppe, an Vitamin K, sowie an Proteinen von den zer-

setzten Darmsymbionten ist, und welcher neben dem normalen Enddarm-Kot von den Tieren ausgeschieden wird. Damit diese Vitamine und Proteine nicht verloren gehen, wird der Blinddarmkot in der Regel von den Tieren meistens unmittelbar nach dem Ausscheiden wieder aufgenommen (man spricht hierbei auch von Caecotrophie) und passiert den Darm ein zweites Mal. Dies ist notwendig, da sich der Blinddarm am Ende des Dünndarms, am Übergang zum Dickdarm befindet, die Resorption von Vitaminen und Proteinen aus dem Nahrungsbrei aber nur im Dünndarm stattfinden kann. Anschließend an den Blinddarm folgt der relativ kurze Dickdarm, in welchem den unverdaulichen Resten des Nahrungsbreis das Wasser entzogen wird. Im Enddarm schließlich werden die Kotballen geformt und durch den After ausgeschieden.

Bei Wildkaninchen kann die Länge des Dünndarms und Dickdarms in Abhängigkeit vom Nahrungsangebot und der Jahreszeit zwischen 250 cm und etwa 500 cm schwanken. Zu einer Änderung der Darmlänge kommt es beispielsweise dann, wenn sich die Tiere im Herbst an die sich verändernde Futterqualität und -quantität anpassen müssen. Da sich fast alle tierischen Gewebe, wie z.B. die Haut, das Knochengewebe, die Muskeln oder das Nervengewebe, in einem ständigen Umbau befinden, kann auch eine Längenänderung des Darms durch eine vermehrte Neubildung von Zellen innerhalb weniger Wochen erfolgen.

### 1.3.4 Einfluss der Domestikation auf die Anatomie

Bei Hauskaninchen ist anzumerken, dass als Folge der Domestikation die Hirngröße und die Größe der inneren Organe wie beispielsweise des Herzens und des Verdauungsapparats abgenommen haben. So ist etwa bei einem gleich großen Hauskaninchen das Gehirngewicht um durchschnittlich 22 % geringer als bei einem Wildkaninchen. Das geringere Gehirngewicht hat unter anderem Auswirkungen auf die Sinnesleistungen wie Seh- und Hörvermögen oder die Geschmackswahrnehmung, die beim Hauskaninchen geringer sind als beim Wildkaninchen. Die Länge von Dünndarm und Dickdarm ist beim Hauskaninchen durchschnittlich um etwa einen halben Meter kürzer. Eine ähnliche Entwicklung ist bei

der Domestikation fast aller Haustiere zu beobachten.

## 1.4 Ernährung

### 1.4.1 Nahrungs- und Wasserbedarf

Das Europäische Wildkaninchen ist ein reiner Vegetarier und im Vergleich zum Europäischen Feldhasen eher ein Nahrungsgeneralist, d.h. die Tiere sind in Bezug auf ihre Nahrung wenig wählerisch und fressen nahezu alle in ihrem Habitat vorkommenden Pflanzen. Im Allgemeinen bevorzugen Kaninchen Gräser und Kräuter, wobei Gräser in der Regel den Hauptbestandteil der Nahrung ausmachen. Während der Vegetationsperiode im Freiland werden von Wildkaninchen vor allem die proteinreichen jungen Blätter und Triebspitzen verzehrt. Außerhalb der Vegetationsperiode werden aber auch die Rinde und die jungen Triebe verschiedener Laub- und Nadelhölzer gefressen und sogar der Verzehr von Pilzen und Moos ist beobachtet worden. Ebenso werden teilweise Früchte wie z.B. Brombeeren oder auch die Eicheln verschiedener Eichenarten genutzt (letzteres wird vor allem dann beobachtet, wenn die Futterqualität von Gräsern und Kräutern abnimmt). In Abhängigkeit von der Verfügbarkeit – also in der Regel nur im Spätsommer – werden von Kaninchen auch vom Menschen genutzte Pflanzen wie Getreide (Roggen, Gerste und Weizen), Mais, Raps, Bohnen, Zucker- und Futterrüben und Kartoffeln gefressen. Die genannten Pflanzen sind jedoch keinesfalls als fester Bestandteil in der Ernährung der Wildkaninchen zu verstehen. Würden sich die Tiere dauerhaft von solchen energiereichen Pflanzen ernähren, so würden auch bei Wildkaninchen ziemlich schnell ernährungsbedingte Krankheiten auftreten. Je nach Region und Jahreszeit können große Unterschiede in Bezug auf das Nahrungsspektrum der Tiere bestehen.

Wildkaninchen sind in der Lage, den Wasser- und Salzgehalt ihrer Futterpflanzen zu unterscheiden und können so bis zu einem gewissen Maß Schwankungen im Nährwert ihrer Nahrungspflanzen durch die Art und Menge der aufgenommenen Nahrung kompensieren. Wildkaninchen nehmen je nach Alter und Jahreszeit pro Tag zwischen 6 – 8 % ih-

res Lebendgewichts an Nahrung auf, wenn der Anteil an verdaulichen Nährstoffen etwa 55 % beträgt und der Anteil an Proteinen von diesen verdaulichen Nährstoffen bei 16 % liegt.

Der Wassergehalt der Nahrung liegt bei adulten Tieren in der Regel bei mindestens 55 %. Vor allem weibliche Kaninchen haben während der Trächtigkeit und der Jungenaufzucht im Vergleich zu ausgewachsenen Männchen einen deutlich erhöhten Nahrungs- und Wasserbedarf. Der Menge des täglich aufgenommenen Wassers variiert bei Wildkaninchen je nach Klima und Salzgehalt des Wassers zwischen 46 – 214 ml Wasser pro Kilogramm Körpergewicht (bei Jungtieren liegt der Wasserbedarf um den Faktor 1,7 höher als bei erwachsenen Tieren). Auch bei Hauskaninchen ist die täglich benötigte Wassermenge unter anderem von der Größe des Tieres, von der Umgebungstemperatur und von der Art der aufgenommenen Nahrung abhängig. Bei einer Umgebungstemperatur von 20 °C trinkt ein ausgewachsenes Hauskaninchen zwischen 150 – 250 ml Wasser pro Tag.

Bei Wildkaninchen ist für die Jungtiere eine Futterprägung nachgewiesen, bei der die Jungtiere, wenn sie beginnen, feste Nahrung aufzunehmen, eine Vorliebe für die Nahrungspflanzen entwickeln, die auch von ihrer Mutter bevorzugt werden. Diese Prägung wird über bestimmte Pflanzeninhaltsstoffe bereits im Uterus vermittelt und setzt sich während der Zeit des Säugens über die Aufnahme von mütterlichem Blinddarmkot und über den Kontakt mit der säugenden Mutter fort.

### 1.4.2 Verdauungsvorgang

Der Verdauungsvorgang beginnt bereits im Mund, indem die Nahrung durch die Zähne zerkleinert und mit Speichel vermengt wird. Im Speichel befindet sich ein Enzym, die sogenannte Amylase, welche bereits im Mundraum dafür sorgt, dass die in der Nahrung enthaltene Stärke zu kleineren Zuckerbruchstücken (genauer zu Kohlenhydraten aus zwei Traubenzuckereinheiten, den sogenannten Disacchariden) abgebaut wird. Jungtieren bis zu einem Alter von etwa 7 Wochen fehlt dieses Enzym im Speichel allerdings noch, so dass sie nicht in der Lage sind, die in der Nahrung befindliche Stärke

zu verdauen. Enthält die Nahrung zu viel Stärke (besonders stärkereich sind beispielsweise die Sämereien der Gräser und hierbei vor allem die der Getreidearten), so kann es bei Jungtieren zu Erkrankungen des Verdauungstraktes kommen.

Aus dem Mundraum wird die Nahrung über die Speiseröhre in den Magen befördert. Die Speiseröhre dient dabei lediglich dem Transport des Nahrungsbreis und es finden hier keine Verdauungsvorgänge statt. Im Magen, der als Stopfmagen mit nur gering entwickelter Muskulatur in der Magenwand auf eine ständige Nahrungszufuhr angewiesen ist, erfolgt die Ansäuerung des Nahrungsbreis durch den im Magen produzierten Magensaft. Der Magensaft enthält neben Salzsäure zusätzlich noch Enzyme (vor allem das Enzym Pepsin) sowie Hormone (körpereigene Botenstoffe) und wird von Drüsen in bestimmten Bereichen der Magenwand produziert. Die Salzsäure sorgt für eine Absenkung des pH-Wertes von etwa pH 7 auf einen Wert von pH 2 bis pH 4 und dadurch für eine Ansäuerung des Nahrungsbreis. Die Schaffung eines sauren Milieus ist notwendig, um die Bestandteile der aufgenommenen Nahrung weiter zu zersetzen. Durch den niedrigen pH-Wert wird weiterhin ein Großteil der mit der Nahrung aufgenommenen Mikroorganismen und Krankheitserreger abgetötet. Außerdem benötigt das Enzym Pepsin, welches für die Spaltung eines Teils der Proteinbestandteile des Nahrungsbreis im Magen zuständig ist, einen solchen niedrigen pH-Wert um überhaupt arbeiten zu können. Die im Magen produzierten Hormone sorgen unter anderem dafür, dass die Sekretion des Magensaftes unterbrochen wird, wenn der Nahrungsbreis den sich an den Magen anschließenden Dünndarm erreicht hat.

Im vorderen Teil des Dünndarms münden die Ausführgänge von Leber und Bauchspeicheldrüse (vergl. Kapitel 1.3.3 auf S. 5). Aus der Leber wird dem Dünndarm der Gallensaft zugeführt, dessen wichtigster Bestandteil, die Gallensäure, dafür sorgt, dass die in der Nahrung enthaltenen Fette zu feinen Tröpfchen emulgiert werden. Diese Tröpfchenbildung ist notwendig, damit die fettverdauenden Enzyme, die sogenannten Lipasen, überhaupt ihre Arbeit aufnehmen können (mit größeren Fettbestandteilen können die Lipasen nicht in Wechsel-

wirkung treten). Aus der Bauchspeicheldrüse werden vor allem Enzyme zum vorderen Dünndarm transportiert, die für einen weiteren Abbau der Stärke und Proteine sorgen und weiterhin die mit der Nahrung herangeführten Fette und Nukleinsäuren abbauen und damit dem Stoffwechsel des Organismus zur Verfügung stellen. Weitere, für die Verdauung des Nahrungsbreis erforderliche Enzyme stammen aus Drüsen der Darmschleimhaut des vorderen Darmabschnitts. Zusammen sorgen die Sekrete aus der Bauchspeicheldrüse und den Drüsen der Dünndarmschleimhaut weiterhin dafür, dass die Wirkung der aus dem Magen stammenden Salzsäure neutralisiert wird (der pH-Wert wird von einem stark sauren auf einen neutralen Bereich um pH 7 angehoben). Dies ist zum Einen wichtig, damit es im Dünndarm nicht zu einem Selbstverdau durch die Magensäure kommt und zum Anderen benötigen die Dünndarmenzyme, im Gegensatz zum Pepsin des Magens, einen neutralen pH-Wert um ihre Funktion wahrnehmen zu können. Im hinteren Teil des Dünndarms folgt nach der enzymatischen Aufspaltung der Nahrungsbestandteile die Aufnahme der für den Organismus verwertbaren Nährstoffe in den Blutkreislauf. Diese Aufgabe wird von den Darmzotten in der Dünndarmschleimhaut übernommen.

Kaninchen ernähren sich, wie oben bereits erwähnt von Pflanzen, die zu einem großen Teil aus Zellulose bestehen. Die Zellulose macht zusammen mit einigen anderen Bestandteilen den Rohfaseranteil der Nahrung aus. Da kein Wirbeltier von sich aus in der Lage ist, Zellulose aufzuschließen, bedienen sich diese Tiere verschiedener Mikroorganismen, mit deren Hilfe die Zellulose gespalten und dem Stoffwechsel des Organismus zugeführt werden kann. Beim Kaninchen befinden sich diese Mikroorganismen im stark vergrößerten Blinddarm, welcher zwischen dem hinteren Dünndarm und dem Dickdarm gelegen ist (siehe Kapitel 1.3.3 auf S. 5).

Da Wildkaninchen den Rohfaseranteil der Nahrung während der normalen Darmpassage nur sehr ineffizient verdauen, passiert zwischen 80 – 100 % der aufgenommenen Rohfaser den Verdauungstrakt durch den Verzehr des Blinddarmkots ein zweites Mal (siehe auch Kapitel 1.3.3 auf S. 5). Der Anteil des Weichkotes am Gesamtkot beträgt zwischen 25

**Tabelle 1.1:** Empfohlene Nährstoffmengen für eine gesunde Ernährung von Hauskaninchen. Die Angaben für Tiere im Wachstum gelten auch für trächtige oder laktierende Weibchen.

	ausgewachsene Tiere	Tiere im Wachstum
Rohprotein	12 - 14 %	14 - 16 %
Rohfett	2 - 3 %	3 - 4 %
Rohfaser	18 - 22 %	dto.
Calcium Ca	0,6 - 0,8 %	1,0 - 1,2 %
Phosphor P	0,4 - 0,6 %	dto.
Ca-P-Verhältnis	2 : 1	dto.
Vitamin A	9 000 - 10 000 IE/kg AF	bis 12 000 IE/kg AF
Vitamin D <sub>3</sub>	900 - 1 200 IE/kg AF	dto.
Vitamin E	30 - 60 mg/kg AF	dto.
Energie	9 - 10 MJ DE/kg AF	dto.

IE Internationale Einheit; 1 IE Vitamin A  $\hat{=}$  0,3  $\mu$ g Retinol  $\hat{=}$  0,6  $\mu$ g Beta-Carotin;

1 IE Vitamin D<sub>3</sub>  $\hat{=}$  0,025  $\mu$ g Vitamin D<sub>3</sub>

AF = Alleinfutter; MJ DE = Megajoule Digestible Energy = Megajoule verdauliche Energie

und 30 %. Werden Kaninchen an der Aufnahme des Blinddarmkots gehindert, so stellen sich bald ernährungsbedingte Mangelsymptome ein und die Tiere können letztendlich sterben. Bei Hauskaninchen ist darauf zu achten, dass eine Futterumstellung niemals plötzlich erfolgen sollte, da dies die Darmflora des Blinddarms empfindlich stören und im ungünstigsten Fall zu einer extrem starken Gasbildung im Blinddarm führen kann.

An den Blinddarm schließt sich der Dickdarm an, der vor allem dazu dient, dem verbliebenen Nahrungsbrei das enthaltene Wasser zu entziehen. Auch hier sind aber noch Mikroorganismen anzutreffen, deren Stoffwechselprodukte (kurzkettige Fettsäuren) noch im Dickdarm von den Tieren aufgenommen werden können. Im hinteren Abschnitt des Dickdarms werden die Kotballen vorgeformt bevor sie dann im Enddarm ihre endgültige Form erhalten und ihnen noch die verbliebene Restfeuchtigkeit entzogen wird. Die Ausscheidung der Kotballen erfolgt dann über den After.

### 1.4.3 Nährstoffe

An Nährstoffen werden drei wesentliche Klassen unterschieden: Kohlenhydrate („Zucker“), Proteine („Eiweiß“) und Fette.

Die Mehrfachzucker (Polysaccharide) wie z.B. die Stärke, die von der Amylase des Speichels bereits größtenteils in Zweifachzucker (Disaccharide) zerlegt wurden, werden im Dünndarm zu Einfachzuckern (Monosacchariden) gespalten, die dann vom Organismus in dieser Form aufgenommen und vor allem zur Energieproduktion genutzt werden können. Zum Teil werden die Einfachzucker auch zur Leber transportiert und hier in Glykogen („tierische Stärke“) oder auch in Fett umgewandelt.

Die Proteine werden im Dünndarm weiter in ihre Bausteine, die stickstoffhaltigen Aminosäuren, zerlegt und dienen den Tieren nach Aufnahme über die Dünndarmzotten zum Aufbau von Muskel- und Organewebe sowie zur Bildung von Haaren und Krallen. Bei einem Überangebot an Proteinen in der Nahrung, können Aminosäuren nach der Abspaltung des Stickstoffs auch zur Energiegewinnung genutzt werden. Für die Ernährung wichtig sind vor allem die sogenannten „essentiellen Aminosäuren“, die der Organismus nicht selber herstellen kann und die daher mit der Nahrung zugeführt werden müssen. Von Bedeutung ist in diesem Zusammenhang der Blinddarmkot, welcher viele, aus dem Verdau der Mikroorganismen stammende, essentielle Aminosäuren enthält.

Die aus der Nahrung stammenden Fette, werden durch die Lipasen zu Glycerin, Cholesterin und Fettsäuren abgebaut, welche dann im hinteren Dünndarmabschnitt von den Darmzotten aufgenommen werden können. Die Fettsäuren dienen in erster Linie der Energieproduktion, werden aber bei einem Überangebot als sogenanntes Depot- oder Speicherfett beispielsweise im Unterhautfettgewebe angelagert. Das Glycerin ist am Aufbau der sogenannten Lipide beteiligt, die zum Teil als körpereigenes Fett gespeichert werden und darüber hinaus einen wichtigen Bestandteil der Zellmembranen darstellen. Das Cholesterin ist ebenfalls am Aufbau der Zellmembranen beteiligt und beeinflusst wesentlich deren Flexibilität (je mehr Cholesterin in einer Zellmembran enthalten ist, desto unflexibler wird diese).

Im Hinblick auf die Physiologie der Kaninchen sollte bei der Ernährung auf die Einhaltung bestimmter Nährstoffmengen geachtet werden, um die Tiere gesund zu halten. Die Tabelle 1.1 (siehe S. 9) gibt einen Überblick über die wichtigsten Nährstoffklassen und deren empfohlene Anteile an der Nahrung für eine gesunde Ernährung von Hauskaninchen. Die meisten dieser Angaben sind auch auf den handelsüblichen Fertignahrungsmitteln zu finden.

Zu beachten ist, dass bei diesen empfohlenen Nährstoffmengen prinzipiell alle gereichten Futtermittel berücksichtigt werden müssen. Wird ein Hauskaninchen also mit einer Futtermischung gefüttert, die in ihrer Zusammensetzung den empfohlenen Mengen entspricht, dann kann es beim Zufüttern von Frischfutter mitunter zu einer Überversorgung des Tieres mit einzelnen Nahrungsbestandteilen kommen.

## 1.5 Verhalten

Die im Folgenden gemachten Angaben beziehen sich, wenn nicht explizit angegeben, hauptsächlich auf das Verhalten von Wildkaninchen. Allerdings sind sich Wild- und Hauskaninchen in vielerlei Hinsicht noch so ähnlich, dass ein Großteil des hier beschriebenen Verhaltensrepertoires auch noch bei den Hauskaninchen zu beobachten ist.

### 1.5.1 Sozialstruktur

Europäische Wildkaninchen sind, im Gegensatz zum Feldhasen, gesellige Tiere, die in individualisierten Verbänden zusammenleben. In geeigneten Lebensräumen finden sich zwar manchmal Ansammlungen von mehreren hundert Kaninchen, jedoch leben hier in der Regel kleinere Gruppen von etwa 10 Tieren in einer engen Gemeinschaft zusammen. Ein gegenseitiges, individuelles Erkennen erfolgt nur innerhalb einer solchen Kleingruppe. Untersuchungen haben ergeben, dass sich eine solche Gruppe aus etwa 1 – 5 Männchen und 1 – 7 Weibchen zusammensetzt, die gemeinsam ein fest umgrenztes Territorium gegen die Nachbargruppen verteidigen. Die Etablierung des Territoriums erfolgt durch Kämpfe der Männchen einer Gruppe mit den Reviernachbarn zu Beginn der Reproduktionsperiode. Anschließend werden die Grenzen durch ritualisiertes, aggressives Verhalten (die Kontrahenten laufen an den Territoriumsgrenzen parallel nebeneinander her und scharren oberflächlich den Boden auf) für die Dauer der Fortpflanzungsperiode aufrecht erhalten. Weiterhin dienen Kotplätze zur Markierung des Reviers. Dabei spielt nicht der Kot die eigentliche Rolle bei der Reviermarkierung, sondern das Sekret der Analdrüsen, mit dem die Kotkugeln benetzt werden. Verteidigt und markiert wird in der Regel nur die nähere Umgebung rund um die Bauanlage.

Die Größe des Aktionsraums des Europäischen Wildkaninchens ist sehr stark abhängig von der Qualität des besiedelten Habitats, beträgt in der Regel jedoch selten mehr als etwa 20 ha (= 200000 m<sup>2</sup>; entspräche etwa der Größe eines Kreises mit einem Radius von 252 m). Innerhalb des Aktionsraums der Gruppe haben die einzelnen Tiere individuelle Aufenthaltsgebiete. Dabei ist die durch die Männchen genutzte Fläche größer als die der Weibchen. Auch hier schwanken die Flächengrößen in Abhängigkeit von der Habitatqualität. Für Männchen wurden Größen zwischen 490 m<sup>2</sup> und 47 000 m<sup>2</sup> nachgewiesen, für weibliche Tiere Größen zwischen 410 m<sup>2</sup> und 34 000 m<sup>2</sup>. In der Regel überlappt der Aktionsraum eines Männchens den mehrere Weibchen, während die Aktionsräume der Weibchen einander kaum überlappen. Wenn sich der Untergrund wenig zum Graben und damit zur Anlage von Bauen eignet (etwa auf Kalkböden),

dann überlappen die Aktionsräumen der Weibchen in stärkerem Maße, was zu einer gesteigerten Aggressivität zwischen den Weibchen führt. Innerhalb ihres Aktionsraums benutzen die Tiere immer wieder bestimmte Wechsel, die sie, um sich selber zurechtzufinden, mit Hilfe des Sekrets aus den Kinnröhren und auch mit Urin markieren.

Innerhalb dieser Gruppen besteht eine feste, nach Geschlechtern getrennte, lineare Rangfolge, das heißt, dass es innerhalb der Gruppe ein männliches Tier gibt, welches über alle anderen Männchen dominant ist und ebenso ein Weibchen, welches über allen anderen Weibchen der Gruppe steht. Die Dominanzhierarchien werden vor allem zu Beginn der Fortpflanzungsperiode durch Kämpfe (Beißen, Treten mit den Hinterläufen, Hoch- und Überspringen) untereinander etabliert und zwischen den Männchen durch Nachjagen bzw. zwischen den Weibchen durch Verdrängen aufrecht erhalten.

Das dominante Männchen erhält in der Regel das Recht, sich mit allen Weibchen seiner Gruppe zu paaren (das Paarungssystem wäre also eine Polygynie), während das dominante Weibchen als einziges seine Jungen im Schutz des Gemeinschaftsbauwerks werfen und aufziehen kann. Anscheinend müssen dagegen rangniedere Weibchen höchstwahrscheinlich außerhalb des Gemeinschaftsbauwerks eine Setzröhre graben, in der sie ihre Jungen zur Welt bringen. Das Risiko, dass Jungtiere in solchen Setzröhren einem Beutegreifer wie beispielsweise dem Fuchs zum Opfer fallen, ist höher als für die Jungtiere, die im Gemeinschaftsbau zur Welt kommen, obwohl die Weibchen die Setzröhren beim Verlassen immer sorgfältig mit Erde verschließen. Generell werden die von den Wildkaninchen bewohnten Baue nur von den Weibchen angelegt; die Männchen beteiligen sich so gut wie nie an dieser Arbeit.

Bei hohen Populationsdichten und erhöhter Konkurrenz um Wurfbaue, kann es zu einem Infantizid, d.h. zur Tötung von Jungtieren durch die Weibchen kommen. Es ist aber auch schon eine Kooperation von Weibchen beobachtet worden, die sich in der gemeinsamen Nutzung einer Bauanlage bzw. einer Wurfkammer äußerte. Häufig sind die Weibchen gegenüber Jungtieren anderer Weibchen, auch wenn diese der eigenen Gruppe angehören, aggressiv. Die

Männchen dagegen dulden und beschützen junge Kaninchen vor der Aggression der Weibchen.

### 1.5.2 Fortpflanzung

Weibliche Wildkaninchen sind im Alter von 3-4 Monaten geschlechtsreif, wohingegen Männchen erst mit etwa 8-9 Monaten die Geschlechtsreife erlangen. Hauskaninchen sind bereits im Alter von 4-6 Monaten geschlechtsreif, die Zuchtreife erlangen männliche Hauskaninchen dagegen erst im Alter von 6-10 Monaten und weibliche im Alter von 4-9 Monaten. Wildkaninchen haben im Gegensatz zu den Hauskaninchen eine definierte Fortpflanzungszeit, die in Deutschland etwa zwischen März und September liegt. In wärmeren Klimaten beginnt diese Reproduktionsperiode tendenziell früher und endet später. Der Eisprung wird durch den Deckakt ausgelöst (induzierte Ovation) und die Weibchen sind etwa 12 Stunden nach dem Werfen wieder empfängnisbereit (Postpartum-Östrus). Bei ungünstigen Umweltverhältnissen, z.B. bei schlechter Witterung, kann zwischen dem 10. und 19. Tag der Trächtigkeit ein Teil der Embryonen oder auch der gesamte Wurf innerhalb von 1 – 2 Tagen resorbiert werden (dabei wird die sich bereits in die Uteruswand eingestütete Blastocyste zurückgebildet).

Der Paarung geht ein Werbeverhalten voraus, wobei sich das Männchen in schneller Folge dem Weibchen annähert und das Weibchen wegläuft (dieses Verhalten wird als „Treiben“ bezeichnet). Nach einiger Zeit bleibt das Weibchen sitzen und das Männchen umkreist das Weibchen und präsentiert dabei seine weiße Schwanzunterseite (dies wird auch „Parade“ genannt). Gelegentlich bespritzt das Männchen das Weibchen auch aus bis zu einem halben Meter Abstand mit Urin. Der eigentliche Deckakt dauert nur maximal 20 Sekunden. Die Weibchen können aber auch die Männchen umwerben und dabei sogar aufreiten. Wie im Kapitel 1.5.1 (siehe S. 10) schon erwähnt, kann sich innerhalb einer Gruppe jeweils nur das dominante Männchen mit den Weibchen seiner Gruppe paaren, was typisch für ein polygynes Paarungssystem ist.

Die Anzahl der Jungtiere die von einem Weibchen im Verlauf eines Jahres zur Welt gebracht werden können, ist beim Wildkaninchen sehr variabel.

So schwankt die Anzahl der Würfe pro Jahr zwischen 1 und 7 und die Anzahl der Jungtiere pro Wurf zwischen 1 und 12. Die Wurfanzahl und die Wurfgrößen können dabei vom Alter, vom sozialen Rang und vom Körpergewicht des Muttertieres, sowie von klimatischen Bedingungen, der Gruppengröße und der Populationsdichte abhängig sein. Für Europa wird ein Mittel von 3 Würfen pro Jahr mit im Schnitt 5 Jungtieren pro Wurf angegeben.

Zur Geburt, nach einer Tragzeit von etwa 30 Tagen, baut das trächtige Weibchen ein Nest aus trockenem Gras und Haaren, die es sich selber am Bauch auspft. Kaninchen sind Nesthocker und werden unbehaart und mit noch verschlossenen Augen und Ohren geboren. Ab dem 7. Lebenstag reagieren die Jungtiere auf Geräusche, nach dem 8. Tag sind sie voll behaart, am 10. Tag öffnen sie die Augen und zwischen dem 12. und 18. Tag beginnen sie das Nest zu verlassen. Die Fürsorge der Mutter beschränkt sich darauf, die Jungtiere ein- bis zweimal pro Tag für etwa 3 – 5 Minuten zu säugen. Zwischen dem 28. und 30. Lebenstag sind die Jungen von der Mutter entwöhnt.

### 1.5.3 Signale und Kommunikation

Zur Kommunikation untereinander verwenden Wildkaninchen weniger akustische Signale, als vielmehr verschiedene Duftstoffe aus unterschiedlichen Drüsen. Als Lautäußerungen zur akustischen Kommunikation sind langgezogene, schrille Schreie bekannt, die bei innerartlichen Beißereien oder beim Ergreifen durch einen Fressfeind ausgestoßen werden. Weibchen, die von Männchen während der Paarung stark bedrängt werden, lassen ein durch die Nase ausgestoßenes Grunzen hören und Männchen stoßen während der Ejakulation Nieslaute aus. Das Trommeln mit den Hinterläufen (solcherart erzeugte Laute werden als Instrumentallaute bezeichnet) auf dem Boden wird von Tieren beiderlei Geschlechts ausgeführt und dient als Warnsignal. Ein Großteil der Kommunikation verläuft beim Kaninchen allerdings über den Geruchssinn (dies wird auch als olfaktorische Kommunikation bezeichnet). Hierzu steht dem Kaninchen eine Vielzahl von Drüsensekreten zur Verfügung. Da sich die Welt der Kommunikation über Duftstoffe dem Menschen weitestgehend verschließt, ist allerdings

noch relativ wenig über die Funktion im sozialen Miteinander der Tiere bekannt.

Wie oben bereits erwähnt, dient das Sekret der Kinndrüsen dazu, Objekte zu markieren, um sich im eigenen Territorium zurechtzufinden. Häufig werden auch die Weibchen und die Jungtiere mit diesem Sekret markiert. Die Kinndrüsen sind vor allem bei den dominanten Männchen stark ausgeprägt und häufig ist bei diesen das Fell im Bereich der Drüsen gelb verkrustet. Die in der Leistengegend in haarlosen Taschen beiderseits des Rektums und des Penis bzw. der Vagina zu findenden Inguinaldrüsen dienen der Steigerung der sexuellen Attraktivität und spielen wahrscheinlich ebenfalls eine Rolle bei der Individualerkennung. Das Sekret der Analdrüsen, deren Ausgänge in den After münden und mit dem die Kotballen benetzt werden, wird, wie weiter oben bereits angesprochen, zur Markierung des Reviers benutzt. Eine weitere wichtige Rolle bei der geruchlichen Kommunikation der Wildkaninchen spielt der Urin, der Informationen über Identität, Geschlecht, Alter und sozialen Status eines Tieres übermitteln kann. Die Gerüche aller Drüsensekrete und des Harns tragen zur Ausbildung eines Gruppengeruchs bei, an dem die Tiere die Gruppenzugehörigkeit eines anderen Tieres erkennen können.

### 1.5.4 Signale und deren Bedeutung beim Hauskaninchen

Bei genauerer Beobachtung eines Hauskaninchens fallen einige häufig wiederkehrende Verhaltensweisen auf, die Rückschlüsse auf das Befinden des Tieres zulassen. Im Folgenden sollen einige dieser Signale und deren Bedeutung für den Halter kurz erläutert werden. Da jedes Kaninchen ein Individuum ist, lassen sich die unten stehenden Verhaltensweisen nicht unbedingt bei jedem Tier finden.

#### akustische Kommunikation

**lautes Zähneknirschen** ein lautes, deutlich hörbares Knirschen mit den Zähnen deutet beim Kaninchen auf große Schmerzen hin (z.B. bei einer Magen- od. Darmaufgasung); wenn bei

einem Hauskaninchen deutliches Zähneknirschen zu hören ist, dann sollte schnellstmöglich ein Tierarzt aufgesucht werden;

**leises Mahlen mit den Zähnen** leise, mahlen- de Geräusche der Backenzähne zeigt Wohlbefinden des Tieres an; dieses Mahlen ist manchmal beim Streicheln des Kaninchens zu hören analog dem Schnurren beim Streicheln einer Katze;

**brummende/grunzende Lautäußerungen**

wird meistens von einem Männchen geäußert, wenn sich dieses für ein Weibchen interessiert; z.T. grunzen Tiere auch, wenn sie in eine Situation geraten, die ihnen unangenehm ist (etwa wenn ein Tier vom Menschen hochgehoben wird und dieses nicht mag); in einigen Fällen grunzen Hauskaninchen aber auch, wenn ihnen Futter gegeben wird, welches sie ganz besonders gerne mögen;

**knurrende Lautäußerungen** knurrende Lautäußerungen stehen beim Kaninchen meistens in Zusammenhang mit Angst und/oder Aggression (ähnlich wie beim Hund); häufig dient das Knurren zur Abwehr von Artgenossen oder potentiellen Feinden (im Falle des Hauskaninchens wären hierzu auch der Halter zu rechnen) und soll bedeuten, dass das Tier seine Ruhe haben möchte; wird das Knurren ignoriert, so kann es zu ernsthaften Beißereien kommen;

**leise, fiepende Lautäußerungen** ein Kontaktlaut, der meistens von jungen Kaninchen geäußert wird, um das Muttertier auf sich aufmerksam zu machen;

**schrille Schreie** werden von Tieren in Todesangst oder beim Sterben ausgestoßen;

Neben diesen beschriebenen Lautäußerungen verfügen viele Kaninchen über ein individuelles Repertoire an zusätzlichen Lauten. Als Beispiel seien hier die an ein Jammern oder Wimmern erinnernden Laute genannt, die von einigen Tieren beim Schlaf geäußert werden. Diese auch als „Singen“ bezeichneten Lautäußerungen deuten auf ein Wohlbefinden des Tieres hin und sind also durchweg positiv zu bewerten.

**optische Kommunikation**

**Nasalkontakt** ein anderer Artgenosse (oder auch der Halter) wird mit der Nase angestupst und so zu einem Sozialkontakt (Spielen, gegenseitige Fellpflege, Streicheln) aufgefordert;

**Aufrichten auf die Hinterläufe** das „Männchen machen“ dient Kaninchen (auch den Wildkaninchen) dazu, sich einen besseren Überblick über ihre Umgebung zu verschaffen (und damit etwa sich nähernde Fressfeinde frühzeitig erkennen und die Gruppenmitglieder warnen zu können); bei Hauskaninchen wird diese Körperhaltung häufig zum Betteln um Futter genutzt;

**Reiben der Kinnpartie an Gegenständen**

am Kinn des Kaninchens befinden sich Duftdrüsen mit deren Sekret die Tiere ihre Umgebung markieren; dieses Markieren dient zur Abgrenzung des Reviers gegenüber anderen Artgenossen; z.T. markieren Hauskaninchen auf diese Art und Weise auch ihren Halter; manchmal verteilen die Tiere auch zielgerichtet Kot, welches ebenfalls der Reviermarkierung dient;

**Scharren und Graben** der Versuch, im Käfig oder auch bei Freilauf in der Wohnung zu graben, ist in der Regel bei weiblichen Hauskaninchen zu beobachten; in freier Wildbahn bei den Wildkaninchen sind in erster Linie die Weibchen für das Graben der Bauanlage verantwortlich;

**Luftsprünge, Hakenschlagen** diese zum Teil mehrere Minuten andauernden, übersteigerten Bewegungsformen werden oftmals im Spiel nicht nur von Jungtieren, sondern auch von älteren Kaninchen geäußert; mitunter werden sie als „Ausdruck äußersten Wohlbefindens“ gedeutet; eine andere Erklärung wäre, dass die Tiere hierdurch ihren Bewegungsdrang ausleben, dem sie ansonsten bei einer Haltung durch den Menschen nicht nachzugehen brauchen (keine Notwendigkeit zur Futtersuche, zum Graben, zur Flucht vor Fressfeinden);

**Ruhen** das Tier kauert sich dazu zusammen und zieht alle vier Extremitäten unter den Körper, legt die Ohren an und schließt die Augen halb;



diese Ruheposition wird von den Kaninchen vor allem in den Nachmittagsstunden eingenommen;

**Schlafen** in der extremsten Ausprägung rollen sich die Tiere dazu auf den Rücken und strecken alle vier Extremitäten von sich weg und fallen anschließend auf die Seite; wenn die Kaninchen in Ruhestellung die Hinterextremitäten gerade vom Körper weg strecken, dann fühlen sie sich vollkommen sicher (in dieser Lage wären sie für die Angriffe eines potentiellen Fressfeindes sehr anfällig);

**Fell- und Körperpflege** Kaninchen putzen sich häufiger am Tag, besonders nach der Nahrungsaufnahme oder nach einer Ruhephase; dabei werden zuerst die Vorderextremitäten mit der Zunge angefeuchtet und dann mit kreisenden Bewegungen das Gesicht und die Ohren gesäubert; alle erreichbaren Fellregionen werden anschließend mit den Nagezähnen beknabbert und so gereinigt; zum Schluss werden die Hinterextremitäten nach vorne gestreckt und ebenfalls mit den Zähnen und der Zunge gesäubert; die Fellpflege wird als Teil des Komfortverhaltens angesehen, dem die Tiere nur nachgehen, wenn sie sich in einer stressfreien Umgebung befinden;

**gegenseitige Fell- und Körperpflege** dient weniger der eigentlichen Körperpflege, sondern mehr der Stärkung sozialer Bindungen; bei der sozialen Fellpflege liegen die Tiere in der Regel eng nebeneinander (Kontaktliegen) und lecken sich die Augenwinkel und Ohren; um dieses Verhalten ausleben zu können, sollten Kaninchen unter anderem deswegen niemals alleine gehalten werden; häufig wird dieses Verhalten auch dem Menschen gegenüber gezeigt, indem dem Pfleger beispielsweise die Hände abgeleckt werden;

**Trommeln mit den Hinterextremitäten**

dient in der Regel zur Warnung von Artgenossen und wird häufig dann gezeigt, wenn sich die Tiere erschrecken; bei Hauskaninchen soll das Tier durch das Trommeln auch seinen Unmut über eine bestimmte Situation kundtun;

**aufgerichtete Ohren und Schwanz** bei angespannter Körperhaltung; dieses Verhalten zeigen Hauskaninchen, wenn sie neuen, unbekannteren Situationen ausgesetzt werden;

**angelegte Ohren, weit geöffnete Augen** bei angespannter Körperhaltung; deutet häufig auf die Absicht zuzubeißen hin; wird vor allem dann gezeigt, wenn der Halter unvermittelt in den Käfig greift;

**kräftiges Schütteln mit den Ohren** das Tier äußert auf diese Weise seinen „Unmut“; dieses Verhalten wird unter anderem dann gezeigt, wenn beispielsweise Gegenstände in der vertrauten Umgebung des Hauskaninchens an einen anderen Platz geräumt werden; als Fluchttiere prägen sich Kaninchen ihre möglichen „Fluchtwege“ genau ein; durch das Umstellen von Gegenständen wird der Verlauf dieser Fluchtwege verändert;

Je mehr möglichst natürliche Anreize, wie zum Beispiel einen Sozialpartner, ein Hauskaninchen aus seiner Umwelt erhält, desto mehr der oben beschriebenen Verhaltensweisen werden sich an dem Tier beobachten lassen und desto interessanter wird das Tier auch für seinen Halter. Tiere in Einzelhaltung in einem engen Verschlag dagegen werden ihr Verhaltensrepertoire aufgrund der fehlenden Umweltreize drastisch einschränken. Es liegt demnach auch im Interesse des Halters, dem Heimtier möglichst eine Umwelt mit einer Vielzahl an natürlichen Reizen zu bieten. Im englischen Sprachgebrauch wird eine solche Anreicherung der Umwelt mit natürlichen Umweltreizen als *environmental enrichment* bezeichnet.

## 1.6 Haltungsmanagement

Im Hinblick auf die Biologie des Wildkaninchens können für die Haltung von Hauskaninchen einige Anforderungen formuliert werden, die im Sinne einer möglichst artgerechten Unterbringung und Pflege der Tiere berücksichtigt werden sollten. Wenn die relativ einfach umzusetzenden Empfehlungen dieses Kapitels beachtet werden, dann ist das Kaninchen ein einfach zu haltendes und unkompliziertes Haustier.

### 1.6.1 Vergesellschaftung mehrerer Tiere

Wildkaninchen leben in Gruppen von etwa 10 Tieren zusammen (siehe Kapitel 1.5 auf S. 10). Wenn möglich sollten daher auch Hauskaninchen zumindest paarweise zusammen gehalten werden. Dabei ist zu beachten, dass sich einander fremde Tiere manchmal nur sehr schwer aneinander gewöhnen. Dies gilt vor allem dann, wenn ein zweites Tier mit einem bereits vorhandenen Kaninchen vergesellschaftet werden soll. Da Kaninchen territorial sind, betrachtet das bereits vorhandene Kaninchen das fremde Tier als einen Eindringling in sein etabliertes Territorium. Schwierigkeiten sind vor allem zu erwarten, wenn auf diesem Wege eine Vergesellschaftung zweier gleichgeschlechtlicher Tiere versucht wird. Vor allem bei dem Zusammensetzen zweier Männchen sind aggressive Auseinandersetzungen zwischen den Tieren vorprogrammiert. Auf Grund der geschlechtsspezifischen, hierarchischen Gliederung in einer Wildkaninchengruppe (siehe Kapitel 1.5.1 auf S. 10), ist aber auch häufig das Zusammensetzen zweier Weibchen zumindest anfänglich von Aggressionen begleitet, da die Tiere versuchen, eine Rangordnung zu etablieren. Am aussichtsreichsten und stressfreisten ist die Vergesellschaftung zweier getrenntgeschlechtlicher Tiere, wobei dann allerdings über kurz oder lang mit Nachwuchs zu rechnen ist. Es empfiehlt sich also, das Männchen kastrieren zu lassen.

Wenn die Tiere sich nicht schon beim Händler kennengelernt haben, dann sollten sie schrittweise und unter Aufsicht aneinander gewöhnt werden. Dies geschieht am Besten an einem Platz, der beiden Tieren fremd ist (d.h., an einem Platz, der noch nicht von einem der Tiere mit Geruchsmarkierungen versehen wurde). Zur Not müssen die Tiere anfänglich in getrennten Käfigen gehalten werden. Auf gar keinen Fall sollte versucht werden, beim Zukauf eines neuen Kaninchens dieses fremde Tier einfach in den Käfig des bereits vorhandenen zu setzen, egal welches Geschlecht die beiden Tiere haben. Da bei Wildkaninchen die Mitglieder einer Gruppe durch den ständigen Körperkontakt untereinander einen gemeinsamen Gruppengeruch annehmen, an dem sich die Tiere erkennen (siehe Kapitel 1.5.1 auf S. 10), kann es hilfreich sein, das fremde Kaninchen mit der Streu aus dem Kä-

fig des bereits vorhandenen Tieres abzureiben. So wird dem Territoriumsbesitzer zu einem gewissen Grad vorgegaukelt, dass es sich bei dem fremden Kaninchen um ein Gruppenmitglied handelt, demgegenüber kein aggressives Verhalten gezeigt werden sollte.

Trotz aller Bemühungen kann es mitunter vorkommen, dass sich zwei Tiere gar nicht aneinander gewöhnen lassen. Auch kann es zuweilen vorkommen, dass Kaninchen, die sich vorher gut verstanden haben, nach Einsetzen der Geschlechtsreife plötzlich aggressiv gegeneinander werden. In einem solchen Fall bleibt die Trennung dieser Tiere die einzige Alternative.

### 1.6.2 Unterbringung der Tiere

Obwohl Wildkaninchen ursprünglich aus einem mediterranen Klima stammen (vergl. Kapitel 1.1, S. 1 und Kapitel 1.2, S. 3) und recht gut mit hohen Umgebungstemperaturen umgehen können, wie die überaus erfolgreiche Besiedlung Australiens gezeigt hat, vermeiden Wildkaninchen für sie ungünstige Temperaturen (zu hohe wie zu niedrige), indem sie sich in ihren Bau zurückziehen. Deshalb sollte der Käfigstandort eines Hauskaninchens, ob nun im Haus an einem Fensterplatz oder draußen im Garten, mindestens während der Mittagsstunden vollkommen beschattet sein.

Bei Aufstellung des Käfigs sollte – ebenfalls im Hinblick auf das Klima im ursprünglichen Verbreitungsgebiet der Wildkaninchen – außerdem darauf geachtet werden, dass am Standort keine Zugluft herrscht und die Luftfeuchtigkeit nicht zu hoch ist – beides wird von den Tieren nur sehr schlecht vertragen. Die Luftfeuchtigkeit sollte auf Dauer Werte von 70 – 80 % nicht übersteigen. Eine hohe Luftfeuchtigkeit in Verbindung mit Zugluft begünstigen eine Erkrankung der Atemwege und hier insbesondere eine Pasteurellose, eine durch Bakterien der Gattung *Pasteurella* hervorgerufene ansteckende Erkrankung mit schnupfenähnlichen Symptomen (siehe Kapitel 1.7.4, S. 23).

Im Hinblick auf die Größe des Käfigs sollte die Größe der Tiere und deren Bewegungsdrang in Betracht gezogen werden. Vor diesem Hintergrund ist

anzumerken, dass die meisten der im Handel angebotenen Kaninchenkäfige deutlich zu klein sind. Laut Empfehlungen von langjährigen Kaninchenhaltern sollte einem Zwergkaninchenpaar eine Käfiggrundfläche von mindestens 2 m<sup>2</sup> zugestanden werden, wobei dazu etwa zwei handelsübliche Käfige mit den Abmessungen von 160 x 70 cm (Länge x Breite) miteinander verbunden werden können. Dabei stellt ein Platzangebot von 1 m<sup>2</sup> pro Tier für Zwergkaninchen nach Empfehlung dieser Halter das absolute Minimum dar. Empfehlungen zu einer optimalen Käfiggröße für zwei Tiere gehen mit den Abmessungen von 200 x 100 cm und dem Einziehen einer zweiten Käfigetage noch deutlich über diese Angaben hinaus (die Angaben entsprechen einer Flächengröße von 2 m<sup>2</sup> pro Tier). Die Käfighöhe sollte dabei mindestens 50 cm oder besser noch 100 cm betragen. Bei der Haltung größerer Rassen, sollten die Käfige entsprechend noch größer sein (als optimal wird hier 3 m<sup>2</sup> pro Tier angesehen). Über diese Empfehlungen sollte man sich im klaren sein, bevor Kaninchen als Heimtiere angeschafft werden.

Da Kaninchen Fluchttiere sind (siehe Kapitel 1.3, S. 4 und Kapitel 1.5, S. 10), sollte der Käfig der Tiere an einem ruhigen Platz aufgestellt werden. Der Käfig sollte etwas erhöht stehen und von der Front her zu öffnen sein, um ein häufiges Hantieren über dem Käfig unnötig zu machen. Hektische Bewegungen und plötzlicher Lärm sollten vor allem während der Eingewöhnungsphase neu angeschaffter Tiere soweit möglich vermieden werden, um die Tiere nicht unnötig zu erschrecken.

Die Einstreu des Käfigs sollte regelmäßig gewechselt werden. Das Wechselintervall ist von der Art der Einstreu und deren Dicke abhängig. Spätestens jedoch wenn sich großflächige nasse Stellen in der Einstreu zeigen, dann sollte diese ausgetauscht werden. Dadurch lässt sich das Risiko minimieren, dass sich die Hinterläufe entzünden. In einem solchen Fall spricht man von einer Ballenentzündung oder Pododermatitis. Die Wahrscheinlichkeit einer solchen Erkrankung lässt sich zusätzlich minimieren, indem auf eine gesunde Ernährung geachtet wird, so dass die Tiere kein Übergewicht bekommen.

Sollen die Kaninchen auch Jungtiere aufziehen, so ist den Tieren im Käfig eine künstliche Höhle an-

zubieten. Die Weibchen bringen ihre Jungen zwar auch ohne eine solche Höhle zur Welt, jedoch ist die Jungtiersterblichkeit niedriger, wenn die Jungtiere in den ersten Lebenstagen in einer solchen Höhle liegen. Bei der Jungtieraufzucht sollte die Umgebungstemperatur bei etwa 20 °C liegen. So wird eine Unterkühlung der Jungtiere vermieden, die von den Weibchen nur hin und wieder zum Säugen aufgesucht werden (vergl. Kapitel 1.5, S. 10). Aber auch wenn keine Zucht geplant ist, sollte den Tieren als Rückzugsmöglichkeit eine Versteckmöglichkeit angeboten werden.

Für die Tiere ideal ist zumindest in den Sommermonaten eine Unterbringung im Freiland. Hierbei muss allerdings Sorge getragen werden, dass den Kaninchen Schutz vor praller Sonne, Regen und auch potentiellen Fressfeinden wie Katzen oder Hunden geboten wird. Sollen die Tiere nicht bloß stundenweise, sondern über einen längeren Zeitraum in dem Freigehege bleiben, dann muss darauf geachtet werden, dass die Kaninchen sich nicht unter der Umzäunung hindurch graben (z.B. durch ein Eingraben des Zauns oder durch ein Unterdrahlen des gesamten Geheges). Der Grabtätigkeit der weiblichen Tiere, die – vor allem wenn sie trächtig sind – versuchen, Wurfbaue anzulegen, kann durch ein Angebot an künstlichen Höhlen vorgebeugt werden.

Bei einer längeren Haltung von Kaninchen im Freiland sollte der Gehegestandort regelmäßig verlegt werden. Hierdurch kann das Risiko einer Infektion mit Enteroparasiten wie z.B. eine Darmkokzidiose (Durchfallerkrankung ausgelöst durch Einzeller, den Kokzidien) deutlich reduziert werden (siehe auch Kapitel 1.7.5, S. 23).

Wenn die Freilandhaltung in myxomatose- und chinaseuchegefährdeten Gebieten erfolgt, dann kann das Freilandgehege zusätzlich mit Fliegendraht bespannt werden, um Mücken von den Tieren fernzuhalten (die Myxomatose und die Chinaseuche wird durch blutsaugende Insekten wie Stechmücken und Flöhe übertragen; siehe auch Kapitel 1.7.9, S. 26 und Kapitel 1.7.8, S. 27).

Es sollte auch darauf geachtet werden, dass die Kaninchen im Frühjahr nicht zu zeitig in das Frei-

gehege gesetzt werden, um eine, durch das Laufen auf dem noch kalten Boden hervorgerufene Blasenentzündung zu vermeiden. Der Zeitpunkt, ab wann im Jahr die Tiere in ein Freigehege gesetzt werden können, richtet sich selbstverständlich nach der konkreten Wettersituation. In den meisten Jahren wird dies jedoch sicherlich nicht vor April möglich sein.

Im Sommer ist vor allem bei langhaarigen Kaninchenrassen eine tägliche Kontrolle des Fells auf Madenbefall durchzuführen. Vor allem im Anal- und Urogenitalbereich kommt es häufiger zu einer Verschmutzung des Fells mit Kot und/oder Urin, durch welche Fliegen angelockt werden, die ihre Eier in den verschmutzten Fellpartien ablegen, aus denen sich dann die Fliegenmaden entwickeln. Eine Verschmutzung des Fells kann beispielsweise durch Inkontinenz, Durchfall, eine bereits bestehende, eitrig-e Hautentzündung (Pyodermie) oder auch durch eine allgemeine Schwächung des Tieres hervorgerufen werden. In einem solchen Fall sollte der Halter für eine tägliche Reinigung der betroffenen Fellpartien sorgen, um das Risiko eines Fliegenmadenbefalls zu minimieren. Je nach Art der Fliege, die hier ihre Eier ablegt, halten sich deren Maden nur im Fell auf und fressen die Faeces. Durch ein verschmutztes Fell werden aber auch Fliegenarten zur Eiablage angelockt, deren Maden sich in die Haut des Kaninchens bohren und hier bis zur Verpuppung leben und Hautentzündungen oder sogar schwerste Hautverletzungen hervorrufen können (in einem solchen Fall spricht man von einer Myiasis). Eine solche Myiasis sollte nicht unterschätzt werden, da sie, wenn sie zu spät entdeckt wird, zum Tod des betroffenen Tieres führen kann.

### 1.6.3 Besonderheiten in der Ernährung

Bedingt durch die Besonderheit im Magenaufbau des Kaninchens, d.h. durch die fehlende Muskulatur in der Magenwand und das dadurch bedingte Unvermögen, den Nahrungsbrei aktiv weiterzubefördern (vergl. Kapitel 1.3.3, S. 5), müssen Kaninchen sehr häufig am Tag kleinere Nahrungsmengen aufnehmen, so dass der Nahrungsbrei fortlaufend weitertransportiert und die Verweildauer im Verdauungstrakt nicht zu lang wird.

Je höher der Rohfaseranteil der Nahrung und je größer die aufgenommenen Nahrungspartikel sind, desto kürzer ist die Verweildauer im Magen-Darmtrakt der Tiere. Wenn die Nahrungspartikel feiner sind und der Rohfaseranteil geringer ist, wie dies häufig bei sehr fein vermahlenem, pelletiertem Futter mit einer Partikelgröße von weniger als 0,3 mm der Fall ist, dann verbleibt der Nahrungsbrei längere Zeit im Verdauungstrakt. Wenn die Pellets darüber hinaus noch einen hohen Stärkegehalt aufweisen, etwa durch Beimengung von Getreide oder Hülsenfrüchten, dann kann eine Verschiebung der physiologischen hin zu einer pathologischen Darmflora zu einer unkontrollierten Gärung des Nahrungsbreis und zur Bildung von Gasen führen, die den Verdauungstrakt der Tiere schmerzhaft aufblähen und im schlimmsten Fall zum Tod führen können. Weiterhin scheiden einige dieser unerwünschten Mikroorganismen aber auch Giftstoffe aus, die zu Durchfall oder auch zu einer Schädigung der Magen- und Darmschleimhäute bis zum Darmdurchbruch führen können. Ein zu hoher Stärkegehalt ist vor allem für junge Kaninchen problematisch, da diese noch keine stärkeabbauenden Amylasen produzieren können. Ein zu hoher Anteil stärkehaltiger Futtermittel (Stärkeanteil des Futters von mehr als 10 %) führt bei diesen Tieren zu mit Blähungen und Durchfällen verbundenen Darmerkrankungen (Dysenterie).

Dies muss bei der Fütterung von Hauskaninchen berücksichtigt werden und das vor allem, wenn man sich die Tatsache vor Augen hält, dass die meisten der nicht infektiösen Krankheiten beim Kaninchen auf Fehler in der Ernährung zurückzuführen sind. So sollte möglichst auf zu fein vermahlenes, pelletiertes Futter (Partikelgröße unter 0,3 mm) ganz verzichtet, oder aber die Tiere mit solchen Pellets gefüttert werden, die von ernährungsphysiologischen Gesichtspunkten her für Kaninchen geeignet sind (Partikelgröße über 0,3 mm, hoher Rohfaseranteil von mind. 20 % und geringer Anteil an Getreidestärke). Weiterhin sollte den Tieren eine ausreichende Menge Heu oder anderes rohfaserhaltiges Futter wie etwa Zweige von Weichhölzern (z.B. Weide, Pappel oder Birke – Achtung: bestimmte Gehölze wie z.B. Eibe sind giftig!) angeboten werden.

Der Verzehr eines solchen Futters hat neben der artgerechten Ernährung der Tiere auch noch den Effekt, dass sich die Zähne gleichmäßig abnutzen und die Tiere beschäftigt sind. Eine ausreichender Rohfaseranteil (mindestens 18 – 20 %) der Nahrung ist darüber hinaus noch zur Vermeidung der Bildung von Haarballen (sogenannten Trichobezoaren) im Magen wichtig. Die Trichobezoare entstehen aus beim Putzen mit abgeschluckten Haaren, wenn diese nicht zusammen mit der Nahrung aus dem Magen abtransportiert werden.

Bei einer Umstellung des Futters ist Vorsicht geboten, sei dies nun bei einem Wechsel der Trockenfuttermischung oder bei der Zufütterung von Frisch- oder Grünfutter im Frühjahr. In allen Fällen gilt, dass die Umstellung auf jeden Fall nur schrittweise erfolgen sollte. Probleme können bei einem plötzlichen Futterwechsel vor allem die Blinddarmsymbionten bereiten, die sich nur nach und nach auf das geänderte Futter umstellen können (siehe auch Kapitel 1.7.1, S. 19).

Die Annahme, dass Kaninchen ihren Wasserbedarf allein über die Nahrung decken können, ist falsch. Zwar können Kaninchen relativ lange ohne zusätzliche Wasserzufuhr (nachgewiesen sind bis zu 14 Tage) auskommen, doch sollte der ständige freie Zugang zu einer Wasserquelle im Sinne einer tiergerechten Haltung sicher gestellt sein. Zu beachten ist auch, dass der Wasserbedarf auch bei Zufütterung von Frischfutter in der Regel nicht abnimmt. Um Verunreinigungen des Wassers zu vermeiden, sollte dieses nicht in Näpfen, sondern in Trinkflaschen angeboten werden. Werden offene Trinkgefäße verwendet, so sind diese täglich zu reinigen. Wenn Jungtiere gehalten werden, so ist bei der Anbringung von Trinkflaschen darauf zu achten, dass auch die Jungtiere diese erreichen können.

#### 1.6.4 Der Umgang mit den Tieren

Wenn ein Kaninchen getragen werden muss, etwa beim Herausnehmen aus dem Käfig, so sollte dies in gar keinem Fall lediglich an den recht empfindlichen Ohren erfolgen. Auch das alleinige Hochheben am Nackenfell der Tiere ist nicht zu empfehlen, da dies bei den Tieren einen Beutegreiferreflex auslösen kann, der mit einem heftigen Schlagen mit den Hinterläufen verbunden ist.

Mit dem Halter vertraute Kaninchen werden am Besten auf eine Hand gesetzt, während die andere Hand locker den Schulter-/Halsbereich umfasst, um ein Abspringen des Tieres zu verhindern. Bei dieser Tragetechnik wird für das Kaninchen ein Bodenkontakt simuliert, was das Schlagen mit den Hinterläufen verhindert und den Stress für Halter und Kaninchen deutlich reduziert.

Macht der Umgang mit weniger mit dem Menschen vertrauten Tieren dennoch einen Griff in das Nackenfell unumgänglich, so sollte die andere Hand immer unter die Hinterläufe greifen und so den Körper stützen.

Beim Tragen auf dem Arm sollte auf jeden Fall darauf geachtet werden, dass das Tier mit einer Hand sicher festgehalten wird. Ansonsten kann es passieren, dass das Kaninchen vom Arm herunter springt und es sich dabei Knochenbrüche zuzieht.

Da sich die Krallen der Tiere bei der üblichen Haltung auf Einstreu und den eingeschränkten Bewegungsmöglichkeiten im Käfig nur ungenügend abnutzen, müssen diese etwa zweimal jährlich (bei Bedarf bis zu viermal im Jahr) zurückgeschnitten werden. Dabei wird mit einer Zange so viel von der Kralle abgekniffen, dass noch etwa 2 mm des nicht durchbluteten Teils stehen bleiben. Auf keinen Fall sollte in den durchbluteten Krallenabschnitt geschnitten werden, da dies zum Einen schmerzhaft für das Tier ist und sich andererseits hierdurch die Kralle entzünden kann. Im Zweifelsfall sollte das Beschneiden der Krallen von einem Tierarzt durchgeführt werden.

Für die Haltung im Haus bieten sich vor allem Zwergkaninchen (Kreuzungen des kleinwüchsigen Hermelinkaninchens mit anderen Rassen) bzw. kleinwüchsige Rassen an. Angorahaarige Rassen sind ungeeignet, da sie mindestens alle drei Monate geschoren und einmal wöchentlich gekämmt werden müssen. Zu beachten ist beim Kauf auch, dass Kaninchen bei der Heimtierhaltung durchaus 10 Jahre und älter werden können. Es sollte also vor dem Kauf sicher gestellt sein, dass eine Versorgung der Tiere über diesen doch recht langen Zeitraum gewährleistet ist.



Wenn kein Garten zur Verfügung steht, den Tieren aber dennoch Auslauf im Wohnraum gewährt werden soll, so können Kaninchen bis zu einem gewissen Grad zur Stubenreinheit erzogen werden. Da Wildkaninchen im Freiland wiederholt bestimmte Kotplätze aufsuchen, kann man mit einer Wanne, die mit etwas verschmutzter Einstreu gefüllt und in einer Ecke des Raumes platziert wird, einen solchen Kotplatz simulieren, den die Tiere beim freien Herumlaufen in der Wohnung dann als solchen nutzen werden. Vor allem bei der Haltung männlicher Kaninchen steht allerdings beim Freigang in der Wohnung zu erwarten, dass der Raum mit dem Sekret der Kinndrüsen und mit Urinspritzern markiert wird. Dies ist als ein natürliches Verhalten der Tiere zu werten. Auf keinen Fall sollten Kaninchen unbeaufsichtigt in der Wohnung herumlaufen, da sie dazu neigen, alle möglichen Gegenstände in ihrer Reichweite zu benagen. Wenn es sich dabei um ein Stromkabel handelt, dann kann dieses Verhalten tragisch für das Tier enden.

## 1.7 Häufige Krankheiten des Kaninchens

Im Folgenden soll ein knapper Überblick über die häufigsten beim Kaninchen auftretenden Krankheiten gegeben werden. Eine ausführliche Darstellung aller bei dieser Tierart vorkommenden Krankheiten ist an dieser Stelle nicht möglich.

**Beachte** Es sei hier auch noch ausdrücklich darauf hingewiesen, dass im Interesse des Tieres und auch des Halters im Zweifelsfall immer ein Tierarzt zu Rate gezogen werden sollte, da die Gefahr einer Fehldiagnose durch den Laien und damit einer Fehlbehandlung der erkrankten Tiere sehr groß ist.

### 1.7.1 Ernährungsbedingte Erkrankungen

Wie schon weiter oben angedeutet, sind von allen nicht-infektiösen Krankheiten des Kaninchens solche, die auf Ernährungsfehler zurückzuführen sind, am häufigsten.

Ein unzureichender Rohfasergehalt der Nahrung von weniger als 18 % kann einen mangelhaften Ab-

rieb der Zähne zur Folge haben. Da diese beim Kaninchen ständig nachwachsen, führt eine fehlende Abnutzung zu einem übermäßigen Längenwachstum der Zähne, in dessen Folge die Tiere nicht mehr in der Lage sind, überhaupt noch Nahrung aufzunehmen. Beispielweise können sich an den Backenzähnen sogenannte Zahnhaken bilden, die zu einer schmerzhaften Verletzung der Zunge oder der Wangenschleimhäute führen können. Mitunter wachsen auch die Backenzähne des Unterkiefers im Mundraum zusammen (Brückenbildung), so dass die Zunge nicht mehr an den Gaumen herangeführt werden kann und damit ein Abschlucken von Nahrung unmöglich wird. Anzeichen für solche Zahnprobleme können eine vermehrte Speichelsekretion und ein feuchtes Fell an der Mundpartie sein. Außerdem versuchen die Tiere oft, den Nahrungsmangel durch vermehrtes Wassertrinken auszugleichen. Abhilfe kann in solchen Fällen nur der Tierarzt schaffen, der die übermäßig langen Zähne unter Narkose einkürzen muss (siehe auch Kapitel 1.7.2, S. 21).

Ein zu geringer Rohfasergehalt (weniger als 18 %) der Nahrung und eine fehlende Zufütterung von Heu oder Zweigen können weiterhin zu Verhaltensstörungen führen, da den Tieren eine Beschäftigungsmöglichkeit fehlt. Dies kann zu einem vermehrten Fressen von Haaren und damit zur Bildung von Haarballen (Trichobezoaren, siehe Kapitel 1.6.3, S. 17) führen, da die Haare in diesem Fall wegen der fehlenden Rohfasern im Futter auch nicht mehr aus dem Magen abtransportiert werden. Im Extremfall kann sich die fehlende Beschäftigungsmöglichkeit der Tiere auch in Kannibalismus äußern.

Die Fütterung eines Mischfutters auf Basis nativer Komponenten (z.B. die sogenannten „Nagermüslis“; Buntfutter) kann zu einer selektiven Aufnahme schmackhafter, energiereicher Komponenten des Futters führen. Verbunden mit fehlendem Auslauf, werden die Tiere zunehmend übergewichtig (Adipositas), was sich negativ auf die inneren Organe (Herz- und Leberverfettung, vor allem durch einen zu hohen Anteil an Stärke im Futter) sowie die Belastung der Fortbewegungsorgane auswirken kann. Außerdem können durch die einseitige Futterwahl ernährungsbedingte Mangelsymptome

aufzutreten. Eine Abhilfe schafft hier das Füttern von pelletiertem Futter, bei dem allerdings eine durchschnittliche Partikelgröße von 0,3 mm nicht unterschritten und außerdem darauf geachtet werden sollte, dass die Pellets nicht zu viel Kohlenhydrate (z.B. Stärke aus Getreideprodukten, Zucker aus der Beimischung von Melasse) und pflanzliche Fette (z.B. Nüsse, Sonnenblumenkerne) enthalten. In Bezug auf die Kohlenhydrate und die pflanzlichen Fette ist zu beachten, dass hierbei der Gesamtgehalt der von dem Tier über die Nahrung aufgenommenen Fette und Kohlenhydrate wichtig ist (nicht nur der Fett- und Kohlehydratanteil einer einzigen Futterkomponente). Weiterhin ist beispielsweise ein gewisser Fettanteil der Nahrung wichtig für die Aufnahme bestimmter, fettlöslicher Vitamine (hierzu zählen Vitamin A, D, E und K).

Um eine ausreichende Zufuhr von Rohfasern zu gewährleisten und damit eine ausreichende Zahnabnutzung zu erreichen und die Bildung von Trichobezoaren zu vermeiden, sollte den Tieren immer ausreichend Heu zur Verfügung stehen.

Ein weiteres Problem bei der Ernährung der Hauskaninchen kann die Aufnahme von zu viel Kalzium darstellen. Besonders kalziumreich sind beispielsweise Luzerne (Alfalfa), Kohlrabiblätter und Broccoli. Allerdings spielt auch hier wiederum der Gesamtkalziumgehalt der Nahrung eine entscheidende Rolle, nicht nur der Kalziumgehalt eines bestimmten Futtermittels allein. Das in der Nahrung enthaltene Kalzium wird, anders als bei anderen Säugetieren – vom Verdauungstrakt der Kaninchen komplett resorbiert. Überflüssiges Kalzium wird mit dem Blut zu den Nieren transportiert und anschließend mit dem Urin ausgeschieden. Bei einem Überangebot an Kalzium erhöht sich das Risiko einer Verkalkung der Blutgefäße sowie der Bildung von Nieren- und/oder Blasensteinen bzw. Harngrieß (Urolithiasis). Bei der Ablagerung des Kalziums in den Gefäßen, der Niere oder der Blase, spielt neben der Kalzium- auch noch die Phosphor- und die Vitamin D-Konzentration im Blut eine Rolle (ein erhöhter Phosphor- und Vitamin D-Spiegel begünstigt die Ablagerung des Kalziums). Darüber hinaus ist ebenfalls noch der pH-Wert des Bluts bzw. des Urins von Bedeutung, wobei durch einen basischen pH-Wert ( $\text{pH} > 7$ ) die Ausfällung des

Kalziums gefördert wird. Bei der Ernährung von Kaninchen ist daher darauf zu achten, dass der Kalziumgehalt der Nahrung nicht zu hoch ist (der Kalziumanteil sollte etwa zwischen 0,6 – 1 % liegen). Zu beachten ist, dass Kalzium ein wichtiger Nahrungsbestandteil ist, welcher unter anderem für den Aufbau der Knochensubstanz lebensnotwendig ist. Dies gilt vor allem für Jungtiere bis zu einem Alter von etwa 6 Monaten, die in dieser Zeit auf Kalzium zum Aufbau des Skeletts angewiesen sind.

Die Symptome, die mit Nieren- oder Blasensteinen verbunden sind, äußern sich in Schmerzen beim urinieren, vermehrtem Absetzen von Harn sowie manchmal durch eine Beimischung von Blut im Urin. Mitunter ist der Urin von Kaninchen allerdings auch, je nach aufgenommener Nahrung durch Gallenfarbstoffe rötlich verfärbt, was den Anschein erweckt dem Urin der Tiere wäre Blut beigemischt. Die Anogenitalregion ist bei Blasensteinen durch das häufige Harn absetzen oftmals nass, wund und verschmiert. Die Tiere zeigen auf Grund der Schmerzen eine verkrümmte Körperhaltung, bei der der Rücken hochgezogen wird. Zu beachten ist, dass ähnliche Symptome auch bei einer Blasenentzündung zu beobachten sind. Häufig treten Blasenentzündungen auch als eine Folge von Blasensteinen auf, da durch die Steine die Blasenwand bzw. durch den Harngrieß die Wand des Harnleiters verletzt wird und sich hier Bakterien festsetzen. Klarheit über die Art der Erkrankung kann letztendlich nur der Gang zum Tierarzt bringen.

Um Nieren- und Blasensteinen vorzubeugen, sollte bei der Ernährung der Kaninchen darauf geachtet werden, dass zusätzlich zu dem normalen Futter nicht noch ein stark kalziumhaltiges Ergänzungsfutter gegeben wird. Auch sollte auf die stark kalziumhaltigen Nagesteine verzichtet und den Tieren besser Äste und Zweige gegeben werden, um für den nötigen Zahnabrieb zu sorgen. Es ist dafür Sorge zu tragen, dass den Tieren immer ausreichend Wasser zur Verfügung steht und des Öfteren Frischfutter mit hohem Wassergehalt angeboten wird. Dem Trinkwasser kann, nach Absprache mit einem Tierarzt, auch Vitamin C (Ascorbinsäure) zugesetzt werden, da dies zum Einen die Abwehrkräfte stärkt und außerdem zu einer leichten Ansäuerung des Harns führt und damit die Bil-

derung von Harngrieß bzw. Blasensteinen unterbunden wird.

Wenn eine Umstellung des Futters beabsichtigt ist, um zum Beispiel der Nieren- oder Blasensteinbildung vorzubeugen, dann sollte eine solche Futterumstellung immer schrittweise erfolgen, damit die Darmflora der Tiere (und hier vor allem die Flora des Blinddarms) Zeit hat, sich auf die geänderte Futterzusammensetzung einzustellen (siehe hierzu auch Kapitel 1.4.2, S. 7). Erfolgt die Futterumstellung abrupt, dann sind Verdauungsstörungen wie z.B. eine mit Durchfall verbundene Enteritis oder eine Tympanie vorprogrammiert.

Eine primäre Infektion des Magen-Darmtraktes kann entweder durch Viren oder durch Bakterien hervorgerufen werden und äußert sich in einer Entzündung des Dünndarms, die teilweise auf den Magen oder den Dickdarm übergreifen kann. Hauptsächlich spielt eine solche primäre Infektion wie etwa Salmonellosen oder Tyzzer's Disease (eine Infektion mit Klostridien) in großen Kaninchenbeständen, etwa bei einem Züchter, eine Rolle. Bei Hauskaninchen sind solche Infektionen dagegen eher selten anzutreffen. Eine sekundäre Infektion des Magen-Darmtraktes, wie sie bei Hauskaninchen eher anzutreffen ist, resultiert aus einem Ungleichgewicht der physiologischen Darmflora, welches eine übermäßige Vermehrung der pathologisch wirkenden Einzeller (wie etwa bestimmte Stämme von *Escherichia coli* bzw. Klostridien) der Darmflora nach sich zieht. Je nach Erreger erfolgt die Behandlung einer Enteritis mit verschiedenen Medikamenten nach Angaben des Tierarztes. Vor allem bei jungen und sehr alten Tieren sollte darauf geachtet werden, dass den Tieren ausreichend Wasser zu Verfügung steht, um den, durch den Durchfall bedingten Flüssigkeitsverlust ausgleichen zu können.

In manchen Fällen kann eine abrupte Futterumstellung auch zu einer sehr schmerzhaften und z.T. sogar tödlichen Magen- oder Darmaufgasung (Tympanie) führen. Eine Tympanie äußert sich, auf Grund der damit verbundenen Schmerzen, durch einen gekrümmten Rücken, ein gesträubtes Fell bis hin zu deutlich hörbarem Zähneknirschen. Vor allem der vordere Bauch ist blasenartig aufgetrieben und die Tiere trommeln mit den Hinterfüßen auf

den Boden (eigentlich eine bei Gefahr, wie etwa der Annäherung eines Fressfeindes, gezeigte Verhaltensweise vergl. Kapitel 1.5.3, S. 12). Manchmal ist für diese Symptome der Begriff „Trommelsucht“ zu finden, wobei nicht klar ist ob sich dieser Begriff auf das Trommeln mit den Hinterläufen oder auf den trommelartig aufgetriebenen Bauch bezieht.

Bei den ersten Anzeichen einer Tympanie sollte auf jeden Fall sofort der Tierarzt aufgesucht werden, da bei einer Nichtbehandlung der Magen bzw. der Darm reißen kann, was unweigerlich zum Tod des betroffenen Tieres führt.

### 1.7.2 Gebisserkrankungen

Zu den Gebisserkrankungen gehört unter anderem eine Fehlstellung der Zähne. Dies kann sowohl die Schneidezähne, als auch die Backenzähne betreffen. Da die Zähne der Kaninchen zeitlebens wachsen, führt eine Fehlstellung dazu, dass die Zähne nicht mehr gleichmäßig abgeschliffen werden und sich stark verlängern. Die Schneidezähne wachsen dabei im Extremfall aus dem Mundraum heraus, bei den Backenzähnen kann es zur Zahnhaken- und in selteneren Fällen auch zur Brückenbildung kommen (siehe auch Kapitel 1.7.1, S. 19) kommen. In manchen Fällen kann eine anormale Verlängerung eines Zahnes auch daher rühren, dass der korrespondierende Zahn in der gegenüberliegenden Kieferhälfte fehlt. Zum Teil kann die Fehlstellung der Zähne aber auch angeboren sein.

Als Folge der Längenzunahme können die Tiere keine Nahrung und nur noch eingeschränkt Wasser aufnehmen und werden apathisch. In Folge der reduzierten Nahrungsaufnahme und der Besonderheit der Verdauungsorgane („Stopfmagen“), verbleibt die Nahrung zu lange im Magen-Darm-Trakt und kann hier ebenfalls zu den im Kapitel 1.7.1, S. 19 beschriebenen Erkrankungen des Verdauungstraktes führen.

Ein anormales Wachstum der Schneidezähne ist relativ einfach zu erkennen, da die Schneidezähne auch bei geschlossenem Mundraum sichtbar sind. Dies bei den Backenzähnen zu erkennen, ist schwieriger, da den Tieren hierzu der Mund mit Hilfe eines Kiefer- und Wangenspreizers von einem Tier-



arzt geöffnet werden muss. Dies ist für das Tier in der Regel mit sehr viel Stress verbunden, weshalb den Hauskaninchen zur Vermeidung von Zahnfehlstellungen immer ausreichend Raufutter wie zum Beispiel Heu zur Verfügung stehen sollte. Auch die Gabe von Zweigen verschiedener Gehölzarten ist sinnvoll, um einen gleichmäßigen Zahnabrieb durch eine Nagetätigkeit zu erreichen. Die Zähne schleifen sich nur aneinander ab, nicht an dem Futter. Durch die Gabe von Raufutter beschäftigen sich die Tiere längere Zeit mit dem Fressen und die Zähne nutzen sich dabei stärker ab. Wenn die Zähne der Tiere dennoch zu lang geworden sind, so ist ein Gang zum Tierarzt, der die Schneidezähne einkürzt bzw. die Backenzähne abschleift, unumgänglich. Bei Tieren mit angeborenen Fehlstellungen der Zähne muss der Tierarzt regelmäßig aufgesucht werden, da hier durch Änderung des Futters allenfalls eine Verlängerung der Behandlungsintervalle zu erreichen ist.

In Folge einer Zahnfehlstellung bzw. eines ungenügenden Zahnabriebs kann es zur Bildung von Kieferabszessen kommen. Durch die ungleichmäßige Belastung der Zähne bei solchen Fehlstellungen kommt es zur Ausbildung kleiner Hohlräume im Zahnfach (der Höhlung im Kiefer, die den Zahn aufnimmt). In diese Hohlräume können Mikroorganismen einwandern und eine Entzündung verursachen. Durch die Entzündung kommt es zu einer weiteren Lockerung des Zahns und als Folge dessen zu einer Degeneration des Kieferknochens. Bei weiterem Fortschreiten der Entzündung bildet sich ein immer größer werdender Abszess, der auch auf andere Bereiche des Schädels (Nase, Augen) übergreifen kann. Die Behandlung eines solchen Abszesses kann nur vom Tierarzt erfolgen, indem die Geschwulst operativ entfernt und die entstehende Höhlung anschließend regelmäßig gespült wird. Meistens sind die Heilungsaussichten nicht besonders hoch, da die Tierhalter eine solche Abszessbildung zu spät bemerken. Häufig kommt es einige Zeit nach der OP auch zu einer erneuten Bildung eines Abszesses.

Als vorbeugende Maßnahme zur Vermeidung von Kieferabszessen sollte darauf geachtet werden, dass es zu einer gleichmäßigen Abnutzung der Zähne kommt. Hierzu sollte den Tieren immer ausreichend Heu und Zweige zur Verfügung stehen.

### 1.7.3 Neurologische Ausfallerscheinungen

Als die häufigste neurologische Ausfallerscheinung beim Kaninchen gilt die sogenannte Encephalitozoonose oder „Sternguckerkrankheit“. Bei einem an Encephalitozoonose erkrankten Kaninchen werden vor allem die Nieren und das Gehirn geschädigt. Eine Infektion der Nieren kann zu Nierenversagen führen, während eine Infektion des Gehirns zu neurologischen Ausfallerscheinungen wie Schiefstellungen des Kopfes (Torticollis), Augenzittern, Koordinationsstörungen, Lähmungen und Krämpfen führen kann.

Diese Krankheit wird von dem eukaryotischen Einzeller *Encephalitozoon cuniculi* verursacht, der innerhalb der Zellen des befallenen Kaninchens lebt. Außerhalb der Zellen des Wirbeltierorganismus können diese Einzeller nur in Form einer eingekapselten Spore überleben. Über diese mit dem Urin ausgeschiedenen Sporen erfolgt dann auch eine Ansteckung weiterer Tiere. Die Sporen werden häufig über mit dem Urin erkrankter Tiere verschmutztes Futter aufgenommen und gelangen über den Darm in den Blutkreislauf.

Viele Kaninchen sind Träger des Erregers, was über eine Blutuntersuchung durch den Nachweis bestimmter Antikörper im Blut festgestellt werden kann, ohne jedoch an diesem zu erkranken. Es ist daher für den Tierarzt oftmals schwierig, am lebenden Tier eine eindeutige Diagnose zu stellen, da die typischen Symptome einer Encephalitozoonose auch durch andere Krankheiten hervorgerufen werden können (so kann eine Schiefhaltung des Kopfes beispielsweise auch durch eine Mittelohrentzündung verursacht werden). Der Nachweis des Erregers im Blut bedeutet zwar, dass eine Ansteckung stattgefunden hat, aber nicht unbedingt, dass die gezeigten Symptome auch tatsächlich auf eine Encephalitozoonose zurückzuführen sind.

Die Therapie einer Encephalitozoonose muss in jedem Fall durch einen Tierarzt erfolgen, obwohl es eine hundertprozentig wirksame Behandlung dieser Erkrankung momentan noch nicht gibt. Ist ein Tier erkrankt, so sollte darauf geachtet werden, dass es nicht unnötigem Lärm und Stress ausgesetzt wird.

Die Behandlung erkrankter Tiere ist sehr langwierig und kann sich über Monate hinziehen. Bei einigen Tieren kommt es auch zu einer irreversiblen Schädigung des Gehirns und einer dauerhaften Kopfschiefstellung, Lähmung oder Störung der Bewegungskoordination.

Als vorbeugende Maßnahme ist darauf zu achten, dass der Käfig regelmäßig – beispielsweise mit kochendem Wasser – gereinigt und die Einstreu gewechselt wird (Neuinfektion über den Urin erkrankter Tiere). Es sollte drauf geachtet werden, dass das Futter und das Trinkwasser nicht durch Kot und Urin der Tiere verschmutzt werden kann.

Eine Übertragung der Kaninchen-Encephalitozoonose auf den Menschen ist bislang nur bei Personen mit einer starken Schwächung des Immunsystems (z.B. AIDS) festgestellt worden. Trotzdem sollte auch bei gesunden Menschen auf die nötige Hygiene beim Umgang mit den Tieren geachtet werden.

#### 1.7.4 Erkrankungen des Atemtrakts

Als häufigste Erkrankung der Atemwege tritt beim Kaninchen der ansteckende Kaninchenschnupfen (*Rhinitis contagiosa cuniculi*) auf, welcher auch als Pasteurellose bezeichnet wird. Dieser wird durch eine bakterielle Infektion verursacht, deren Haupterreger *Pasteurella multocida* ist. Nach einer Erkrankung des Tieres werden häufig aber noch weitere Erreger wie z.B. *Bordetella bronchiseptica* festgestellt. Unbehandelt kann der Kaninchenschnupfen zum Tod der betroffenen Tiere führen. Es gibt noch eine weitere Pasteurella-Art, *P. pseudotuberculosis rodentium*, die unter anderem beim Kaninchen die Rodentiose oder Pseudotuberkulose hervorruft.

Der ansteckende Kaninchenschnupfen beginnt mit einem Husten, dem ein Niesen folgt, welches von zunächst wässrigem, später auch eitrigem Nasenausfluss begleitet wird. Zusätzlich zu diesen Symptomen stellt sich auch häufig noch eine Bindehautentzündung ein. Darüber hinaus kann auch das Mittel- und/oder das Innenohr in Mitleidenschaft gezogen werden, was sich dann, ähnlich wie bei der Encephalitozoonose (siehe Kapitel 1.7.3,

S. 22), in einer Schiefhaltung des Kopfes äußern kann. Bleibt der Kaninchenschnupfen unbehandelt, so können sich später zusätzlich noch Entzündungen des Brustfells, des Herzbeutels und der Lunge einstellen. Außerdem können von dem Erreger noch die Leber, die Milz, die Nieren, die Milchdrüsen sowie die Hoden befallen werden.

Eine Ansteckung erfolgt entweder über Tröpfcheninfektion, oder die Erreger werden mit der Nahrung aufgenommen. Das Risiko einer Infektion wird durch schlechte Haltungsbedingungen wie beispielsweise Zugluft, hohe Staubbelastung verbunden mit mangelnder Käfighygiene stark erhöht. Weiterhin sind vor allem Tiere mit einem geschwächten Immunsystem, was durch Stress und Mangelernährung hervorgerufen werden kann, besonders empfänglich.

Zur Behandlung der Tiere ist auf jeden Fall ein Tierarzt aufzusuchen, welcher die geeigneten Antibiotika verschreiben kann. Zum Teil ist eine Aussicht auf vollständige Heilung allerdings eher gering und häufig kommt es einige Zeit nach der Behandlung zu einem erneuten Ausbruch der Krankheit. Als vorbeugende Maßnahme gegen eine Infektion mit dem Kaninchenschnupfen durch die Haupterreger *Pasteurella multocida* und *Bordetella bronchiseptica*, können die Tiere geimpft werden, allerdings gibt es selbst nach einer Impfung keinen 100 %igen Schutz gegen eine Erkrankung (siehe Kapitel 1.7.9, S. 28).

#### 1.7.5 Erkrankungen des Verdauungsapparates

Neben den schon in Kapitel 1.7.1 (s. S. 19) besprochenen infektiösen Darmerkrankungen wie der bakteriellen Enteritis und der Magen- oder Darmtympanie, die durch verschiedene Ursachen wie einer Futterumstellung oder auch Stress hervorgerufenen Situationen wie eine neue Umgebung, oder einem Transport der Tiere hervorgerufen werden können, sind bei Kaninchen als Erkrankungen des Verdauungsapparates häufig eine Kokzidiose oder gelegentlich ein Wurmbefall zu finden.

**Kokzidiose** Von einer Kokzidiose, die die häufigste Parasitose des Kaninchens darstellt, spricht

man bei einem Befall der Tiere mit Erregern der Gattung *Eimeria*. Die Vertreter der Gattung *Eimeria* gehören zu den sogenannten „Urtierchen“ (auch Protozoa), zu denen beispielweise auch die Malaria-Erreger (Gattung *Plasmodium*) gerechnet werden. Es handelt sich bei den Erregern der Kokzidiose also nicht um Bakterien oder Viren, sondern um Einzeller mit einem echten Zellkern, die auch als Eukaryonten bezeichnet werden (alle höheren Organismen wie Tiere und Pflanzen haben einen Zellkern und werden ebenfalls zu den Eukaryonten gerechnet). Eine Darmkokzidiose wird häufig durch eine Vielzahl verschiedener *Eimeria*-Arten verursacht und kann in schweren Fällen wässrigen oder sogar blutigen Durchfall hervorrufen, der vor allem bei jungen Tieren durch den hohen Flüssigkeitsverlust schnell zum Tode führen kann. Weitere Symptome sind eine mangelnde Gewichtszunahme verbunden mit Appetitlosigkeit, die in schweren Fällen eine völlige Apathie der Tiere nach sich ziehen kann.

Die Tiere infizieren sich über die Aufnahme von Eistadien (den sogenannten Oocysten), die sich beispielsweise im kotverschmutzten Futter, aber auch in der Einstreu finden. Zur Vorbeugung einer Kokzidiose sollten daher die Fressnäpfe und Trinkschalen (soweit keine Trinkflaschen verwendet werden), sowie der gesamte Käfig regelmäßig gereinigt und die Einstreu häufiger gewechselt werden. Die Eistadien der Eimerien werden bereits durch kochendes Wasser abgetötet, so dass nicht unbedingt auf Desinfektionsmittel zurückgegriffen werden muss. Der Nachweis einer Kokzidiose erfolgt durch die Analyse einer Kotprobe mit dem Mikroskop.

Neben der Darmkokzidiose kann eine bestimmte *Eimeria*-Art auch die Leber befallen und eine Leberkokzidiose hervorrufen. Häufig verläuft eine Leberkokzidiose ohne erkennbare Symptome. Bei Tieren mit einem geschwächten Immunsystem kann allerdings eine Verstopfung, eine Bauchfellwassersucht (Ascites) oder eine Gelbsucht (Ikterus) auftreten, die auch tödlich enden können.

Nachweisen lassen sich Leberkokzidien über veränderte Leberwerte im Rahmen einer Blutuntersuchung.

Sowohl die Darm- als auch die Leberkokzidiose muss durch einen Tierarzt mit den entsprechenden Medikamenten behandelt werden.

**Wurmbefall** Eine weitere, bei Hauskaninchen gelegentlich auftretende Erkrankung des Verdauungstraktes der Kaninchen stellt der Befall mit Fadenwürmern (Stamm Nematoda), Bandwürmern (Klasse Cestoda) oder Saugwürmern (Klasse Trematoda) dar. Im Folgenden soll nur kurz auf diese parasitären Erkrankungen eingegangen werden, da eine detaillierte Darstellung den Rahmen dieses Lexikons sprengen würde.

Beim Hauskaninchen häufig auftretende Vertreter der Nematoden, die den Verdauungstrakt befallen, sind Madenwürmer (Gattung *Passalurus*), Magenwürmer (Gattung *Graphidium*, *Trichostrongylus* sowie *Strongyloides*) sowie Peitschenwürmer (Gattung *Trichuris*). Darüber hinaus gibt es auch noch Nematoden, die die Lungen befallen, sogenannte Lungenwürmer (Gattung *Protostrongylus*).

Die bei Hauskaninchen sporadisch vorkommenden Bandwürmer (die Gattungen *Cittotaenia* und *Andrya*) leben im Dünndarm der Tiere und saugen sich hier an der Darmschleimhaut fest.

Vertreter der Saugwürmer, die mitunter bei Kaninchen gefunden werden können, sind der bis 5 cm groß werdende Große Leberegel (*Fasciola hepatica*) und der bis 12 mm lang werdende Lanzettegel (*Dicrocoelium dendriticum*). Beide Arten parasitieren in den Gallengängen des Endwirtes und führen zu einer Schädigung des Lebergewebes.

Die Symptome eines Befalls mit den erwähnten Darmparasiten ähneln sich sehr stark. Bei stärkerem Befall magern die Kaninchen stark ab und es kann zu einer Anämie (Blutarmut) kommen. Das Fell der Tiere erscheint struppig und stumpf, da sie nicht mehr in der Lage sind, ausreichend Nährstoffe aufzunehmen. In einigen Fällen äußert sich ein Nematodenbefall, bei dem häufig weicher, unformter Kot (nicht zu verwechseln mit dem Blinddarmkot) abgesetzt wird, auch durch Symptome, die einer Gastritis (Magenschleimhautentzündung) ähneln und auch die Schleimhäute des Dün- und

Blinddarms können entzündet sein und Enteritis-ähnliche Symptome hervorrufen. Bei einem Bandwurmbefall ist gelegentlich ein Durchfall bei den Kaninchen zu beobachten; ein Befall mit Saugwürmern kann dagegen mitunter zu Verstopfung führen.

Ein Befall mit Lungenwürmern äußert sich als Atemstörungen (Husten, rasselnde Geräusche beim Atmen) und ein Abmagern der Tiere.

Die Diagnose eines Befalls mit Nematoden, Band- oder Saugwürmern erfolgt über den Nachweis adulter Tiere (Nematoden) bzw. den Eiern (Nematoden, Band-, Saugwürmer) der in Frage kommenden Arten im Kot der Kaninchen. Die Behandlung muss durch einen Tierarzt erfolgen.

Als Infektionsquellen für alle drei Gruppen kann Heu oder Frischfutter in Frage kommen. Bei Kaninchen in Außenhaltung, ist das Infektionsrisiko höher als bei Tieren, die nur in der Wohnung gehalten werden. Beim Sammeln von Grünfutter aus dem Freiland sollte darauf geachtet werden, dass dies nicht an Stellen geschieht, an denen Hunde oder auch Katzen häufiger ihren Kot absetzen.

Potentiell besteht auch die Gefahr einer Ansteckung für den Menschen, da ein Teil der Nematoden, Band- oder Saugwürmer auch beim Menschen als Parasit in Erscheinung treten kann. Es sollte also nach jedem Umgang mit den Tieren auf die nötige Hygiene geachtet werden – dies gilt vor allem für kleinere Kinder.

### 1.7.6 Erkrankungen des Fells und der Haut

Beim Kaninchen können eine Reihe von Veränderungen des Fells und der Haut auftreten, so zum Beispiel ein Befall des Fells mit Milben, Flöhen oder Läusen oder eine Infektion der Haut mit einem Pilz (sogenannte Dermatomykosen). Auf die Risiken eines Befalls mit Fliegenmaden (Myiasis) wurde in Kapitel 1.6.2, S. 15 bereits hingewiesen.

#### **Hautpilzkrankungen (Dermatomykosen)**

Als Dermatomykosen werden allgemein durch Pilze hervorgerufene, krankhafte Veränderungen der

Haut und der Haare von Säugetieren bezeichnet. Die Diagnose einer Dermatomykose ist nicht immer ganz einfach, da mitunter an dem Krankheitsbild noch Sekundärinfektionen mit Bakterien beteiligt sind. Häufig ist eine ringförmige Veränderung der Haut jedoch ein Indiz für das Vorliegen eines Hautpilzes – eine endgültige Diagnose kann jedoch nur über einen Tierarzt erfolgen.

Bei einer Mikrosporie (beim Kaninchen hervorgerufen von der Art *Mikrosporum canis*) werden vor allem die Haare des betroffenen Tieres durch den Pilz in Mitleidenschaft gezogen. Am Infektionsherd brechen die Haare bei fortschreitendem Verlauf einer Mikrosporie kurz über der Hautoberfläche ab und die Tiere erscheinen an dieser Stelle haarlos. Eine Trichophytie (zum Teil auch als Favus bezeichnet) wird beim Kaninchen durch die beiden Pilzarten *Trichophyton tonsurans* und *Trichophyton mentagrophytes* verursacht und äußert sich einer entzündlichen Veränderung der Haut, die mit Eiterabsonderung und starken Schmerzen einhergehen kann. Zum Teil ist aber auch nur die oberste Hautschicht betroffen, auf der sich eitrig Pusteln bilden.

Die Behandlung einer Dermatomykose ist äußerst langwierig und kann zwischen vier Wochen und sechs Monaten in Anspruch nehmen. Die Therapie einer Dermatomykose und die Verabreichung der hierfür erforderlichen Medikamente muss auf jeden Fall in genauer Absprache mit dem Tierarzt erfolgen, da diese Medikamente in falscher Dosierung auch für die betroffenen Tiere schädlich sein können (der Stoffwechsel der Pilze, an dem die meisten Medikamente angreifen, ähnelt dem der Tiere sehr stark, so dass auch die Zellen des Tieres von dem Medikament bei falscher Dosierung in Mitleidenschaft gezogen werden können).

Da die Überdauerungsstadien der erwähnten Hautpilze (die sogenannten Sporen), über die auch eine Ansteckung erfolgt, äußerst widerstandsfähig sind, ist auch eine gründliche Reinigung des Käfigs, sowie aller Utensilien, mit denen die erkrankten Tiere in Kontakt gekommen sind, unabdingbar. Zum Teil wird auch zu einem kompletten Austausch des Käfigs und dessen Ausstattung geraten.

An den erwähnten Hautpilzen können auch Menschen erkranken, von daher sind bei einem Verdacht auf das Vorliegen einer solchen Erkrankung bei einem Hauskaninchen die nötigen hygienischen Vorichtsmaßnahmen zu ergreifen.

**Milben, Flöhe und Läuse** Wesentlich seltener ist bei Hauskaninchen der Befall mit Milben (Ordnung Acari), Kaninchenflöhen (*Spilopsyllus cuniculi*, Ordnung Siphonaptera) oder Tierläusen (Unterordnung Anoplura, Ordnung Phthiraptera) zu finden. Auf eine umfassende Behandlung dieses Themenkomplexes soll an dieser Stelle verzichtet werden, da diese Ektoparasiten beim Hauskaninchen nur relativ selten auftreten.

Milben können beim Kaninchen in erster Linie durch einen Befall mit Fellmilben (Gattung Cheyletiella) eine Cheyletiellose verursachen. Seltener tritt eine Ohr- (hervorgerufen durch die Saugmilbe *Psoroptes cuniculi*) oder Hauträude (hervorgeföhren durch verschiedene Vertreter der Gattungen der Nagemilben – Chorioptes oder der Grabmilben – Sarcoptes) auf. Weiterhin sind bei Kaninchen mitunter noch Haarbalgmilben (*Demodex folliculorum cuniculi*) zu finden.

Die Symptome eines Milbenbefalls äußern sich meistens in Form eines lokal begrenzten Haarausfalls, begleitet von Schuppen- und Borkenbildung sowie einer Entzündung der Haut. Häufig leiden die Tiere darüber hinaus noch an einem Juckreiz.

Ein Nachweis der Milben erfolgt entweder durch eine Untersuchung mit einer Lupe direkt am Tier, oder mit Hilfe eines Mikroskops durch Untersuchung von an dem Befallsherd abgeschabter Haut. Die Behandlung der Milben sollte durch einen Tierarzt erfolgen.

Bei der Freilandhaltung von Kaninchen können außerdem noch die ebenfalls zu den Milben zu rechnenden Zecken (am Häufigsten ist der Holzbock, *Ixodes ricinus*) auftreten, die ihren Wirt stechen und anschließend dessen Blut saugen. Zecken sind, im Gegensatz zu den anderen genannten Milben, bereits mit dem bloßen Auge zu erkennen und können ähnlich wie die Stechmücken – zumindest potentiell – Myxomatose (siehe Kapitel 1.7.7, S. 26)

und Chinaseuche (siehe Kapitel 1.7.8, S. 27) übertragen. Wesentlich häufiger ist jedoch die Infektion der Wirtstiere mit einer Borreliose (einer bakteriellen Infektion, die durch den Einzeller *Borrellia burdorferi* hervorgerufen wird).

Zecken können, da sie relativ groß sind, entweder mit einer normalen Pinzette oder einer speziellen Zeckenzange von dem betroffenen Kaninchen entfernt werden. Beim Entfernen ist darauf zu achten, dass der Kopf nicht abreißt und in der Haut des Wirtstieres stecken bleibt, da dies zu Sekundärinfektionen führen kann. Auch sollte darauf geachtet werden, dass die Zecken nicht gequetscht werden, da sie dabei in der Regel größere Mengen Speichel, in dem sich die potentiellen Erreger befinden, in die Haut des Wirtstieres absondern, was die Wahrscheinlichkeit einer Erkrankung des Wirtes erhöht.

Neben den Milben sind bei den Kaninchen mitunter noch der Kaninchenfloh (*Spilopsyllus cuniculi*, Ordnung Siphonaptera) sowie verschiedene Echte Tierläuse (Unterordnung Anoplura, Ordnung Phthiraptera) zu finden. Vertretern beider Gruppen ist gemeinsam, dass es sich um flügellose Insekten handelt, die vor allem bei Säugetieren und Vögeln Blut saugen. Neben der Übertragung verschiedener Krankheiten, wie z.B. der Myxomatose durch den Kaninchenfloh, verursachen die Stiche von Flöhen und Läusen einen mehr oder weniger starken Juckreiz. Wenn sich die Tiere kratzen, können sich die Stiche entzünden.

Verbreitet werden Flöhe und Läuse entweder durch direkten Körperkontakt (Flöhe können relativ weit springen) oder über die Eier, die sich beispielsweise in der Einstreu befinden können.

Als Vorbeugung gegen einen Befall mit diesen Parasiten sind die Einstreu regelmäßig zu wechseln und der Käfig gründlich zu säubern. Bei einem bereits stattgefundenen Befall, kann ein geeignetes Mittel zur Bekämpfung der Flöhe und Läuse über den Tierarzt bezogen werden.

### 1.7.7 Myxomatose

Die Myxomatose (z.T. auch als „Kaninchenpest“ bezeichnet) wird durch das Virus *Leporipoxvi-*

*rus myxomatosis* ausgelöst. Erstmals wurde diese Krankheit 1898 in Südamerika beschrieben, wo sie auch aktuell beim südamerikanischen Baumwollschwanzkaninchen (*Sylvilagus brasiliensis*) auftritt, ohne dabei jedoch das schwere Krankheitsbild wie beim Wild- und Hauskaninchen zu zeigen. Die weltweite Verbreitung der Myxomatose begann 1927 mit dem Vorschlag, das Myxomatose-Virus zur Kontrolle der ausufernden Kaninchenbestände in Australien einzusetzen. Nach Europa gelangte die Krankheit 1952 durch den französischen Arzt Delille, der das Virus einsetzte, um den Kaninchenbestand auf seinem Anwesen in der Nähe von Paris zu regulieren. Gegen Ende des Jahres 1953 hatte sich das Virus bereits bis nach Südfrankreich, Spanien, Belgien, Holland, Luxemburg, England und Deutschland ausgebreitet. 1954 wurde die Schweiz, die Tschechoslowakei und Irland erreicht und 1955 Österreich, Italien und Polen. Während zunächst nahezu 100 % der betroffenen Kaninchenpopulationen an dem Virus starben, setzte sich in den meisten Teilen des Verbreitungsgebietes nach und nach eine weniger tödliche Form durch (es ist auch im „Interesse“ des Virus, seinen Wirt nicht völlig auszurotten, da Viren, die keinen eigenen Stoffwechsel besitzen, zur Vermehrung und damit zur Weitergabe ihrer Gene auf den Wirtsorganismus – in diesem Fall auf die Kaninchen – angewiesen sind). Nach einer starken Dezimierung der Kaninchenbestände konnte zum Teil auch eine Resistenz einiger Tiere gegenüber dem Virus festgestellt werden.

Eine Resistenz gegen das Myxomatose-Virus kann auf genetischem Wege erfolgen und damit von den Elterntieren an deren Nachkommen vererbt werden, die dann ihrerseits resistent sind. Einige Untersuchungen haben aber auch gezeigt, dass immune, trächtige Weibchen im Uterus Antikörper auf ihre Nachkommen übertragen können. Es gibt weiterhin Anzeichen dafür, dass auch die Männchen ihre Immunität gegenüber der Myxomatose durch eine Substanz in der Samenflüssigkeit auf die von ihnen gezeugten Nachkommen übertragen können (zu dem genauen Mechanismus werden dabei keine Angaben gemacht; es ist fraglich, wie durch eine Substanz in der Samenflüssigkeit Einfluss auf das Genom der Nachkommen genommen werden soll).

Übertragen wird die Myxomatose durch blut-saugende Insekten wie Stechmücken (vor allem durch die Gattung *Anopheles*) oder den Kaninchenfloh (*Spilopsyllus cuniculi*). Im Speichel von Stechmücken können die Myxomatose-Viren beispielsweise mehrere Wochen lang aktiv bleiben und Kaninchen infizieren, die von einer solchen Mücke gestochen werden. Eine Ansteckung ist nach einigen Autoren aber auch direkt über die Schleimhäute möglich (beispielsweise wenn zwei Tiere sich gegenseitig beschnupern). Ebenso wird eine Ansteckung über mit dem Virus kontaminiertes Futter (z.B. Grünfutter aus dem Freiland) oder über Gegenstände wie Futternäpfe und Trinkflaschen diskutiert.

Nach einer Inkubationszeit von 3 – 10 Tagen treten die ersten äußerlich erkennbaren Symptome auf. Es kommt zu einer Entzündung und Schwellung der Augenlider, der Mundpartie, der Ohren sowie des Genitalbereichs. Weiterhin bekommen die betroffenen Tiere Fieber. Die Anschwellungen im und am Mundraum führen zu Schluckbeschwerden, so dass die Tiere die Nahrungsaufnahme fast gänzlich einstellen. Innerhalb von 8 – 14 Tagen nach dem ersten sichtbaren Auftreten der beschriebenen Symptome endet die Myxomatose meistens mit dem Tod des Tieres. In einigen Fällen überleben einzelne Tiere, bleiben dann aber als Virusträger für andere, nicht infizierte Tiere eine potentielle Infektionsquelle.

Wenn sich die Tiere erst einmal mit dem Myxomatose-Virus infiziert haben, gibt es keine gezielte Behandlung und in der Regel wird der Tierarzt zum Einschläfern des betroffenen Tieres raten. Vorbeugend können die Tiere jedoch gegen Myxomatose geimpft werden (siehe Kapitel 1.7.9, S: 29). Vor allem bei Tieren, die im Freiland gehalten werden, sollte man darauf achten, dass so weit möglich ein Schutz vor Stechmücken gewährleistet ist (siehe Kapitel 1.6.2, S. 15).

### 1.7.8 Chinaseuche (RHD)

Die Chinaseuche oder Rabbit Haemorrhagic Disease (RHD; engl.: etwa „hämorrhagische Erkrankung des Kaninchens“) ist in der Literatur auch teilweise unter den Namen Viral Haemorrhagic Disease



(VHD), Rabbit Calicivirus Disease (RCD), Hepatitis oder Haemorrhagic Septicemia Syndrome zu finden. Es handelt sich hierbei um eine Erkrankung mit einem Virus, der zu einer Verklumpung (Agglutinierung) der roten Blutkörperchen (Erythrocyten) im Blut führt und außerdem die Blutgerinnung massiv beeinträchtigt. Erstmals wurde eine Erkrankung von Kaninchen mit diesem Virus 1984 in China beschrieben. In Westeuropa trat das Virus zum ersten Mal im Jahr 1986 auf; aus Deutschland wurden die ersten Fälle 1988 gemeldet und England wurde im Jahr 1992 erreicht. Die weltweite Verschleppung dieses Virus erfolgte über den Handel mit lebenden Tieren, Fleisch und Wolle.

Das Virus ist im Blut, im Knochenmark, in allen inneren Organen sowie in sämtlichen Ausscheidungen (Kot, Urin, Schleimhautsekrete usw.) erkrankter Tiere nachweisbar. Eine Ansteckung kann sowohl von Tier zu Tier, als auch über kontaminierte Futtermittel, Einstreu oder Geräte wie Futternäpfe und Trinkflaschen erfolgen. Des Weiteren werden Insekten als Krankheitsüberträger ähnlich wie bei der Myxomatose diskutiert.

Je nach Virenstamm, welcher das betroffene Tier befallen hat, ergeben sich nach einer Inkubationszeit von 1 – 3 Tagen unterschiedliche Krankheitsverläufe. In der Regel sterben die Tiere akut ohne äußerliche Krankheitssymptome. In einigen Fällen zeigen die erkrankten Kaninchen jedoch ein bis zwei Tage lang hohes Fieber, Krämpfe, Atemnot sowie eine Blaufärbung der Schleimhäute (durch die Verklumpung der roten Blutkörperchen, die für den Sauerstofftransport von der Lunge zu den einzelnen Organen zuständig sind, kommt es zu einer Sauerstoffunterversorgung, was sich in einer bläulichen Verfärbung der Schleimhäute und Atemnot äußert). Außerdem kann aus allen Körperöffnungen Blut austreten und es kommt zu punktförmigen Blutungen (petechialen Hämorrhagien) in allen Geweben. Ein relativ deutlicher Hinweis darauf, ob ein Tier an der Chinaseuche verstorben ist, ist die Überstreckung des Kopfes zum Rücken hin kurz bevor der Tod eintritt. Eine dritte Verlaufsform dieser Krankheit äußert sich mit einem drei bis vier Tage andauernden Fieber, verbunden mit einer Apathie und Fressunlust. Die betroffenen Tiere werden zwar wieder gesund, sind danach aber häufig Dauerau-

scheider des Virus und damit potentielle Infektionsquellen für andere Kaninchen. In der Regel erkranken an der Chinaseuche lediglich Tiere, die älter als drei bis vier Monate sind (der Grund hierfür ist nicht bekannt).

Ähnlich wie bei der Myxomatose gibt es auch für die Chinaseuche keine gezielte Behandlung und der Tierarzt wird bei einem erkrankten Kaninchen in der Regel zum Einschlafen des Tieres raten. Vorbeugend kann aber auch hier eine Impfung erfolgen (siehe Kapitel 1.7.9, S. 29). Bei Tieren, die im Freiland gehalten werden, sollte, wie bei der Myxomatose, auf einen Schutz vor Stechinsekten geachtet werden. Als ein weiterer Punkt zur Verminderung des Infektionsrisikos ist auch im Zusammenhang mit der Chinaseuche auf die Einhaltung der entsprechenden Hygienemaßnahmen zu achten (Käfig regelmäßig reinigen, Einstreu wechseln, Futternäpfe und Trinkgefäße reinigen).

### 1.7.9 Impfung von Kaninchen

Eine Impfung des Heimkaninchens sollte auf jeden Fall erfolgen. Wenn Bedenken gegen diese Impfungen vorliegen, wie etwa zur Gefahr potentiell negativer Nebenwirkungen oder über den generellen Sinn einer Impfung von Heimkaninchen, so sollten diese mit einem Tierarzt diskutiert werden. In der Regel wird dieser vor der Impfung eine Allgemeinuntersuchung des Tieres empfehlen, um unerwünschte Nebenwirkungen bei durch andere Krankheiten bereits geschwächten Tieren auszuschließen.

**Ansteckender Kaninchenschnupfen (Pasteurellose; siehe auch Kapitel 1.7.4, S. 23)** Eine Erstimpfung kann bereits bei Jungtieren im Alter von 4 – 6 Wochen (bzw. 2 – 3 Wochen nach dem Absetzen) erfolgen, wobei die Impfung nach 2 Wochen wiederholt werden muss. Danach sollten die Tiere etwa alle 6 Monate eine Auffrischungsimpfung erhalten. In wie weit eine Impfung zusammen mit den Impfungen gegen Myxomatose oder RHD verabreicht werden kann, sollte mit dem Tierarzt abgesprochen werden. Einige Tierärzte raten dazu, die Impfung gegen den ansteckenden Kaninchenschnupfen getrennt von den anderen Impfungen durchzuführen.

**Myxomatose (siehe auch Kapitel 1.7.7, S. 26)** Die Erstimpfung kann ab der 6. Lebenswoche (bzw. 2 – 3 Wochen nach dem Absetzen) durchgeführt werden. Die zweite Impfung zur Grundimmunisierung erfolgt nach weiteren 6 Wochen. Anschließend sollte etwa halbjährlich eine Auffrischungsimpfung erfolgen. Wenn die Myxomatose-Impfung zusammen mit der RHD-Impfung erfolgen soll, so empfehlen einige Tierärzte, die erste Impfung zur Grundimmunisierung nur mit dem Myxomatose-Impfstoff durchzuführen. Die zweite Impfung kann dann zusammen mit dem RDH-Impfstoff erfolgen.

**Chinaseuche (RHD; siehe auch Kapitel 1.7.8, S. 27)** Zum Schutz vor der Chinaseuche ist eine einmalige Grundimmunisierung erforderlich, die anschließend einmal im Jahr aufgefrischt werden sollte. Die Erstimpfung kann zusammen mit der zweiten Myxomatose-Impfung durchgeführt werden (also im Alter von etwa 12 Wochen). Die Auffrischungsimpfungen können ebenfalls zeitgleich mit den Myxomatose-Auffrischungsimpfungen gegeben werden.

Männchen meistens fehlt, kann der Eisprung durch den Pfleger induziert werden, wenn dieser unbeabsichtigt, etwa beim Streicheln des Tieres, die Bewegungen eines Männchens beim Aufreiten imitiert.

In wie weit wiederholte Scheinträchtigkeiten schädlich für die Tiere sind, weil durch den ständig erhöhten Hormonspiegel das Risiko von Gebärmutter- oder Milchdrüsenkrebs steigt, ist noch umstritten. Von einer Behandlung mit Hormonen zur Unterdrückung von Scheinträchtigkeiten wird von einigen Tierärzten ebenfalls abgeraten, da hierdurch Erkrankungen der Eierstöcke und der Gebärmutter ausgelöst werden sollen. In der Regel wird von dem behandelnden Tierarzt zu einer Kastration der Tiere geraten werden. Durch eine Kastration wird außerdem auch das aggressive Verhalten des Tieres gegenüber dem Pfleger unterbunden.

### 1.7.10 Scheinträchtigkeit

Bei einigen weiblichen Kaninchen kann, mitunter auch wiederholt, eine Scheinträchtigkeit auftreten. Die Tiere fangen einige Zeit nach dem Eisprung, welcher beim Kaninchen durch äußere Einflüsse ausgelöst wird, damit an, typische morphologische (Ausbildung des Gesäuges), physiologische (Anstieg des Hormons Prolaktin, welches die Milchproduktion in Gang setzt) sowie verhaltensbiologische Veränderungen (z.B. Nestbauverhalten) zu zeigen, obwohl gar keine Trächtigkeit vorliegt. Mitunter kann sich eine Scheinträchtigkeit auch in Aggressionen gegenüber dem Halter äußern, der von dem Tier gekratzt oder gebissen wird, sobald er mit der Hand in den Käfig greift (Aggressionen gegenüber dem Halter müssen aber nicht immer durch eine Scheinträchtigkeit provoziert sein, manchmal ist hieran auch ein zu kleiner Käfig mit fehlenden Beschäftigungsmöglichkeiten schuld).

Bei Wildkaninchen im Freiland wird der Eisprung durch das Aufreiten des Männchens bei der Paarung ausgelöst (induzierte Ovulation; vergl. Kapitel 1.5.2, S. 11). Bei Heimkaninchen, bei denen ein



# Kapitel 2

## Meerschweinchen

### 2.1 Historie

Die ersten Vertreter der Wildmeerschweinchen (wissenschaftl. *Cavia aperea*) sind fossil erstmalig im Pleistozän (vor etwa 1,8 Millionen – 10 000 Jahren) nachweisbar. Vorläufer des heutigen Meerschweinchens traten mit den Gattungen *Palaeocavia* und *Neocavia* bereits im Pliozän (vor 5 – 1,8 Millionen Jahren) auf. Die heutige Gattung *Cavia* umfasst neben der bereits erwähnten Art *C. aperaea* noch vier weitere Arten (zur Verbreitung siehe die Abb. 2.1, S. 34): *C. fulgida*, *C. magna*, *C. intermedia* (alle drei ohne deutschen Namen) und *C. tschudii* (deutsch: Tschudi-Meerschweinchen).

Zum Teil ist auch noch die Bezeichnung *C. cutleri* zu finden, wobei es sich hierbei um einen veralteten Namen handelt, mit dem fälschlicherweise sowohl das Tschudi- als auch das Wildmeerschweinchen angesprochen wurden (*C. cutleri* wurde bereits 1867 in *C. tschudii* umbenannt, dennoch hält sich dieser Name hartnäckig in der Literatur). Des Weiteren werden in der Literatur noch bis zu drei *Cavia*-Arten genannt (*C. guianae* aus Venezuela und Guayana – ein Synonym für das Wildmeerschweinchen, *C. anolaimae* aus Kolumbien – ein Synonym für das Hausmeerschweinchen – und *C. nana* aus West-Bolivien – ein Synonym für *C. tschudii*). Obwohl die Gattung *Cavia* durch das Hausmeerschweinchen relativ bekannt ist, ist deren Systematik noch keinesfalls abschließend geklärt. Erschwert wird die Situation weiterhin dadurch, dass in einigen Teilen Südamerikas Hausmeerschweinchen sekundär wieder verwildert sind.

Meerschweinchen (Gattung *Cavia*) gehören zu den Nagetieren (Ordnung Rodentia) und werden

### Steckbrief Wildmeerschweinchen

Kopf-Rumpf-Länge:	25 – 50 cm
Gewicht:	450 – 700 g
Zahnformel:	$\frac{1013}{1013}=20$
Ernährung:	vegetarisch
Sozialverhalten:	gesellig
Wurfgröße:	1 – 5 Jungtiere
Wurfanzahl pro Jahr:	2 – 3 Würfe/a
Tragzeit:	ca. 63 – 70 Tage
Entwöhnung nach	ca. 20 Tagen
Geschlechtsreife	
Männchen:	ca. 12 Wochen
Weibchen:	ca. 8 Wochen
Lebenserwartung:	3 – 5 Jahre

mit den Wiesel- oder Gelbzahnmeerschweinchen (Gattung *Galea*) und den Zwergmeerschweinchen (Gattung *Microcavia*) zur Unterfamilie *Caviinae* zusammengefasst. Eine nähere Verwandtschaft besteht zu den Maras oder Pampashasen (Gattung *Dolichotis* mit zwei Arten, Unterfamilie *Dolichotinae*), sowie den Berg- oder Felsenmeerschweinchen (Gattung *Kerodon* mit zwei Arten) und den Capybaras (Gattung *Hydrochoerus* mit zwei Arten), wobei das Bergmeerschweinchen und die Capybaras zur Unterfamilie *Hydrochoerinae* zusammengefasst werden. Die drei Unterfamilien *Caviinae*, *Dolichotinae* und *Hydrochoerinae* werden ihrerseits zur Familie der Meerschweinchen im engeren Sinne (Familie *Caviidae*) gezählt. Die Familie der Meerschweinchen wiederum wird mit einer Reihe anderer Familien – darunter beispielsweise den Chinchil-

las (Fam. Chinchillidae), den Degus (Fam. Octodontidae) und den Nutrias (Fam. Myocastoridae) – zu den Stachelschweinverwandten im weiteren Sinne (Unterordnung Hystricomorpha) zusammengefasst.

Die Unterteilung der großen Gruppe der Nagetiere erfolgt hauptsächlich auf Grund von Unterschieden in der Ansatzstelle und im Verlauf der Kaumuskulatur am Schädel der Tiere. Dabei gelten Vertreter der Stachelschweinverwandten als „fortschrittlichste“ Nagetiere, die sich, ausgehend von der Urform (der Familie Paramyidae, deren Vertreter bereits zu Beginn des Paleozäns vor etwa 65 Millionen Jahren lebten), in ihren Körpermerkmalen – und hier besonders der Kaumuskulatur – am weitesten entwickelt haben. Die Einteilung der Nagetiere ist keineswegs endgültig geklärt und vor allem der Einsatz neuerer, molekularbiologischer Methoden zur Klärung der Verwandtschaftsverhältnisse führt immer wieder zu einer Neuordnung einzelner Mitglieder oder auch ganzer Gruppen innerhalb der Ordnung Rodentia. So wurde beispielsweise das Felsenmeerschweinchen (Gattung Kerodon) bis vor kurzem mit einer einzigen Art (*K. rupestris*) zur Unterfamilie Caviinae gezählt. Neuerdings wird diese Gattung jedoch zur Unterfamilie Hydrochoerinae gerechnet und umfasst 2 Arten (*K. rupestris* und *K. acrobata*). Auch bei der Abstammung des Hausmeerschweinchens setzt sich nach und nach die Ansicht durch, dass diese wohl nicht vom Wildmeerschweinchen (*C. aperea*), sondern eher vom Tschudi-Meerschweinchen (*C. tschudii*) abstammen (siehe das Kapitel 2.1.1). Um die etwas verwickelten Verwandtschaftsverhältnisse der Familie der Meerschweinchen innerhalb der Nagetiere zu verdeutlichen, soll die folgende Liste dienen (beachte, dass die Ordnung Rodentia noch zahlreiche weitere Unterordnungen und die Unterordnung Hystricomorpha noch weitere Familien umfassen, die an dieser Stelle nicht angeführt sind):

Ordnung Nagetiere (Rodentia)

- Unterordnung Stachelschweinverwandte i.w.S. (Hystricomorpha)
  - Familie Meerschweinchen i.e.S. (Caviidae)

- \* Unterfamilie Eigentliche Meerschweinchen (Caviinae)
  - Gattung Meerschweinchen (*Cavia*; 5 Arten)
  - Gattung Wiesel- od. Gelbzahnmeerschweinchen (*Galea*; 3 Arten)
  - Gattung Zwergmeerschweinchen (*Microcavia*; 3 Arten)
- \* Unterfamilie Maras od. Pampashasen (Dolichotinae)
  - Gattung Maras od. Pampashasen (*Dolichotis*; 2 Arten)
- \* Unterfamilie Wasserschweine (Hydrochoerinae)
  - Gattung Capybaras od. Wasserschweine (*Hydrochoerus*; 2 Arten)
  - Gattung Berg- od. Felsenmeerschweinchen (*Kerodon*; 2 Arten)

Die Vertreter der drei Gattungen *Cavia*, *Galea* und *Microcavia* sehen sich so ähnlich, dass sie im Freiland nur sehr schwer auseinander gehalten werden können. Die lokale Bevölkerung unterscheidet wohl deshalb auch nicht zwischen diesen drei Gattungen, sondern bezeichnet alle Vertreter (immerhin 11 Arten) unterschiedslos als „Cuis“.

### 2.1.1 Domestikation

Die heute gehaltenen Hausmeerschweinchen (wissenschaftl. *Cavia aperea* f. *porcellus*) stammen nach der bisherigen Meinung von den Wildmeerschweinchen (*Cavia aperea*) ab. Diese Sichtweise ist keineswegs unumstritten und nach Ansicht mancher Wissenschaftler ist die Haustierform des Meerschweinchens eine eigene Art, die dann als *Cavia porcellus* bezeichnet wird (dieser Name wurde erstmals von ERXLEBEN im Jahre 1777 verwendet). Einer weiteren Meinung nach stellt das oben bereits angesprochenen Tschudi-Meerschweinchen keine eigene Art, sondern lediglich eine Unterart des Wildmeerschweinchens dar (*Cavia aperea* ssp. *tschudii*) und die Hausmeerschweinchen sollen durch eine Domestikation dieser Unterart entstanden sein. Mittlerweile wird das Tschudi-Meerschweinchen allerdings als eine eigenständige Art angesehen (siehe Kapitel 2.1, S. 30).

Tatsache ist, dass Hausmeerschweinchen sowohl bestimmte Merkmale des Wildmeerschweinchens, als auch des Tschudi-Meerschweinchens aufweisen. Gewisse Ähnlichkeiten bestehen darüber hinaus auch noch zwischen den Hausmeerschweinchen und einer dritten Art, *C. fulgida*, wobei diese jedoch als Wildform der domestizierten Hausmeerschweinchen ausscheiden, da Kreuzungen zwischen diesen beiden Formen sterile männliche Nachkommen ergeben. Außerdem gibt es relativ deutliche morphologische Unterschiede in bestimmten Schädelmerkmalen (insbesondere in der Form des dritten oberen Molars). Darüber hinaus liegt das Verbreitungsgebiet von *C. fulgida* (Küstenregion Ost-Brasiliens) deutlich außerhalb der für den Domestikationsursprung angenommenen peruanischen Anden (siehe Abb. 2.1, S. 34).

Bei Kreuzung von Hausmeerschweinchen sowohl mit Wild- (*C. aerea*), als auch mit Tschudi-Meerschweinchen (*C. tschudii*) sind die Nachkommen jeweils fertil. Wie neuere molekulargenetische Untersuchung zur Klärung der Verwandtschaftsverhältnisse zu belegen scheinen, sind Hausmeerschweinchen enger mit den Tschudi-Meerschweinchen verwandt als mit dem Wildmeerschweinchen, was dafür sprechen würde, dass nicht *C. aerea*, sondern *C. tschudii* die Stammform der Hausmeerschweinchen ist (diese Vermutung wurde bereits 1889, also lange vor der Etablierung molekulargenetischer Untersuchungsmethoden, von dem Zoologen NEHRING geäußert). Ein weiteres Indiz für die engere Verwandtschaft von *C. tschudii* und den Hausmeerschweinchen ist die Tatsache, dass das Wildmeerschweinchen *C. aerea* am Kopfskelett bestimmte Strukturen aufweist (einen Fortsatz im Nasenknorpel der Tiere, der als *Processus cupularis* bezeichnet wird), die dem Hausmeerschweinchen fehlen. Eine engere Verwandtschaft zwischen Haus- und Tschudi-Meerschweinchen wäre auch im Hinblick auf die natürliche Verbreitung von *C. tschudii* in den peruanischen Anden zu erklären, da hier ebenfalls die Domestikation des Hausmeerschweinchens durch die Inkas stattfand (siehe die Domestikations-Zentren in Abb. 2.1, S. 34).

Auch im Hinblick auf den Zeitpunkt der Domestikation des Hausmeerschweinchens gibt es widersprüchliche Meinungen. Relativ sicher ist, dass be-

reits vor etwa 3 000 Jahren im heutigen Peru Meerschweinchen in menschlicher Obhut gehalten wurden. Zum Teil wird sogar vermutet, dass die Domestikation bereits mehr als 6 000 Jahre zurückliegt. Als die Spanier um 1530 Peru erreichten, wurden hier von den Inkas bereits Meerschweinchen gezüchtet. Die Tiere wurden damals und werden auch heute noch in Teilen Südamerika als wichtige Fleischlieferanten genutzt. Sie fanden und finden weiterhin als Opfertiere für religiöse Zwecke Verwendung und wurden früher häufig als Grabbeigaben genutzt. Meerschweinchen werden traditionell nicht in Käfigen, sondern freilaufend in den Behausungen der Menschen oder in speziell angelegten Gruben gehalten. In einigen peruanischen Städten zieren Steinskulpturen des Meerschweinchens die Dächer der Häuser und gelten als ein Symbol für Fruchtbarkeit.

In Südamerika hat die Zucht zur Etablierung von mindestens zwei Rassen geführt. Dies sind zum Einen als „Criollo“ (span.: kreolisch) bezeichnete, kleinwüchsige Tiere und zum Anderen die großwüchsigen, „Mejorado“ (span.: verbessert, weiterentwickelt) genannten Hausmeerschweinchen. Neben der Größe sollen sich die Mejorados auch noch in ihrem ruhigeren Wesen von den als „nervös“ beschriebenen Criollos unterscheiden. Seit dem 19. und verstärkt ab dem 20. Jahrhundert wurden Meerschweinchen als Versuchstiere vor allem in der medizinischen Forschung eingesetzt.

### 2.1.2 Meerschweinchen als Haustiere

Die ersten Tiere gelangten bereits zu Beginn des 16. Jahrhundert durch holländische Seefahrer nach Europa und waren bereits um 1550 CONRAD GESSNER bekannt. Etwa um 1770 wurden in den USA Meerschweinchen als Haustiere gehalten. Zu dieser Zeit galten die Tiere als „Luxushaustiere“ und wurden nur von entsprechend wohlhabenden Familien gehalten.

Der deutsche Name „Meerschweinchen“ beruht darauf, dass die Tiere „über das Meer“ nach Europa gekommen sind und deren Lautäußerungen zum Teil ähnlich wie das Quicken eines Schweins klin-

gen (der wissenschaftliche Name „*porcellus*“ bedeutet kleines Schwein).

Interessant ist auch noch, dass im Englischen die Bezeichnung „guinea pig“ gleichbedeutend mit dem deutschen „Versuchskaninchen“ ist. Der englische Name für das Meerschweinchen leitet sich vermutlich – ähnlich wie die deutsche Bezeichnung – davon ab, dass die Tiere mit Schiffen über die Häfen von Guinea oder Französisch Guayana nach Europa gelangt sind und sowohl deren Aussehen als auch deren Lautäußerungen an kleine Schweine erinnert.

## 2.2 Natürlicher Lebensraum und Verbreitung

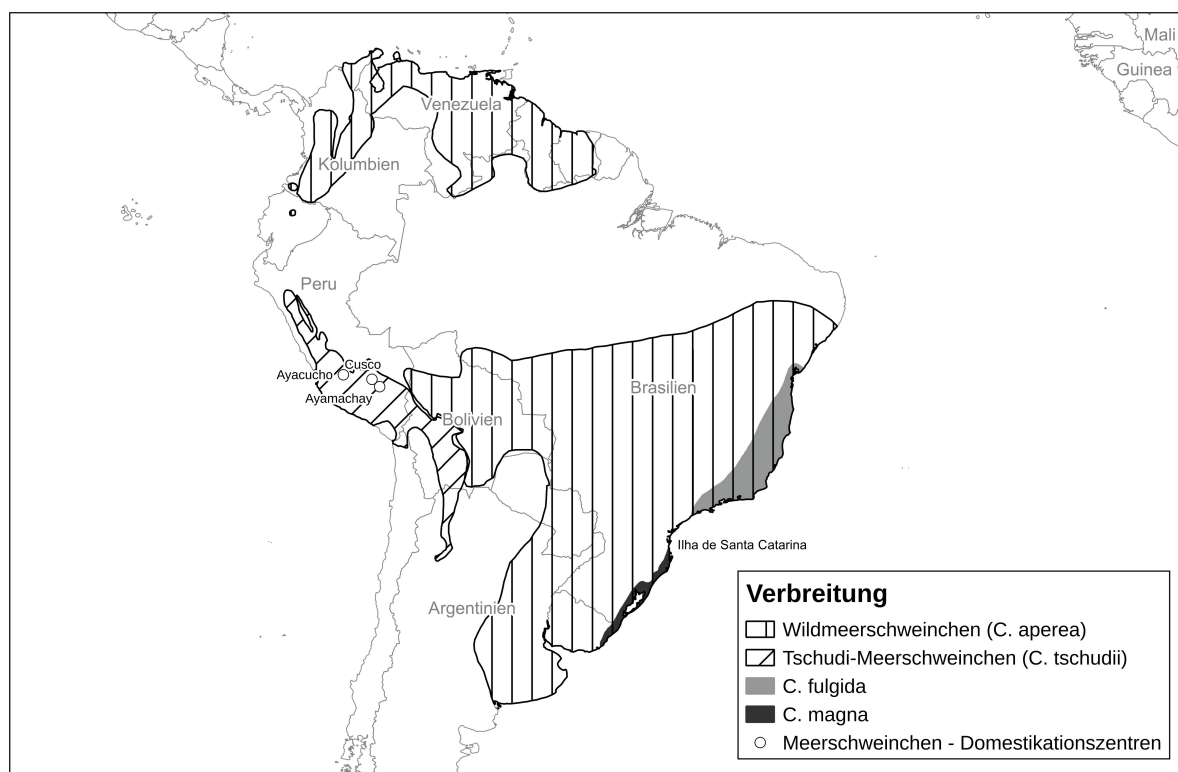
Wildlebende Meerschweinchen kommen ursprünglich aus Südamerika und sind von Kolumbien bis Argentinien verbreitet (siehe Abb. 2.1, S. 34). Sie besiedeln Savannen und Buschland und kommen in den Anden in Höhen bis zu 5 000 m vor. Gemieden werden von den Meerschweinchen der Tieflandregenwald im Amazonasbecken in Brasilien, sowie die Atakama-Wüste in Chile und die Pampa im Süden Argentiniens.

Im Vergleich zu den anderen *Cavia*-Arten bevorzugt das Wildmeerschweinchen (*C. aperea*) vor allem feuchte Habitats. Während die Verstecke der Tiere (Meerschweinchen graben kaum eigene Höhlen) in dichter Vegetation liegen, werden zur Nahrungsaufnahme Bereiche mit niedriger Wuchshöhe der Pflanzendecke bevorzugt, die den Tieren eine gute Rundumsicht auf sich möglicherweise nähernde Fressfeinde gestattet. Bei der Annäherung eines Fressfeindes flüchten die Tiere in die dichte Vegetation und verharren dort bewegungslos, bis die Gefahr vorbei ist. Die Tiere legen keine eigenen Baue an und haben auch keine permanenten Ruheplätze, sondern schaffen sich durch ein Wegenetz verbundene Höhlungen in der dichten Vegetation, in denen sie die Ruhephasen verbringen.

Die ausgeprägte ökologische Anpassungsfähigkeit des Wildmeerschweinchens zeigt sich bereits darin, dass die Tiere in Höhenlagen fast auf Meeresebene bis in die alpinen Zonen der Anden in mehr als 4 000 m Höhe anzutreffen sind. Dies umfasst

Regionen mit einem feucht-heißen Klima mit Jahresdurchschnittstemperaturen von mehr als 28 °C und einem Jahresniederschlag von über 2 700 mm bis hin zu Bereichen mit einer mittleren Jahrestemperatur von weniger als 8 °C und einer jährlichen Niederschlagsmenge von etwa 800 mm. Damit sind Meerschweinchen sowohl in tropisch-subtropischen wechselgrünen Wäldern mit ausgeprägter Regenzeit wie dem „Mato Grosso“ im Südwesten Brasiliens, als auch in Baum- und Strauchsavannen wie den „Campos cerrados“ in Zentralbrasilien sowie in warmtemperaten, immergrünen Wäldern an den Osthängen der Anden zu finden. In den höheren Lagen der Anden vom Äquator bis zum 10. Grad nördlicher und 15. Grad südlicher Breite (also in Venezuela, Kolumbien, Ecuador und Teilen von Peru) besiedeln die wild lebenden Meerschweinchen die Vegetationsform des „Páramos“, womit die alpine Stufe der feuchten Tropen zwischen etwa 3 000 und 5 000 m bezeichnet wird, in der ein Tageszeitenklima vorherrscht. Südlich des 15. Breitengrades (Teile Perus, Boliviens, Chiles) geht diese Vegetationsform in die trockenere „Puna“ über, das heißt in die alpine Stufe der wechselfeuchten Tropen und Subtropen mit einem Jahresgang der Temperatur. Vor allem in der Puna wachsen fast nur noch niedrige Polsterpflanzen sowie trockenheitsresistente Horstgräser und Kakteen. Die Unterschiedlichkeit der durch die wildlebenden Meerschweinchen besiedelten Lebensräume äußert sich auch in der Populationsdichte, die um Werte zwischen 8 Tieren pro Hektar und 40 Tieren pro Hektar schwanken kann.

Nach neueren Untersuchungen kommt das Wildmeerschweinchen (*C. aperea*) in Peru nicht vor, obwohl in vielen Veröffentlichungen dieses Land mit zum Verbreitungsgebiet der Art gezählt wird. Im Hochland von Peru ist vielmehr das Tschudi-Meerschweinchen (*C. tschudii*) zu finden, wobei sich in Bolivien die Lebensräume beider Arten überschneiden (siehe Abb. 2.1, S. 34). Nach aktuellen Erkenntnissen ist das Tschudi-Meerschweinchen die Wildform des Hausmeerschweinchens (siehe Kapitel 2.1.1, S. 31), welches demnach von einer Art abstammt, die sich an die sehr kargen Lebensräume des Páramos und der Puna des südamerikanischen Hochgebirges angepasst hat.



**Abbildung 2.1:** Aktuelle Verbreitung verschiedener, wildlebender Meerschweinchen-Arten (Gattung *Cavia*). Längsschraffiert: *Cavia aperea*, diagonalschraffiert: *C. tschudii*, hellgrau: *C. fulgida*, dunkelgrau: *C. magna*. Die Verbreitung von *C. intermedia*, die nur auf der Ilha des Sanata Catharina vor der Küste Brasiliens zu finden sind, ist nicht eingezeichnet.

Im Südosten Brasiliens und in Uruguay kommen zusammen mit *C. aperea* noch die beiden Arten *C. fulgida* und *C. magna* vor (vergl. Abb. 2.1, S. 34), wobei sich das Verbreitungsgebiet von *C. fulgida* entlang der Küste etwa zwischen Salvadore und São Paulo erstreckt (etwa zwischen 12,5° und 23° südlicher Breite) und das von *C. magna* zwischen Curitiba und Montevideo in Uruguay (etwa zwischen 25° und 35° südlicher Breite).

In den meisten Abhandlungen über die Gattung *Cavia* werden die einzelnen Arten jedoch nicht getrennt betrachtet und in den oftmals gezeigten Karten wird eher die Verbreitung der gesamten Gattung *Cavia* dargestellt und nicht die der einzelnen Arten.

Als potentielle Fressfeinde in ihrem natürlichen Verbreitungsgebiet werden in der Literatur als ter-

restrische Prädatoren die Dickschwanzbeutelratte (*Lutreolina crassicaudata*), der Andenskunk (*Conepatus chinga*) und der Patagonische Skunk (*Conepatus humboldtii*), die beiden Grison-Arten (*Galictis vittata* u. *G. cuja*), der Pampasfuchs (*Dusicyon gymnocercus*) sowie die Hauskatze und der Haushund genannt. Als Raubfeinde aus der Luft werden der Rotrückenbussard (*Buteo polyosoma*), der Wegbussard (*Rupornis magnirostris*) der Aplomadofalke (*Falco fuscocaerulescens*), die Cayenneweihe (*Leptodon cayanensis*), die Kornweihe (*Circus cyaneus*), der Schopfkarakara (*Polyborus plancus*) sowie der Chimango (*Milvago chimango*) in der Literatur angeführt. Bei der Vielzahl der in Südamerika beheimateten Greifvögel und sich carnivor ernährenden Säugetiere, stellt diese Auflistung sicherlich nur einen kleinen Ausschnitt aus dem großen Spektrum der Beutegreifer dar, die den wildlebenden Meerschweinchen nachstellen.



## 2.3 Morphologie und Anatomie

### 2.3.1 Äußere Merkmale

Die Körpergröße der Wildmeerschweinchen ist recht variabel. Ausgewachsene Tiere können eine Kopf-Rumpf-Länge zwischen 20 bis 40 cm (im Mittel etwa 30 cm) erreichen und zwischen 450 und 1 000 g schwer werden (im Schnitt etwa 600 g). Hausmeerschweinchen werden, wie viele domestizierte Formen, in der Regel größer als ihre wilden Verwandten und können bis zu 1500 g schwer werden. Normalerweise werden sowohl bei den Wild- als auch bei den Hausmeerschweinchen die Männchen etwa 15 % schwerer als die weiblichen Tiere.

Das agoutifarbene (grau-braune) Fell der Wildmeerschweinchen besteht aus groben Deck- oder Grannenhaaren, die vor allem im Beckenbereich relativ lang werden können, und einer Unterwolle aus feineren Haaren. Die Fellfärbung der Hausmeerschweinchen dagegen ist sehr variabel. Es kommen rein weiße, schwarze oder rötlichbraune Tiere, oder auch unterschiedlich gescheckte Tiere vor. Weiterhin sind Hausmeerschweinchen gezüchtet worden, deren Fell in Rosetten wächst und auch eine Angoraform mit bis zu 15 cm langen Haaren gibt es mittlerweile. Sowohl bei der Wildform als auch bei den Hausmeerschweinchen fallen die langen Grannenhaare leicht aus, beispielsweise wenn die Tiere in die Hand genommen werden.

Der Kopf ist im Verhältnis zum Rumpf relativ groß. Die großen Augen sitzen, wie bei allen Fluchttieren, seitlich am Kopf und ermöglichen den Tieren eine gute Rundumsicht (siehe hierzu auch das Kaninchen-Kapitel 1.3.1, S. 4). Die relativ großen, unbehaarten Ohrmuscheln liegen seitlich eng am Kopf an. Die Orientierung der Tiere erfolgt sowohl olfaktorisch, als auch akustisch und optisch, wobei die optische Orientierung stärker in den Vordergrund rückt als bei anderen Nagetierarten.

Die Weibchen haben lediglich ein Paar Zitzen, so dass sich bei Geburt von mehr als zwei Nachkommen, die Jungtiere die Zitzen teilen müssen. Ein äußerlich sichtbarer Schwanz fehlt den Tieren.

Meerschweinchen verfügen über gut ausgebildete *Perinealdrüsen* beiderseits des *Perineums* (Damms) zwischen dem Genitaltrakt und dem Anus, sowie über eine *Supracaudaldrüse* im Bereich der Schwanzwurzel. Beide Drüsen spielen eine Rolle bei der olfaktorischen (geruchlichen) Kommunikation der Tiere und werden zum Beispiel zum Markieren bevorzugter Ruheplätze einzelner Tiere benutzt.

### 2.3.2 Bewegungsapparat

Ähnlich wie die Kaninchen, sind auch Meerschweinchen Fluchttiere (vergl. Kapitel 1.3, S. 4). Allerdings hat dieses Verhalten beim Meerschweinchen nicht zu einer solch starken Verlängerung der Hinterextremitäten geführt wie beim Kaninchen. Die Beine sind kurz und Vorder- und Hinterextremität sind gleich lang. Die Vorderextremitäten besitzen vier Zehen, die Hinterextremitäten lediglich drei. Alle Zehen tragen gut ausgebildete Krallen. Als eine Anpassung an eine schnelle Fortbewegung kann die Tatsache gelten, dass Meerschweinchen beim Laufen nicht mit der gesamten Sohle auftreten, sondern lediglich mit den Zehenspitzen. Nur wenn die Tiere stehen bleiben, berührt die gesamte Fußsohle den Boden. Dies ist ungewöhnlich, da fast alle Nagetiere reine Sohlengänger sind. Als eine Anpassung an das Laufen ist ebenfalls das vergleichsweise kleine Schulterblatt zu deuten, das bei grabenden Nagetierarten wie z.B. den Hamstern relativ groß ist.

Mit Ausnahme der gut entwickelten Krallen sind besondere Anpassungen an das Graben bei den Meerschweinchen nicht zu finden. Die Tiere legen auch kaum eigene Bauanlagen an und verlassen sich eher auf die unauffällige Färbung ihres Fells und bleiben bei Annäherung eines Fressfeindes häufig ruhig sitzen. Auch bei der Nahrungssuche graben die Tiere nicht, sondern scharren lediglich manchmal von Substrat bedeckte Futtermittel frei. Tiere, die ausdauernd graben, benutzen hierbei ihre Vorderextremitäten in der Regel alternierend; auch dies ist beim Meerschweinchen nicht zu beobachten.

Der oben erwähnte Zehenspitzenangriff hat unter anderem zur Folge, dass die Tiere ihre Vorderextremitäten viel weniger als Hände benutzen, etwa

um die Nahrung beim Verzehr festzuhalten oder bei Auseinandersetzungen mit anderen Tieren, als dies andere Vertreter der Rodentia tun (z.B. Mäuse oder Ratten). Einige der wenigen Verhaltensweisen, bei denen die Vorderextremität tatsächlich ähnlich wie eine Hand eingesetzt wird, ist das Putzen. Aber auch hierbei erfolgt das Säubern des Gesichts nicht mit der Handinnenfläche wie bei anderen Nagetieren, sondern nur mit der Handinnenkante ähnlich wie bei Katzen.

Im Gegensatz zu den Vertretern der nahe verwandten Gattungen *Galea*, *Microcavia* und *Kerodon* können Meerschweinchen nicht oder nur sehr schlecht klettern und tun dies auch nicht bei der Nahrungssuche.

Wildmeerschweinchen können sehr gut schwimmen und es sind Tiere beobachtet worden, die regelmäßig zur Nahrungsaufnahme mehrere Kilometer schwimmend zurück gelegt haben.

### 2.3.3 Verdauungsapparat

Der Verdauungstrakt des Meerschweinchens ist ähnlich aufgebaut wie der des Kaninchens (siehe Kapitel 1.3.3, S. 5). Die Verdauung beginnt bereits im Mundraum durch das Abbeißen von Nahrungsteilen durch die Schneidezähne und das Zerkleinern der abgebissenen Nahrungsstückchen durch die Backenzähne, wobei die Nahrungsbrocken eingespeichelt werden.

Meerschweinchen besitzen wie alle Nagetiere – im Gegensatz zu den Hasen und Kaninchen – im Ober- und Unterkiefer nur jeweils zwei Schneidezähne (Hasenartige besitzen im Oberkiefer noch zwei zusätzliche Schneidezähne, die sogenannten Stiftzähne, siehe Kapitel 1.3.3, S. 5). Auf die Schneidezähne (Incisivi) folgen in der rechten und linken Kieferhälfte im Ober- und Unterkiefer je ein Vorbackenzahn (Prämolar) sowie drei Backenzähne (Molares), so dass das gesamte Gebiss aus insgesamt 20 Zähnen besteht. Zwischen den Schneidezähnen und den Vorbackenzähnen befindet sich eine große Lücke, das sogenannte Diastema. Alle Zähne haben offene Wurzeln und wachsen somit das gesamte Leben lang nach. Meerschweinchen haben

– im Gegensatz zu den meisten anderen Säugetieren – keinen Zahnwechsel, d.h. sie werden bereits mit den bleibenden Zähnen geboren (man spricht von einem monophyodonten Gebiss, allerdings ist ein „Zahnwechsel“ im Mutterleib nachweisbar). Die zeitlebens nachwachsenden Zähne stellen eine Anpassung an die oft harte, silikatreiche Nahrung (v.a. Gräser) der Tiere dar, deren Verzehr einen starken Zahnabrieb verursacht. Wenn die Zähne nicht nachwachsen würden, dann wären sie durch das Zerkleinern der aufgenommenen Nahrung bald bis zur Unbrauchbarkeit abgeschliffen. Das Wachstum der Schneidezähne wird mit Werten zwischen 1,2 – 1,9 mm pro Woche angegeben, wobei die Schwankungen durch die Art der aufgenommenen Nahrung und durch die Nutzungsintensität der Zähne verursacht werden.

Die Schneidezähne der Nagetiere sind an der Vorderseite mit Zahnschmelz überzogen, welcher durch Einlagerung einer größeren Menge von Hydroxylapatit (bis zu 95 %) härter ist als das Dentin (Hydroxylapatit-Anteil bis zu 60 %) des restlichen Zahns. Durch die Unterschiede im Härtegrad von Schmelz und Dentin schleifen sich die Schneidezähne durch die Nutzung meißelförmig ab. Im Gegensatz zu den meisten anderen Nagetieren ist die Außenseite der Schneidezähne der Meerschweinchen weiß (mitunter auch leicht gelblich) und nicht durch die Einlagerung von Eisen-Verbindungen in den Zahnschmelz gelb oder orange gefärbt.

Vom Mundraum aus wird der zerkleinerte und eingespeichelte Nahrungsbrei (der sogenannte *Chymus*) durch die Speiseröhre in den Magen befördert. Der einkammerige Magen, dessen innere Wand vollständig mit Drüsengewebe ausgekleidet ist, verfügt, ähnlich wie beim Kaninchen (siehe Kapitel 1.3.3, S. 5), über eine nur schwach entwickelte Muskulatur, so dass die Tiere nicht erbrechen können. Der Weitertransport des Nahrungsbreis wird fast ausschließlich durch das nachdrückende Futter erreicht und die Tiere nehmen über den Tag verteilt bis zu 100 kleinere Mahlzeiten zu sich (Stopfmagen). Im Magen erfolgt eine Durchmischung des Nahrungsbreis mit den von den Magendrüsen sezernierten Hormonen und Enzymen sowie der für den Aufschluss der Nahrungskomponenten nötigen Salzsäure. Durch die nachdrückende Nahrung aus

der Speiseröhre, sowie mit Hilfe der Magenmuskulatur wird – in Zusammenarbeit mit der ringförmigen Muskulatur des Pförtners (auch als *Pylorus* bezeichnet) am Magenausgang – der Weitertransport des Nahrungsbreis in den anschließenden Dünndarm erreicht.

Der Dünndarm gliedert sich wie bei allen Wirbeltieren in einen vorderen und einen hinteren Teil. Im vorderen Teil (dem *Duodenum*) münden die Ausführungsgänge der Bauchspeicheldrüse (*Pankreas*) und der Leber. Die Bauchspeicheldrüse produziert fett- und kohlenhydratabbauende Enzyme, welche dem Nahrungsbrei zugesetzt werden, während von der Leber bzw. der Galle Gallenflüssigkeit zur Neutralisation der aus dem Magen stammenden Salzsäure in das Dünndarmlumen abgegeben wird. Damit entspricht dieser Darmabschnitt des Meerschweinchens in seiner Funktion dem Zwölffingerdarm des Menschen. Im hinteren Abschnitt des Dünndarms, welcher teilweise noch in Leerdarm (*Jejunum*) und Hüftdarm (*Ilium*) unterteilt wird und reich mit Darmzotten ausgestattet ist, erfolgt dann die Resorption der Nährstoffe. Beim Meerschweinchen kann der Dünndarm eine Länge von etwa 125 cm erreichen und bildet viele Schlingen, die von dünnen Häuten, den *Mesenterien*, in der Bauchhöhle an ihrem Platz gehalten werden.

Auf den Dünndarm folgt der Dick- oder Grimmdarm (auch als *Colon* bezeichnet), welcher wie bei allen Säugetieren aus einem aufsteigenden (*Colon ascendens*), einem quer verlaufenden (*Colon transversum*) und einem absteigenden Abschnitt (*Colon descendens*) besteht. Im Dickdarm wird den unverdaulichen Resten des Nahrungsbreis das Wasser entzogen. Der Dickdarm geht in den Mastdarm (*Rectum*) über, welcher wiederum in den After mündet. Im Mastdarm werden aus dem entwässerten Nahrungsbrei die Kotpillen geformt, die dann schließlich durch den After ausgeschieden werden.

Da sich die Meerschweinchen vorwiegend herbivor ernähren, ist auch bei diesen, ähnlich wie beim Kaninchen (siehe Kapitel 1.3.3, S. 5), am Übergang zwischen dem hinteren Dünndarm und dem Dickdarm der stark vergrößerte Blinddarm (Caecum) zu finden. Der Blinddarm erreicht eine Länge zwischen 15 und 20 cm und macht gefüllt bis etwa

15 % des Körpergewichts der Tiere aus. Analog zu den Verhältnissen beim Kaninchen leben auch im Blinddarm der Meerschweinchen spezielle symbiotische Mikroorganismen, deren Hauptaufgabe in der Spaltung der mit der pflanzlichen Nahrung aufgenommenen Zellulose besteht (siehe auch 1.3.3, S. 5).

Im unmittelbar an den Blinddarm anschließenden Teil des Dickdarms ist eine von zwei Falten begrenzte, etwa 20 cm lange Längsfurche ausgebildet, die mit der Auftrennung des Nahrungsbreis in grobe und feine Bestandteile und dem Rücktransport der feinen Bestandteile in den Blinddarm in Verbindung gebracht wird (Separationsmechanismus des Kolons; engl.: colonic separation mechanism, abgekürzt CSM). Nachgewiesen ist eine antiperistaltische Bewegung am Grund der Furche, die mit einem rückwärtigen Transport von Nahrungsbestandteilen in Verbindung stehen könnte. Zur Bildung des Blinddarmkots, der sich beim Meerschweinchen zwar äußerlich nicht von dem fäkalen Kot unterscheidet, aber im Vergleich zu diesem einen höheren Anteil an Mikroorganismen, Stickstoff und anderen Nährstoffen aufweist, soll es dann kommen, wenn der Furcheninhalte durch peristaltische Bewegungen in Richtung auf den hinteren Dickdarmabschnitt, in dem die Kotpillen geformt werden, bewegt wird.

Beim Meerschweinchen wird Blinddarmkot in kurzen Phasen über den ganzen Tag verteilt produziert. Anders als die Kaninchen schlucken die Meerschweinchen (und auch die Chinchillas, siehe Kapitel 5.3.3, S. 142) den Blinddarmkot nicht heile herunter, sondern kauen diesen ebenfalls. Höchstwahrscheinlich nehmen auch die Meerschweinchen mit dem Blinddarmkot Vitamine und Proteine aus dem Stoffwechsel der mikrobiellen Symbionten des Blinddarms auf.

Meerschweinchen-Jungtiere werden ohne die Blinddarmsymbionten geboren. Da die Jungtiere kurz nach ihrer Geburt Kotpillen ihrer Mütter verzehren, ist zu vermuten, dass die Jungtiere auf diese Art und Weise auch die benötigten Blinddarmsymbionten mit aufnehmen.



## 2.4 Ernährung

Obwohl das Meerschweinchen als Haustier weit verbreitet ist, ist über die Lebensweise seiner wilden Verwandten und damit auch über deren Ernährung nur recht wenig bekannt. Es existieren nur sehr wenige Freilandarbeiten, die sich mit der Biologie des Wildmeerschweinchens beschäftigen; daher beruhen die im Folgenden gemachten Aussagen hauptsächlich auf Untersuchungen, die an Hausmeerschweinchen durchgeführt wurden.

### 2.4.1 Nahrungs- und Wasserbedarf

Über das natürliche Nahrungsspektrum der wilden Meerschweinchen ist nur sehr wenig und über den Wasserbedarf unter Freilandbedingungen so gut wie gar nichts bekannt. Die Tiere ernähren sich im Freiland hauptsächlich von Gräsern und Kräutern, wobei Gräser deutlich bevorzugt werden. Anders als die Vertreter von *Microcavia* und *Galea*, werden kaum Blätter der in ihrem Lebensraum vorkommenden, strauchartigen Vegetation verzehrt, da Meerschweinchen nicht in die in ihrem Lebensraum vorkommenden Sträucher klettern, um an solche Blattnahrung heranzukommen. Auch stehen keine stärke- und kohlenhydratreichen Futterpflanzen auf dem natürlichen Speiseplan der Wildmeerschweinchen.

Die Menge des pro Tag aufgenommenen Futters variiert bei Hausmeerschweinchen in Abhängigkeit von dem gereichten Futtermittel. Bei einem Alleinfutter mit 88 % Trockensubstanz benötigen ausgewachsene Tiere etwa 35 g Futter pro Tag. Umgerechnet auf die aufgenommene Trockensubstanz und in Abhängigkeit vom Alter der Tiere benötigen Jungtiere bis etwa 200 g Körpermasse 80 g Trockensubstanz pro kg Körpergewicht (entspricht 8 g Trockensubstanz pro 100 g Körpergewicht), 200 bis 700 g schwere, halbwüchsige Tiere benötigen etwa 50 g Trockensubstanz pro kg Körpergewicht (6 g Trockensubstanz pro 100 g Körpergewicht) und adulte Tiere über 700 g Körpermasse benötigen 40 – 60 g Trockenmasse pro kg Körpergewicht pro Tag (4 – 6 g Trockensubstanz pro 100 g Körpergewicht).

Meerschweinchen sind, ähnlich wie die Menschen, nicht in der Lage, das für den Stoffwechsel benötigte Vitamin C selbst zu synthetisieren und müssen

dieses daher mit der Nahrung aufnehmen. Dabei wird für die Tiere ein täglicher Bedarf von 10 – 20 mg Vitamin C pro kg Körpergewicht (entspricht 1 – 2 mg Vit. C pro 100 g Körpergewicht) angegeben. Bei der Zufütterung von frischem Grünfutter treten in der Regel hierbei keine Probleme auf. Werden die Meerschweinchen jedoch nur mit Trockenfutter ernährt, so sollte dem Trinkwasser Vitamin C zugesetzt werden. Bei Verwendung von Ascorbinsäure wird eine Menge von 70 – 100 mg pro Liter Trinkwasser als ausreichend angesehen, bei Verwendung von Natrium-Ascorbat 250 mg Na-Ascorbat plus 1 g Zitronensäure pro Liter Trinkwasser.

Es ist zwar bekannt, dass Wildmeerschweinchen auch Wasser in flüssiger Form zu sich nehmen wenn sie dazu die Gelegenheit haben, wie häufig sie dies jedoch in ihrem natürlichen, zum Teil recht trockenen Lebensraum tun, ist unbekannt. Bei der Haltung von Hausmeerschweinchen sollte den Tieren auf jeden Fall immer ausreichend frisches Wasser zur Verfügung stehen, auch wenn Frischfutter wie Löwenzahn oder Karotten zugefüttert wird. Neben den Kaninchen gehören Meerschweinchen zu den Heimtierarten mit dem höchsten Wasserbedarf. Durch die ständige Verfügbarkeit von Trinkwasser wird bei den Tieren auch das Risiko der Harnsteinbildung gemindert. Die Menge des von Hausmeerschweinchen täglich aufgenommenen Wassers ist sehr stark von den Haltungsbedingungen (Umgebungstemperatur, Luftfeuchtigkeit, Futtermittel) abhängig. Als Faustzahl für den Wasserbedarf von Hausmeerschweinchen können Werte zwischen 50 – 100 ml Wasser pro Tag bzw. 2 – 3 ml Wasser pro 1 g über das Futter aufgenommene Trockenmasse gelten.

Jungtiere nehmen als Nestflüchter schon kurz nach ihrer Geburt feste Nahrung zu sich. Dabei erfolgt eine den Jungkaninchen ähnliche Prägung auf die zu diesem Zeitpunkt angebotene Nahrung. Die Tiere sind daher anschließend nur noch schwer auf andere Futtermittel umzugewöhnen.

### 2.4.2 Verdauungsvorgang

Prinzipiell verläuft der Verdauungsvorgang des Meerschweinchens ähnlich wie der des Kaninchens (siehe Kapitel 1.4.2, S. 7). Die Verdauung beginnt

im Mundraum durch das Zerkleinern und Einspeichern der von den Tieren aufgenommenen Nahrung. Dabei dienen die Schneidezähne dem Abbeißen der Nahrung, während die Backenzähne das eigentliche Zermahlen übernehmen. Eine ausreichende Zerkleinerung der Nahrung ist wichtig, weil der Nahrungsbrei nur dadurch so weit aufgeschlossen wird, dass die Verdauungsenzyme ihre Arbeit effektiv erledigen können. Durch die im Speichel enthaltene Amylase (einem Enzym) wird die in der Nahrung enthaltene Stärke bereits im Mundraum in Disaccharide (ein Kohlehydrat aus zwei Traubenzuckerreinheiten) zerlegt.

Aus dem Mundraum wird der Nahrungsbrei über die Speiseröhre dem Magen zugeführt, wobei in der Speiseröhre selber keine Verdauungsvorgänge stattfinden. Durch die Magenmuskulatur werden der Nahrungsbrei und der von den Drüsen in der Magenschleimhaut abgesonderte Magensaft gut durchmischt. Der pH-Wert wird im Magen durch die im Magensaft enthaltene Salzsäure auf etwa pH 2 gesenkt, so dass die ebenfalls im Magensaft enthaltenen, ein saures Milieu benötigenden, proteinabbauenden Enzyme optimal arbeiten können. Das von den Drüsenzellen sezernierte Proenzym Pepsinogen wird erst durch den niedrigen pH-Wert in das aktive Pepsin überführt, wodurch ein Selbstverdau der Drüsenzellen, die das Pepsinogen produzieren, verhindert wird. Die ebenfalls mit dem Magensaft ausgeschütteten Hormone sorgen dafür, dass die Magensaftsekretion gestoppt wird, wenn der Nahrungsbrei den Dünndarm erreicht hat.

Durch das Nachschieben der über die Speiseröhre herangeführte Nahrung (Stopfmagen) und zu einem geringen Anteil auch durch eine Kontraktion der Muskeln in der Magenwand wird der Nahrungsbrei über den Pförtner am Magenausgang in den sich anschließenden Dünndarm weitertransportiert. Wie schon im Kaninchen-Kapitel 2.3.3, S. 36 beschrieben, gliedert sich dieser Verdauungsabschnitt in einen vorderen und einen hinteren Teil. In den vorderen Teil münden die Ausführungsgänge der Leber, von der aus dem Nahrungsbrei der Gallensaft zugeführt wird, und der Bauspeicheldrüse, die im wesentlichen Enzyme sezerniert. Der Gallensaft, bzw. die darin enthaltene Gallensäure, sorgt für eine Emulsion der Fette, so dass diese von den Lipa-

sen (fettabbauende Enzyme) weiter verdaut werden können. Die Pankreas-Enzyme bewirken den weiteren Abbau von Stärke und Proteinen des Nahrungsbreis (vergleiche auch Kapitel 1.4.2, S. 7).

In der Leber der Meerschweinchen kann, anders als bei vielen anderen Wirbeltieren, aus mit der Nahrung aufgenommenen Vorstufen kein Vitamin C gebildet werden, da den Tieren ein hierfür benötigtes Enzym (die Glukonolaktone-Oxidase) fehlt. Die Leber fungiert als Vermittler zwischen dem Verdauungssystem und den restlichen Organen des Organismus. Über die Pfortader wird der Leber vom Magen und Darm mit Nährstoffen angereichertes Blut zugeführt und die Leber verarbeitet diese Nährstoffe weiter oder speichert sie (wie etwa das Glykogen). Weiterhin hat sie noch die Aufgabe, die Abbauprodukte des körpereigenen Stoffwechsels und mit der Nahrung aufgenommene Fremdstoffe zu entgiften und in eine harnfähige Form umzuwandeln.

Neben den Enzymen aus der Bauspeicheldrüse sondern auch die Zellen des vorderen Dünndarms Enzyme ab, die einen weiteren Abbau der in der Nahrung enthaltenen Proteine, Kohlenhydrate und Nucleinsäuren bewirken. Gleichzeitig sorgen sie zusammen mit dem Bauspeicheldrüsen-Sekret für eine Anhebung des pH-Wertes von pH 2 auf etwa pH 7, da die Dünndarm- und Bauspeicheldrüsen-Enzyme nur bei einem neutralen pH-Wert optimal arbeiten können.

Der hintere Abschnitt des Dünndarms sorgt mit seinen Dünndarmzotten für eine Resorption der durch den enzymatischen Abbau des Nahrungsbreis entstandenen Spaltprodukte.

Ähnlich wie beim Kaninchen (siehe Kapitel 1.4.2, S. 7), liegt auch bei den Meerschweinchen zwischen dem Dünndarm und dem Dickdarm ein stark vergrößerter Blinddarm, welcher Mikroorganismen beherbergt, die für einen Abbau der mit der pflanzlichen Nahrung aufgenommenen Zellulose verantwortlich sind. Allerdings kommt es beim Meerschweinchen nicht zu einer deutlich ausgeprägten Bildung von Blinddarmkot wie beim Kaninchen. Trotzdem wird auch von den Meerschweinchen ein

**Tabelle 2.1:** Empfohlene Nährstoffmengen für eine gesunde Ernährung von Hausmeerschweinchen. Die Angaben für Tiere im Wachstum gelten auch für trächtige oder laktierende Weibchen.

	ausgewachsene Tiere	Tiere im Wachstum
Rohprotein	12 - 14 %	14 - 16 %
Rohfett	2 - 3 %	3 - 4 %
Rohfaser	19 - 22 %	dto.
Calcium Ca	0,6 - 0,8 %	0,8 - 1,0 %
Phosphor P	0,4 - 0,6 %	dto.
Ca-P-Verhältnis	1,5 - 2 : 1	dto.
Vitamin A	9 000 - 10 000 IE/kg AF	bis 12 000 IE/kg AF
Vitamin D <sub>3</sub>	900 - 1 200 IE/kg AF	dto.
Vitamin E	30 - 60 mg/kg AF	dto.
Vitamin C	600 mg/kg AF (10 - 20 mg/kg Körpermasse)	dto.
Energie	9 - 10 MJ DE/kg AF	dto.

IE Internationale Einheit: 1 IE Vitamin A  $\triangleq$  0,3  $\mu$ g Retinol  $\triangleq$  0,6  $\mu$ g Beta-Carotin;

1 IE Vitamin D<sub>3</sub>  $\triangleq$  0,025  $\mu$ g Vitamin D<sub>3</sub>

AF = Alleinfutter; MJ DE = Megajoule Digestable Energy = Megajoule verdauliche Energie

Teil des ausgeschiedenen Kots von den Tieren wieder aufgenommen (siehe Kapitel 2.3.3, S. 36).

An den Blinddarm schließt sich der Dickdarm an, in welchem hauptsächlich das im Nahrungsbrei enthaltene Wasser resorbiert wird. Darüber hinaus können von der Dickdarmschleimhaut aber auch noch kurzkettige Fettsäuren aufgenommen werden, welche durch mikrobielle Stoffwechselfvorgänge im Blinddarm entstehen.

Aus dem Dickdarm gelangt der eingedickte Speisebrei dann schließlich in den Mastdarm, in dem die Kotpillen geformt werden, welche über den After letztendlich ausgeschieden werden.

### 2.4.3 Nährstoffe

Da in Kapitel 1.4.3 (S. 9) schon detailliert auf die drei Hauptnährstoffklassen Kohlenhydrate, Proteine und Fette und deren Bedeutung für den Stoffwechsel eingegangen wurde, sollen an dieser Stelle nur die für das Hausmeerschweinchen empfohlenen Nährstoff- und Energiemengen aufgelistet werden (siehe Tabelle 2.1). Im Unterschied zum Hauskaninchen ist bei Hausmeerschweinchen auf eine aus-

reichende Versorgung mit Vitamin C zu achten, da die Tiere nicht in der Lage sind, dieses selber zu synthetisieren.

## 2.5 Verhalten

Obwohl Wildmeerschweinchen mit zu den häufigsten Säugetierarten in Südamerika zählen, sind sie, bedingt durch ihre versteckte Lebensweise in dichter Vegetation, nur sehr schwer im Freiland zu beobachten. Daher gibt es bislang auch nur sehr wenige Arbeiten, die sich mit dem Verhalten freilebender Meerschweinchen der Gattung *Cavia* beschäftigen.

Wenn nicht anders angegeben, so beziehen sich die an dieser Stelle getroffenen Aussagen zum Verhalten von Meerschweinchen auf die Wildform. Haus- und Wildform unterscheiden sich jedoch so wenig, dass so gut wie alle Verhaltensweisen des Wildmeerschweinchens auch beim Hausmeerschweinchen beobachtet werden können. Daher wird an Stellen, an denen Beobachtungen über das Verhalten der Wildmeerschweinchen im Freiland fehlen, auf Untersuchungen an Hausmeer-

schweinchen zurückgegriffen. Zu beachten ist allerdings, dass es sich bei den Beobachtungen zum Verhalten von Wildmeerschweinchen um Untersuchungen an der Art *Cavia aperea* handelt und nicht um *Cavia tschudii*, von der die Hausmeerschweinchen wahrscheinlich abstammen. Weiterhin können Beobachtungen an Hausmeerschweinchen nicht ohne weiteres auf die Wildform übertragen werden.

Die Verhaltensunterschiede zwischen Wild- und Hausmeerschweinchen ergeben sich lediglich in der Häufigkeit der von den Tieren gezeigten Verhaltensweisen. So ist beim Wildmeerschweinchen sehr viel häufiger Orientierungs- und aggressives Verhalten zu beobachten, während vom Hausmeerschweinchen mehr soziopositives sowie Werbe- und Sexualverhalten gezeigt wird. Diese Unterschiede werden als Auswirkungen des Domestikationsprozesses gedeutet, da ähnliches auch beim Vergleich anderer domestizierter Arten mit deren entsprechenden Wildformen zu beobachten ist.

### 2.5.1 Sozialstruktur

Nach neueren Untersuchungen besteht die soziale Einheit des Wildmeerschweinchens aus einem großen, dominanten Männchen (mit einem Körpergewicht von mehr als 500 g) und bis zu drei Weibchen mit deren Nachwuchs. Bei einem Verpaarungssystem, bei dem ein Männchen sich mit mehreren Weibchen paaren kann, indem er den sexuellen Zugang zu diesen Weibchen monopolisiert, spricht man von einer Polygynie. Ob und in wie weit die Aktionsräume der großen, erwachsenen Männchen von diesen gegenüber benachbarten dominanten Männchen verteidigt werden, die Männchen also territorial sind, ist nicht ganz klar, da sich die Aktionsräume benachbarter Männchen zu einem gewissen Grad überlappen. Nach Untersuchungen im Freiland scheinen die Männchen der Wildmeerschweinchen keine Reviere, sondern lediglich ihre Weibchen vor den Übergriffen fremder Männchen zu verteidigen (man spricht in einem solchen Fall von einer „Weibchen-Verteidigungs-Polygynie“). Weiterhin konnte im Freiland nicht nachgewiesen werden, dass dominante Männchen die Grenzen ihrer Aktionsräume markieren, wie dies die Regel bei Tierarten ist, die nachgewiesenermaßen ein Revier verteidigen (z.B. Kaninchen, siehe Kapitel 1.5.1, S. 10).

Für ein polygynes Paarungssystem sprechen auch noch weitere Befunde. So zeigt sich zwischen den Männchen und Weibchen ein Größenunterschied, da Männchen bis zu 15 % schwerer werden als gleich alte, nicht trüchtige Weibchen. Ein solcher als Geschlechtsdimorphismus bezeichneter Größenunterschied ist bei allen Säugetieren mit einem polygynen Paarungssystem zu finden, wobei die Unterschiede um so ausgeprägter sind, je größer die Anzahl der Weibchen ist, die ein einzelnes Männchen für sich monopolisieren kann. Begründet wird die gesteigerte Körpergröße der Männchen damit, dass diese untereinander um die Weibchen konkurrieren und dass dabei ein größeres Männchen auch mehr Weibchen gegenüber anderen Männchen verteidigen kann (die Evolution „belohnt“ also große Männchen mit einer größeren Anzahl an Nachwuchs). Darüber hinaus versetzt die nur relativ kurze Dauer des weiblichen Östrus die Männchen in die Lage, einzelne Weibchen erfolgreich von einer Paarung mit anderen Männchen abzuhalten, was ebenfalls günstig für die Ausbildung eines polygynen Paarungssystems ist.

Begrenzt wird die Anzahl der Weibchen, die ein einzelnes Männchen kontrollieren kann, hauptsächlich durch die Habitatqualität. Wird beispielsweise die Verfügbarkeit an Nahrung schlechter, so vergrößern sich die Aktionsräume der Weibchen und die Männchen können dementsprechend weniger Weibchen gegenüber anderen Männchen verteidigen (einfach auf Grund der Größe der weiblichen Aktionsräume). Dies wird beispielsweise auf die Wildmeerschweinchen zutreffen, die in der recht kargen Puna-Region (siehe Kapitel 2.2, S. 33) der Anden leben. Obwohl für diese Region bislang keine Freilanduntersuchungen zur Sozialstruktur der Art vorliegen, ist zu vermuten, dass hier unter Umständen sogar ein monogames Paarungssystem (ein Männchen mit einem Weibchen) zu finden sein wird. Ist die Nahrungssituation für die Tiere besser, wie etwa in den Feuchtsavannen im südöstlichen Brasilien, so finden die Weibchen auch in kleineren Aktionsräumen genügend Nahrung (die Weibchen „rücken näher zusammen“) und ein einzelnes Männchen kann in einem solchen Fall mehrere Weibchen monopolisieren.

Bei Untersuchungen an Hausmeerschweinchen in großen Gehegen mit bis zu 50 Tieren stellte sich heraus, dass die Tiere eine ähnliche Raumnutzung wie ihre wilden Verwandten etablieren. Auch hier bildeten sich kleinere Untergruppen aus einem dominanten Männchen und mehreren Weibchen mit deren Nachwuchs, die einen Teil des Geheges für sich beanspruchen. Dabei respektieren die dominanten Männchen jeweils den Raumanspruch und den Weibchenbesitz anderer Männchen ohne den Versuch zu unternehmen, in den Raum anderer Männchen einzudringen und sich mit deren Weibchen zu paaren. Ähnlich wie bei den Wildmeerschweinchen greifen dominante Hausmeerschweinchännchen fremde Männchen auch nur dann an, wenn diese sich einem ihrer Weibchen nähern.

Obwohl die Weibchen der Wildmeerschweinchen ebenfalls getrennte Aktionsräume aufweisen, überlappen sich diese zu einem großen Teil mit den Aktionsräumen benachbarter Weibchen. Die Überlapung der weiblichen Aktionsräume liegt mit durchschnittlich 34 % wesentlich höher als die Überlapung der Aktionsräume benachbarter Männchen mit durchschnittlich 18 %.

Bei der Größe der Aktionsräume besteht ein ausgeprägter geschlechtsspezifischer Unterschied, wobei die der Männchen im Freiland mit durchschnittlich 600 m<sup>2</sup> etwa doppelt so groß sind wie die Aktionsräume der Weibchen mit durchschnittlich 320 m<sup>2</sup>. Die Größe der weiblichen Aktionsräume ist allerdings stark vom Nahrungsangebot abhängig und kann im Extremfall bis 1 500 m<sup>2</sup> betragen. Die Größe der männlichen Streifgebiete wird dagegen eher von der Ausdehnung der weiblichen Aktionsräume beeinflusst und weniger von der verfügbaren Nahrungsmenge, da die männlichen Meerschweinchen den Zugang zu mehreren weiblichen Tieren sicher stellen wollen. Für die Männchen wurden Aktionsraumgrößen von bis zu 2 500 m<sup>2</sup> ermittelt. Innerhalb ihrer Aktionsräume werden von den Tieren feste Wechsel eingehalten, die z.B. auch von aufkommendem Pflanzenbewuchs frei gehalten werden.

Bei Untersuchungen an Hausmeerschweinchen ist die Bildung einer linearen Dominanzhierarchie innerhalb der Männchen beobachtet worden. Die

Weibchen bilden ebenfalls eine Hierarchiestruktur aus, wobei dies allerdings nur sehr schwer zu erkennen ist, da zwischen weiblichen Tieren kaum aggressive Interaktionen auftreten. Im Freiland sind solche Dominanzbeziehungen bei Wildmeerschweinchen bislang weder für die Weibchen, noch für die Männchen beschrieben worden. Werden Wildmeerschweinchen in Gehegen gehalten, so stellt sich auch bei ausreichendem Raumangebot keine solche stabile Hierarchie ein – im Gegenteil, die Männchen kämpfen unter solchen Bedingungen so lange, bis eines von ihnen stirbt. Es ist also sehr wahrscheinlich, dass solche hierarchischen Strukturen im Freiland gar nicht auftreten.

Daher ist auch die Behauptung falsch, Wildmeerschweinchen würden in „Rudeln“ von 20 – 50 Tieren leben. Die sozialen Gruppen (1 Männchen mit 1 – 3 Weibchen und deren Nachwuchs) zeigen im Freiland, von gelegentlichen aggressiven Auseinandersetzungen zwischen rivalisierenden Männchen einmal abgesehen, so gut wie keine sozialen Interaktionen zwischen den Mitgliedern benachbarter Gruppen. Selbst bei den Mitgliedern innerhalb einer sozialen Gruppe sind soziopositive Kontakte wie z.B. die soziale Fellpflege sehr selten und beschränken sich häufig nur auf Kontakte zwischen den Müttern und ihrem Nachwuchs. Dass im Freiland häufig eine große Anzahl von Meerschweinchen gleichzeitig (in der Regel bei der Nahrungsaufnahme, die vorwiegend in den frühen Morgen- und Abendstunden stattfindet) auf relativ kleinem Raum beobachtet werden kann, ist lediglich ein Zeichen dafür, dass die Tiere bei geeigneten Habitatbedingungen (hohe, dichte Vegetation zum Verstecken und niedrige Vegetation zur Nahrungsaufnahme; vergl. Kapitel 2.2, S. 33) relativ dicht siedeln können und dann ihre Aktivitäten, wie beispielsweise die Nahrungsaufnahme, synchronisieren. Dies heißt nicht, dass alle diese Tiere untereinander in einer sozialen Beziehung stehen, wie dies bei der Ausbildung einer Rudelstruktur der Fall wäre.

Damit soll allerdings nicht gesagt sein, dass es zwischen den Mitgliedern einer sozialen Gruppe überhaupt keine sozialen Bindungen gibt. Dass solche Bindungen vorhanden sind, zeigen beispielsweise wiederholte Beobachtungen, bei denen es zu einem geschlossenen Abwandern eines Männchens

mit seinen Weibchen auf Grund eines gestiegenen Prädationsrisikos oder von Habitatveränderungen gekommen ist.

Bei vielen sozial lebenden Säugetieren muss ein Geschlechterteil bei Erreichen der Geschlechtsreife die Gruppe verlassen (dies wird als eine Anpassung zur Vermeidung von Geschwisterverpaarungen und der damit verbundenen Inzucht gedeutet). Bei sehr vielen Tierarten sind es die Männchen, die sich bei Erreichen der Geschlechtsreife auf die Suche nach einem eigenen Revier und eigenen Geschlechtspartnern machen. Obwohl dies bislang noch nie im Freiland beobachtet wurde, könnte dies auch bei den Wildmeerschweinchen der Fall sein, da von den Mitgliedern der sozialen Einheit der Wildform in der Regel nur ein einziges Männchen geschlechtsreif ist. Bei allen anderen, in einer solchen Gruppe anzutreffenden Männchen handelt es sich um den noch nicht geschlechtsreifen Nachwuchs der Weibchen dieser Gruppe.

Für ein Abwandern der die Geschlechtsreife erreichenden Männchen aus ihrer Geburtsgruppe sprechen auch weitere Beobachtungen aus dem Freiland. Bei diesen Untersuchungen wurden Männchen gefunden, die sich in ihrem Verhalten deutlich von dem der dominanten Männchen unterscheiden.

Ein Teil dieser Männchen, die zwar geschlechtsreif aber noch relativ jung waren und ein Körpergewicht von weniger als 350 g aufwiesen, hielt sich dabei relativ konstant innerhalb des Aktionsraums eines dominanten Männchens auf, wobei sie jedoch nicht in dieser Gruppe geboren worden sind. Der Aktionsraum dieser Tiere war dabei mit 150 – 180 m<sup>2</sup> deutlich kleiner, als der der dominanten Männchen (600 m<sup>2</sup>) und der zugehörigen Weibchen (320 m<sup>2</sup>). Solche Männchen werden als „Satelliten-Männchen“ (engl.: satellite male) bezeichnet. Auf Grund der geringen Körpergröße werden diese Satelliten-Männchen wahrscheinlich von den dominanten Männchen nicht als eine ernsthafte Konkurrenz um die Weibchen angesehen und daher geduldet. Da sie aber bereits geschlechtsreif sind, können sie sich unter Umständen in einem Moment der Unachtsamkeit mit einem Weibchen des dominanten Männchens paaren

und so eigenen Nachwuchs produzieren. Ein weiterer Vorteil solcher Satelliten-Männchen ist, dass sie das Prädationsrisiko, welches mit einer weiten Abwanderung verbunden ist, minimieren. Darüber hinaus können sie beim Tod des dominanten Männchens unter Umständen dessen Platz einnehmen.

Einige andere Männchen innerhalb einer Meerschweinchenpopulation haben keinen festgelegten, stabilen Aktionsraum, sondern werden mal im Aktionsraum des einen, mal in dem eines anderen Männchens angetroffen. Diese Männchen sind ebenfalls geschlechtsreif und haben mit 350 – 500 g ein deutlich höheres Körpergewicht als die Satelliten-Männchen, sind aber leichter als die dominanten Männchen, die meistens mehr als 500 g wiegen. Ein solches Männchen wird als „Wanderer“ (engl.: roamer) bezeichnet. Wenn ein Satelliten-Männchen heranwächst und eine gewisse Körpergröße überschreitet, wird es von dem dominanten Männchen nunmehr als potentieller Fortpflanzungskonkurrent wahrgenommen und von diesem vertrieben. Bei den Wanderern handelt es sich also um Männchen, die sich auf der Suche nach einer vakanten Stelle als dominantes Männchen befinden.

Die oben angesprochene Ausbildung einer linearen Dominanzhierarchie bei den Hausmeerschweinchen lässt sich damit erklären, dass junge Männchen bei Erreichen der Geschlechtsreife nicht abwandern können, da die räumlichen Gegebenheiten (Käfig, Gehege) dies nicht zulassen. Hausmeerschweinchen sind zwar, wie oben schon erwähnt, weit weniger aggressiv als ihre wilden Verwandten, jedoch ist die Aggressionsbereitschaft nicht so weit reduziert, als dass nicht ein Männchen versuchen würde, sich den exklusiven Zugang zu allen anwesenden Weibchen zu sichern. Dies führt dann letztendlich in größeren, gemischtgeschlechtlichen Gruppen zu der beschriebenen hierarchischen Struktur mit einem dominanten Männchen, welches sich hauptsächlich mit den anwesenden Weibchen paart. Die verminderte Aggressionsbereitschaft der Hausmeerschweinchen ist als direkte Folge der Domestikation anzusehen, da durch den Menschen zur weiteren Zucht eine Auswahl der weniger aggressiven Tiere erfolgte, die sich leichter handeln lassen. Durch den Menschen wurden wahrscheinlich auch gezielt solche Tiere entfernt, die sich auf



Dauer nicht in eine bestehende Hierarchie einfügen konnten, da die durch diese Tiere verursachten ständigen Aggressionen die Haltung der Hausmeerschweinchen erschwerten.

Anders als bei vielen anderen sozial organisierten Tierarten sind soziopositive Verhaltensweisen bei den Wildmeerschweinchen so gut wie nie zu beobachten (s.o.). Bei Hausmeerschweinchen ist als Ausdruck sozialer Verbundenheit vor allem bei Jungtieren das sogenannte Kontaktliegen zu beobachten, bei dem zwei oder mehr Tiere beim Ruhen oder Schlafen eng beieinander liegen. Bei Wildmeerschweinchen konnte dies bislang noch nicht nachgewiesen werden.

### 2.5.2 Fortpflanzung

Die weiblichen Wildmeerschweinchen sind bereits im Alter von etwa 4 Wochen und einem Körpergewicht zwischen 150 – 200 g geschlechtsreif, während die männlichen Tiere erst im Alter von 8 – 12 Wochen bei einem Gewicht zwischen 250 – 300 g die Fortpflanzungsreife erreichen. Zumindest die Männchen haben in diesem Alter allerdings noch kaum die Chance, sich erfolgreich fortzupflanzen, da sie daran von den großen, ausgewachsenen Männchen gehindert werden. Frühestens ab dem Erreichen von etwa 500 g Körpermasse, was einem Alter zwischen 21 – 34 Wochen entspricht, sind die männlichen Wildmeerschweinchen in der Lage, einen Weibchenbesitz gegenüber anderen Männchen durchzusetzen (siehe Kapitel 2.5.1, S. 41).

Weibliche Meerschweinchen verfügen, ähnlich wie die Kaninchen (siehe Kapitel 1.5.2, S. 11), über einen Postpartum-Östrus, das heißt die Ovulation (der Eisprung) erfolgt direkt nach der Geburt der Jungtiere. Weibliche Meerschweinchen verlassen nach der Geburt des letzten Jungtiers ihren Nachwuchs für einige Stunden, um sich während der Dauer des Östrus (welcher den meisten Angaben zufolge etwa 4 Stunden andauert) mit einem Männchen zu paaren. Wird das Weibchen während dieser Zeit nicht gedeckt, so kommt es etwa alle 16 Tage erneut in den Östrus, bis eine erfolgreiche Paarung erfolgt ist.

Der Paarung geht ein intensives Werbeverhalten des Männchens voraus, welches in der Literatur als „Rumba“ bezeichnet wird. Hierbei umkreist das Männchen langsam das Weibchen und verlagert dabei sein Körpergewicht abwechselnd von einer Hinterextremität auf die andere. Der Kopf wird vorge Streckt, der Körper ist gekrümmt und in regelmäßigen Intervallen wird dem Weibchen die pinkfarbene Haut im Bereich der Analdrüsen präsentiert. Während des Werbeverhaltens äußern die Männchen einen anhaltenden, tiefen Laut, der durch kurze Pausen in schneller Folge trillerartig unterbrochen wird. Lautmalerisch wird dies mit „Purren“ (engl.: rumble) umschrieben.

Im Verlauf des Paarungsvorspiels ist häufiger auch zu beobachten, dass das Männchen seitlich von hinten auf das Weibchen zuläuft, sich kurz vor diesem zur Seite dreht und die dem Weibchen zugewandte Hinterextremität anhebt. Dabei richtet das Männchen sein Genitalfeld auf das Weibchen und dieses wird entweder mit Urin oder dem Sekret der Perinealdrüsen angespritzt. Diese Verhaltensweise wird als „Flanken“ (engl.: rumping) bezeichnet.

Entzieht sich das Weibchen den Annäherungsversuchen des Männchens, so verfolgt das Männchen mitunter das Weibchen, indem es seine Nasenregion oder sein Kinn an das Hinterteil des Weibchens presst. Dies wird in der Literatur als „Kinn-Steiß-Treiben“ (engl.: chin-rump-follow) bezeichnet. Im Verlauf des Paarungsvorspiels beriechen die Männchen auch immer wieder die Weibchen, vor allem im Bereich der Anogenitalregion.

Nach einiger Zeit reitet das Männchen schließlich auf und des kommt zur Kopulation, wobei das Männchen das Weibchen im Rumpfbereich mit den Vorderextremitäten unklammert. In der Regel erfolgen Kopulationen mehrmals hintereinander.

Wildmeerschweinchen können sich unter geeigneten Umweltbedingungen das ganze Jahr über fortpflanzen und dann bis zu 5 Würfe pro Jahr mit einer Wurfgröße zwischen 1 – 4 Jungtieren pro Wurf produzieren. Unter ungünstigeren Umweltbedingungen, etwa in den Höhenlagen der Anden mit Schneefall und relativ kalten Wintern, wird die



Fortpflanzung für die Dauer der Wintermonate unterbrochen und es werden maximal drei Würfe pro Jahr geboren. Hausmeerschweinchen können sich ebenfalls das ganze Jahr über fortpflanzen und nur bei Tieren in ganzjähriger Außenhaltung kommt es zu einer Unterbrechung der Reproduktionsphase im Winter.

Die Tragzeit ist mit etwa 65 Tagen für ein Nagetier dieser Körpergröße relativ lang. Die Jungtiere sind bei der Geburt vollständig behaart, die Augen und Ohren sind geöffnet und sie können bereits im Alter von wenigen Stunden umherlaufen und feste Nahrung zu sich nehmen. Die Geburt der Jungen als Nestflüchter ist wohl auch der Grund dafür, dass die Muttertiere vor der Geburt kein Nest anlegen, wie dies die meisten anderen Nagetiere tun.

Die Jungtiere der Wildmeerschweinchen haben bei der Geburt im Durchschnitt eine Kopf-Rumpflänge von etwa 12 cm und wiegen im Mittel zwischen 55 – 60 g. Obwohl die Jungen bereits ab ihrem ersten Lebenstag auch ohne Muttermilch überleben können, ist deren Wachstumsrate bei der Verfügbarkeit von Muttermilch wesentlich höher. Im Normalfall werden die Jungtiere etwa 3 Wochen lang von der Mutter gesäugt und dann entwöhnt. Da das Muttertier nur über ein Paar Zitzen verfügt, müssen sich bei der Geburt von mehr als zwei Jungtieren diese die Zitzen teilen. Zum Säugen legt sich das Weibchen selten hin, sondern lässt sich lediglich auf die Hinterextremitäten nieder. Die Jungen saugen entweder von vorne, zwischen den Vorderextremitäten der Mutter hindurch, von der Seite oder manchmal auch von hinten, wobei das Weibchen von seinen Jungen zum Aufstehen bewegt wird.

In diesem Zusammenhang zeigen weibliche Hausmeerschweinchen ein zu den Wildmeerschweinchen abweichendes Verhalten, da die Weibchen von in größeren Gruppen gehaltenen Hausmeerschweinchen unterschiedslos auch fremde Jungtiere saugen lassen. Weibliche Wildmeerschweinchen lassen dies in der Regel nicht zu, sondern vertreiben sich nähernde, ihnen fremde Jungtiere mit Kopfstößen.

Der Zusammenhalt zwischen gleichaltrigen Jungtieren, auch wenn es sich dabei nicht um Geschwister aus ein und demselben Wurf handelt, ist relativ

groß. Die Tiere können oft zusammen beobachtet werden und halten ständigen Stimmkontakt.

### 2.5.3 Signale und Kommunikation

Neben der bei den meisten Säugetieren verbreiteten olfaktorischen Kommunikation über Kot, Urin oder Sekreten spezieller Drüsen wie zum Beispiel den Perinealdrüsen, wird bei Meerschweinchen verstärkt der Gesichts- und Gehörsinn zur innerartlichen Kommunikation genutzt.

**Olfaktorische Kommunikation** Ein relativ auffälliges Verhalten ist in diesem Zusammenhang das sogenannte „Scharmarkieren“ der Männchen, das häufig gezeigt wird, wenn die Werbeversuche von einem Weibchen abgewiesen werden. Beim Scharmarkieren kratzen die Männchen mit den Vorderextremitäten einen kleinen Substrathügel zusammen und markieren diesen anschließend mit dem Sekret der Perinealdrüsen. Wozu dieses Verhalten dient, ist nicht genau geklärt; eventuell versucht das Männchen auf diese Art und Weise seinen dominanten Status zu demonstrieren.

Die Tiere markieren häufig auch ohne vorheriges Scharren, indem während des Laufens die Anogenitalregion kurz an den Boden gepresst wird. Objekte wie etwa größere Äste oder Steine werden auch mit der Supracaudaldrüse markiert, indem das Hinterteil mit Seitwärtsbewegungen an dem entsprechenden Objekt gerieben wird.

Wildmeerschweinchen haben keine bevorzugten Kot- und Urinplätze, sondern setzen diesen mehr oder weniger gleichmäßig überall in ihrem Aktionsraum ab. Eine leichte Häufung kann jedoch an solchen Plätzen beobachtet werden, die die Tiere bevorzugt zum Sand- oder Staubbaden aufsuchen (im Englischen werden diese Plätze als rolling sites bezeichnet). An diesen Stellen wird auch überdurchschnittlich häufig mit den Perinealdrüsen markiert. Das vermehrte Absetzen von Kot, Urin und Drüsensekret an diesen Stellen scheint auch eine Kommunikationsfunktion zu haben, da andere Tiere häufig und recht ausdauernd diese Kot- und Urinansammlungen geruchlich inspizieren. Es wird vermutet, dass die Tiere über den Kot, den Urin

und die Drüsensekrete Informationen zur Persönlichkeit, zum Reproduktionsstatus und zur sozialen Stellung eines bestimmten Individuums vermitteln können.

Eine Eigentümlichkeit der Meerschweinchen ist die Auf- und Abwärtsbewegung des Kopfes, wenn die Tiere Gegenstände intensiv olfaktorisch untersuchen. Da Meerschweinchen den Nasenspiegel nicht wie die Hasenartigen rhythmisch bewegen (Nasenblinzeln), dient die Kopfbewegung ähnlich wie das Nasenblinzeln der Lagomorphen vermutlich dazu, dem Geruchsepithel der Nase mehr Luft zuzuführen und somit die Riechleistung zu verbessern.

**Optische Kommunikation** Durch die beim Meerschweinchen recht gut entwickelten Augen und die vorwiegende Aktivität am Tage, tritt im Vergleich zu anderen Nagetieren die Bedeutung der optischen Kommunikation stärker in den Vordergrund.

Die Bedeutung des Paarungsvorspiels (der als „Rumba“ bezeichneten Verhaltensweise der Männchen, siehe Kapitel 2.5.2, S. 44) wurde schon weiter oben beschrieben. Ohne dieses Balzverhalten des Männchens, welches optische Informationen an das Weibchen übermittelt, wäre es dem Männchen nicht möglich, sich erfolgreich mit einem Weibchen zu paaren.

Eine weitere Situation, bei der die Meerschweinchen über visuelle Signale kommunizieren, sind aggressive Auseinandersetzungen zwischen zwei Tieren. Hierbei lassen sich verschiedene Verhaltensweisen, abgestuft nach dem Grad der Aggression unterscheiden.

Eine milde Form aggressiven Verhaltens ist beispielsweise das sogenannte „Kopf heben“ (engl.: head-thrust). Dabei wird der Kopf ruckartig mehrmals hintereinander in Richtung auf den Gegner angehoben, ohne dass es zu einem physischen Kontakt zwischen den Opponenten kommt. Dies stellt die schwächste Form aggressiven Verhaltens dar und hat einen eher defensiven Charakter. Oftmals wird dieses Verhalten auch von Weibchen zur Abwehr aufdringlicher Männchen benutzt oder von

Männchen und Weibchen zur Disziplinierung jüngerer Tiere. Bei Hausmeerschweinchen wird dieses Verhalten z.T. auch gegenüber dem Halter gezeigt, wenn dieser etwas tut (streicheln, hochheben) was dem Tier nicht behagt.

Als eine Verhaltensform mit gesteigertem Aggressionspotential gilt das von männlichen Tieren gezeigte „Seitwärtsstellen“ (engl.: stand-threat), bei dem das Tier den Opponenten fixiert und diesem gleichzeitig den Hinterleib zudreht, so dass das drohende Tier eine stark seitwärts gekrümmte Körperhaltung einnimmt. In kurzen Intervallen lässt das drohende Männchen als weiteres optisches Signal seine Hoden aus der Leibeshöhle in das Skrotum treten, so dass die pinkfarbene Haut des Hodensacks deutlich zu erkennen ist (andere Autoren beschreiben auch, dass die Perinealdrüsen ausgestülpt werden und so dem Gegner auch noch eine olfaktorische Botschaft übermittelt wird). Begleitet wird das Seitwärtsstellen von einem gesträubten Fell (das Tier versucht in den Augen seines Gegners größer zu erscheinen) und von einem geöffneten Maul, so dass die Schneidezähne (die bei einem Kampf als Waffen eingesetzt werden) zu sehen sind. Wie viele andere Nagetiere auch, wetzen sehr erregte Meerschweinchen bei diesem Drohverhalten auch noch die Zähne, was deutlich zu hören ist (eine Form der akustischen Kommunikation). Reagiert der Opponent nicht auf diese Drohgebärde mit Flucht, so kommt es in der Regel zum Kampf zwischen den Tieren. Bei den Hausmeerschweinchen kommt es zum Seitwärtsstellen dann, wenn sich zwei einander fremde Männchen begegnen, oder bei Tieren, deren Dominanzverhältnisse (siehe Kapitel 2.5.1, S. 41) nicht geklärt sind.

Ein auffälliges Spielverhalten zeigen die Jungtiere, wenn sie über einen längeren Zeitraum sehr häufig hintereinander mit allen vier Extremitäten senkrecht in die Luft springen. Es kann auch in diesem Fall von einer optischen Kommunikation gesprochen werden, da dieses in der Literatur als „Hüpfanfälligkeit“ (engl.: frisky hops) bezeichnete Verhalten extrem „ansteckend“ auf alle anderen Jungtiere wirkt und sich mitunter auch ältere Tiere für kurze Zeit an dem Spiel beteiligen.

**Akustische Kommunikation** Meerschweinchen sind sehr stimmfreudig und verfügen über ein relativ großes Repertoire an Lautäußerungen, von denen bei vielen Gelegenheiten Gebrauch gemacht wird. Solche Geräusche sprachlich zu umschreiben ist zum Teil etwas schwierig, dennoch soll dies an dieser Stelle versucht werden.

**Quieken** Töne ähnlich dem Quieken eines Ferkels. Wird in verschiedenen Situationen geäußert, die eine emotionale Erregung der Tiere auslösen. Häufig bei Interaktionen zwischen Männchen und Weibchen, besonders wenn das Weibchen im Östrus ist. Auch bei aggressiven Auseinandersetzungen, wenn sich das unterlegene Tier vor dem dominanten zurückzieht. Bei Hausmeerschweinchen auch beim Fressen zu hören; auch wenn sich der Pfleger mit Futter dem Käfig nähert.

**Pfeifen** Bei Hausmeerschweinchen kann das Quieken in einem hochgezogenen Pfeifen gipfeln, beispielsweise wenn den Tieren ein beliebtes Futter gereicht wird. Diese Lautäußerung ist ein Zeichen für Aufregung; bei Jungtieren auch für Angst z.B. in einer neuen, unbekannteren Umgebung und wird manchmal auch von Jungtieren geäußert, um das Muttertier auf sich aufmerksam zu machen.

**Kreischen** Hochgezogener Ton, der sich manchmal wie menschliches Schreien anhören kann. Wird geäußert, wenn die Tiere erschreckt sind oder auch, wenn sie sich verletzt haben.

**Zwitschern, Zirpen** Schnell wiederholte Serie hochgezogener Laute; das Tier signalisiert mit seiner Körperhaltung Alarmbereitschaft (Kopf ist erhoben, häufig wird eine Vorderextremität angehoben). Der Laut ist sehr schwer zu lokalisieren. Das Zirpen und die Alarmbereitschaft können 10 bis 15 Minuten andauern und stellen eine Reaktion auf die Annäherung eines möglichen Fressfeindes dar. Durch das Zirpen werden andere Tiere gewarnt, die ebenfalls in Alarmbereitschaft versetzt werden. Dadurch dass das Zirpen extrem schwer zu lokalisieren ist, stellt dieses Verhalten für das warnende Tier nur ein relativ geringes Risiko dar, als erstes von dem Fressfeind ergriffen zu werden.

**Grunzen** Ein mehrfach wiederholter, kehliger Laut, der vor allem von dominanten Männchen geäußert wird, die ein unterlegenes Männchen vertreiben. Bringt Ärger zum Ausdruck und dient dazu, ein unterlegenes Tier einzuschüchtern.

**Purren** Anhaltende Folge leiser, kehliger Laute, die vom Männchen während des Paarungsvorgangs („Rumba“; siehe Kapitel 2.5.2, S. 44) geäußert wird. Eine ähnlich klingende, aber viel kürzere Lautäußerung ist ein Zeichen für Angst und dient dazu, andere Tiere, die sich in der Nähe aufhalten, zu warnen. Halter von Hausmeerschweinchen setzen die Bedeutung dieses Lautes fälschlicherweise manchmal mit dem Schnurren einer Katze gleich. Das Meerschweinchen signalisiert, im Gegensatz zur Katze, auf diese Weise aber eher Beunruhigung oder Angst.

**Zähne wetzen** Ein sogenannter Instrumentallaut (im Gegensatz zu den oben beschriebenen Lautäußerungen, die durch den Kehlkopf hervorgerufen werden), bei dem die Schneidezähne in schneller Folge aneinander gerieben werden. Stellt einen, bei allen Nagetieren zu hörenden Drohlaut dar, der bei aggressiven Auseinandersetzungen geäußert wird. Hausmeerschweinchen wetzen manchmal auch gegenüber dem Halter die Zähne (etwa wenn versucht wird, das Tier hochzuheben) – dies ist als Zeichen zu werten, dass das Tier in Ruhe gelassen werden möchte. Mitunter kann das Wetzen der Zähne aber auch ein Ausdruck für Schmerz sein (siehe hierzu auch Kapitel 1.5.4, S. 12).

## 2.6 Haltungsmangement

Bei Beachtung einiger grundsätzlicher Anforderungen bei der Haltung ist das Meerschweinchen ein genügsames, einfach zu handhabendes Heimtier, welches in der Heimtierhaltung bei einer entsprechenden Pflege problemlos ein Lebensalter von 3 – 5 Jahren erreichen kann. Werden den Tieren möglichst viele natürliche Umweltreize geboten (im englischen Sprachgebrauch als *environmental enrichment* bezeichnet), so können sie einen Großteil ihres natürlichen Verhaltens auch in menschlicher Obhut ausleben. Dies wird erheblich zur Gesunderhaltung

der Meerschweinchen beitragen und die Tiere auch für ihre Halter zu einem interessanten Heimtier machen.

### 2.6.1 Vergesellschaftung mehrerer Tiere

Obwohl Meerschweinchen weniger soziales Verhalten wie etwa gegenseitige Fellpflege zeigen als andere, in Gruppen lebende Säugetiere, kann keinesfalls die Einzelhaltung eines Tieres als eine artgerechte Tierhaltung angesehen werden. Auch die häufig anzutreffende paarweise Haltung eines Meerschweinchens zusammen mit einem Kaninchen ist für keines der beiden Tiere als artgerecht zu bezeichnen. Es fehlt sowohl dem einen, als auch dem anderen ein geeigneter Sozialpartner, da die Tiere sich schlichtweg „nichts zu sagen haben“. Das Verhaltensinventar beider Arten ist so unterschiedlich, dass die Tiere nicht oder nur sehr rudimentär miteinander interagieren können.

Selbst die paarweise Haltung eines Männchens mit einem Weibchen ist als kritisch zu beurteilen, da selbst in einem solchen Fall die heranwachsenden Tiere – und hierbei vor allem die Männchen – nicht in der Lage sind, die für das soziale Zusammenleben essentiellen Verhaltensmuster zu erlernen. Oftmals werden solcherart aufgewachsene Männchen bei Einsetzen der Geschlechtsreife extrem aggressiv und verlieren ihre ansonsten vorhandene Beißhemmung gegenüber den Weibchen. Es sollte daher bei der Anschaffung der Meerschweinchen darauf geachtet werden, dass die Tiere nicht isoliert bzw. in Zweiergruppen aufgezogen wurden. Wurden die Tiere zumindest bis zum Erreichen der Geschlechtsreife in Gruppen gehalten, so können sie als Erwachsene meistens problemlos auch in Zweiergruppen gehalten werden. Dabei sollten dann entweder zwei Weibchen oder aber ein Weibchen mit einem Männchen zusammen gesetzt werden. Auch wenn Hausmeerschweinchen untereinander weit weniger aggressiv als ihre wilden Verwandten sind, so sollte zumindest bei Anfängern in der Meerschweinchenhaltung sowie bei begrenztem Raumangebot davon abgesehen werden, zwei Männchen zusammen zu halten, weil dies sehr häufig zu Beißereien unter den Tieren führt. Trotz der Berichte von erfolgreich gemeinsam gehaltenen Meerschweinchenmännchen,

setzt dies jedoch ein entsprechendes Platzangebot und ein gewisses Maß an Erfahrung in der Haltung dieser Tiere voraus. In der Regel bringt es nichts, ein besonders aggressives Männchen zu kastrieren, um diesem damit den Aggressionstrieb zu nehmen.

Wird ein Männchen mit einem Weibchen zusammen gesetzt, so wird sich über kurz oder lang natürlich Nachwuchs einstellen. Wenn dies nicht erwünscht ist, so kann das Männchen kastriert werden.

Wenn bereits ein Meerschweinchen vorhanden ist, dem ein weiteres Tier hinzugesellt werden soll, so ist auch hier wie bei den Kaninchen eine schrittweise Gewöhnung unter Aufsicht erforderlich (vergl. Kapitel 1.6.1, S. 15). Keinesfalls sollte das neue Tier einfach zu dem bereits vorhandenen in den Käfig gesetzt werden, da das vorhandene Tier das fremde Meerschweinchen als Eindringling in seinen Aufenthaltsraum betrachtet und entsprechend aggressiv reagieren wird. Am einfachsten erfolgt die Gewöhnung aneinander an einem für beide Tiere fremden Ort. Je mehr Platz den Meerschweinchen dabei zur Verfügung steht und je mehr Versteck- und Ausweichmöglichkeiten vorhanden sind, desto problemloser wird sich der Gewöhnungsprozess darstellen.

### 2.6.2 Unterbringung der Tiere

Einem Pärchen Meerschweinchen sollte ein Raumangebot von mindestens 1 m<sup>2</sup> zur Verfügung stehen (als grobe Faustzahl kann gelten, dass jedem Meerschweinchen mindestens 0,5 m<sup>2</sup> Grundfläche zugestanden werden sollte). Ihr volles Verhaltensrepertoire werden die Hausmeerschweinchen bei ausreichendem Platzangebot in größeren gemischtgeschlechtlichen Gruppen, in denen auch Jungtiere heranwachsen, entfalten. Bei begrenztem Raumangebot (zwischen 5 – 10 m<sup>2</sup>) können mehrere Weibchen mit einem Männchen vergesellschaftet werden; stehen dem Halter mehr als 10 m<sup>2</sup> zur Verfügung, so können durchaus auch mehrere Männchen gehalten werden, wobei dann jedes Männchen mehrere Weibchen um sich versammeln wird. Es ist hierbei zu beachten, dass immer mehr Weibchen als adulte Männchen in so einer gemischtgeschlechtlichen Gruppe vorhanden sein müssen, weil sich die

Männchen ansonsten – mitunter auch tödliche – Kämpfe um den Besitz der Weibchen liefern werden. Wenn den Tieren kein Auslauf außerhalb des Käfigs geboten werden kann, dann müssen die Käfige dementsprechend größer bemessen sein. Wenn die Tiere frei in der Wohnung herumlaufen dürfen, dann sollte dies immer unter Aufsicht geschehen, da Meerschweinchen als Nagetiere dazu neigen, alle möglichen Gegenstände anzuknabbern.

Meerschweinchen reagieren ähnlich wie die Kaninchen (vergl. Kapitel 1.6.2, S. 15) empfindlich auf Zugluft und zu hohe Luftfeuchtigkeit (auf Dauer sollte die relative Luftfeuchtigkeit Werte von 70 % nicht übersteigen). Zugluft in Verbindung mit hoher Luftfeuchtigkeit begünstigen Erkrankungen der Atemwege.

Die optimale Umgebungstemperatur für Meerschweinchen liegt zwischen 17 und 25 °C und damit in Bereichen, bei denen sich auch der Mensch wohl fühlt. Beim Aufstellen des Käfigs sollte darauf geachtet werden, dass dieser zumindest in der Mittagszeit nicht in der prallen Sonne steht (Meerschweinchen sind im Vergleich zu anderen Nagetieren am wenigsten hitzetolerant). Der Käfig sollte etwas erhöht stehen und von vorne zu öffnen sein, um ein ständiges hantieren über dem Käfig möglichst zu vermeiden, da die Meerschweinchen als Fluchttiere hierdurch leicht erschreckt werden (durch das Hantieren über dem Käfig wird eine Assoziation mit einem Beutegreifer hervorgerufen, was die Tiere mit einer Flucht quittieren).

Als Einstreu kann handelsübliche Kleintierstreu verwendet werden, welches bei den oben gemachten Angaben zum Platzangebot etwa einmal pro Woche gewechselt werden sollte. Sind die Platzverhältnisse begrenzter, so muss der Käfig häufiger gereinigt werden. Wie auch ihre wilden Verwandten, beschränken sich die Meerschweinchen bei der Kot- und Urinabgabe nicht auf einen bestimmten Bereich des Käfigs, so dass immer die gesamte Einstreu gewechselt werden sollte. Der Käfig sollte relativ großzügig in einer Dicke von 4 – 5 cm mit Einstreu ausgelegt werden, um der Gefahr von Balanentzündungen (Pododermatitis) vorzubeugen.

Auf die Einstreu kann noch loses Heu oder Stroh gelegt werden, das von den Tieren durchwühlt werden kann. Wichtig ist für Meerschweinchen auch eine Möglichkeit sich verstecken zu können. Ob dies nun in Form eines Holzhäuschens oder einer großen Wurzel oder ähnlichem angeboten wird, ist den Tieren dabei egal. Der Unterschlupf sollte so groß gewählt werden, dass alle Tiere darin Platz haben und über mindestens zwei Zugänge verfügen, damit die Tiere sich bei Bedarf aus dem Weg gehen können. Naturmaterialien wie Holz ist dabei immer der Vorzug vor Kunststoff zu geben. Ist das Holz behandelt bzw. lackiert, so ist darauf zu achten, dass ungiftige Farben und Lacke verwendet werden, da die Meerschweinchen die Käfigeinrichtung mit Sicherheit benagen werden.

Den Tieren sollte immer frisches Wasser zur Verfügung stehen, das am einfachsten in einer Trinkflasche angeboten wird. Wird das Wasser in Schalen angeboten, was für die Tiere sicherlich die naturnähere Versorgung mit Trinkwasser darstellt, so wird das Wasser sehr schnell durch die Einstreu verunreinigt und muss dann mitunter mehrmals am Tag ausgewechselt werden.

Das Futter kann in Schalen angeboten werden, die so schwer sein sollten, dass die Tiere diese nicht umkippen können. Außerdem sollten sie so groß sein, dass alle Tiere gleichzeitig zum Fressen Platz finden. Da einzelne Tiere zum Fressen auch in die Schale hineinklettern und hierbei auch Kot und Urin in der Futterschale absetzen werden, sollte die Schale täglich auf Verunreinigungen kontrolliert und gegebenenfalls gereinigt werden.

Übrigens handelt es sich bei dem Koten und Urinieren auf das Futter keinesfalls um irgendeine Abnormität, sondern um ein normales Verhalten der Tiere. Die wild lebenden Verwandten ernähren sich von Gräsern und Kräutern, die sie ähnlich wie ein Rind abweiden. Das heißt die Tiere bewegen sich bei der Nahrungsaufnahme vorwärts und urinieren oder koten dabei auf bereits abgefressene Bereiche, von denen sie keine Nahrung mehr aufnehmen. Im Freiland finden sie ihre Nahrung nicht in einer räumlich konzentrierten Art vor, wie dies bei der Fütterung in menschlicher Obhut der Fall ist. Die Tiere sind nicht mehr gezwungen, sich bei der

Nahrungsaufnahme vorwärts zu bewegen und koten und urinieren daher an Ort und Stelle – wenn sie dabei in der Futterschale sitzen, dann verschmutzen sie dabei dann das Futter.

Den Meerschweinchen sollte immer Heu zum Fressen zur Verfügung stehen, welches am Besten in einer kleinen Raufe, die in das Käfiggitter eingehängt wird, angeboten werden sollte, damit die Tiere das Heu nicht ebenfalls mit Kot und Urin verschmutzen.

Wenn die Möglichkeit besteht, können die Meerschweinchen auch in einem Freigehege gehalten werden. Dabei sollte darauf geachtet werden, dass das Gehege vollständig geschlossen ist und die Außenwände etwa 20 – 30 cm in den Boden eingelassen werden. Die Meerschweinchen selber graben zwar wenig, aber so kann verhindert werden, dass Beutegreifer wie etwa Steinmarder oder auch Wanderratten von außen in das Gehege eindringen. Bei der Anlage des Freigeheges ist zu beachten, dass den Tieren vor allem im Sommer ausreichend Schatten zur Verfügung steht und dass ein Teil des Geheges vor Regenfällen Schutz bietet. Ebenso wie bei der Käfigeinrichtung im Haus, sollte den Meerschweinchen auch im Freigehege die Möglichkeit geboten werden, sich verstecken zu können.

Da wilde Meerschweinchen in ihrem natürlichen Verbreitungsgebiet in den Anden bis in 4 000 m Höhe vorkommen können, ist es möglich, die Tiere auch an niedrige Temperaturen zu gewöhnen und ganzjährig draußen zu halten. Wichtig ist hierbei ein gut isolierter, trockener Unterschlupf, der nicht zu groß sein sollte, damit die Tiere ihn mit ihrer eigenen Körpertemperatur warm halten können. Zu beachten ist, dass den Tieren Zeit gegeben werden muss, sich an die kalten Temperaturen zu gewöhnen. Die Meerschweinchen können beispielsweise nicht einfach im Herbst in das Freigehege gesetzt werden. Auch sollte man die Tiere im Winter dann nicht ständig in die warme Wohnung holen, weil sie sich ansonsten auf Grund des plötzlichen Temperaturwechsels erkälten können.

Wenn die Meerschweinchen nicht ständig im Freigehege gehalten werden, sollten die Tiere vor dem Hinaussetzen bereits langsam an die im Freigehege

vorhandene Grasnahrung gewöhnt werden (plötzliche Futterumstellungen führen in der Regel zu Verdauungsproblemen; siehe das nächste Kapitel).

Vor allem bei langhaarigen Meerschweinchenrassen ist bei einer Unterbringung in Freigehegen durch eine tägliche Kontrolle darauf zu achten, dass sich kein Fliegenmadenbefall einstellt (eine sogenannte Myiasis), da dies zum Tod der Tiere führen kann.

### 2.6.3 Besonderheiten in der Ernährung

Wie schon in Kapitel 2.4.3, S. 40 erwähnt, sind Meerschweinchen ähnlich wie Menschen auf eine externe Zufuhr von Vitamin C angewiesen, da sie dieses nicht selber synthetisieren können. Die von den Tieren benötigte Menge wird mit 10 – 20 mg Vitamin C pro kg Körpergewicht angegeben. Decken die Tiere ihren Nahrungsbedarf hauptsächlich über Frischfutter, so treten in der Regel keine Mangelerscheinungen auf (hier eignen sich besonders Steckrüben). Wird dagegen hauptsächlich Trockenfutter verfüttert, so kann dem Trinkwasser Vitamin C zugegeben werden (Ascorbinsäure: 70 – 100 mg pro Liter Trinkwasser; Natrium-Ascorbat: 250 mg Na-Ascorbat plus 1 g Zitronensäure pro Liter Trinkwasser). Zu beachten ist, dass das im Trinkwasser enthaltene Chlor zur Inaktivierung der Ascorbinsäure führt und die Ascorbinsäure bei längerem Stehen des Wassers schnell oxidiert und damit für die Tiere unbrauchbar wird (um das Chlor aus dem Leitungswasser zu entfernen, kann das Wasser eine Zeit lang in einem offenen Behälter stehen gelassen oder abgekocht werden, bevor die Ascorbinsäure zugesetzt wird; weitere - allerdings teure - Alternativen sind die Wasserfiltration über einen Aktivkohlefilter oder die Verwendung von stillem Mineralwasser). Die Tränknippel der Wasserflaschen sollten aus rostfreiem Stahl sein, da die Ascorbinsäure mit anderen Metallen reagiert und dadurch ebenfalls für die Meerschweinchen unbrauchbar wird. Außerdem werden Tränknippel aus Aluminium von den Tieren auch schnell zernagt.

Ein Vitamin C-Mangel äußert sich bei erwachsenen Tieren vornehmlich in einer Erkrankung des Zahnhalteapparates (Zahnfleisch, Kieferknochen)



mit einer Lockerung der Zähne bis hin zum Zahnausfall (Ähnlichkeiten zum Skorbut beim Menschen). Häufige Begleiterscheinungen sind Durchfälle, Appetitlosigkeit und eine Gewichtsabnahme. Bei Jungtieren sind darüber hinaus häufig noch Spontanfrakturen, arthritisisähnliche Erkrankungen der Gelenke sowie entzündete Mundwinkel zu beobachten.

Ähnlich wie die Kaninchen (siehe Kapitel 1.4.3, S. 9), so sind auch die Meerschweinchen auf eine rohfaserreiche Nahrung angewiesen (der Rohfaseranteil sollte bei etwa 25 % liegen). Eine ausreichende Versorgung mit Rohfaser kann am besten über die Gabe von Heu erreicht werden, welches den Tieren immer zur Verfügung stehen sollte. Als Nebeneffekt einer Fütterung mit Heu wird weiterhin ein ausreichender Abrieb der ständig nachwachsenden Zähne erreicht und Zahnanomalien wie beispielsweise eine Brückenbildung der Backenzähne vermieden. Darüber hinaus sorgt das Heu für eine Beschäftigung der Tiere und für eine Befriedigung der Nageappetenz, so dass unerwünschte Begleiterscheinung von Langeweile wie zum Beispiel das Haare fressen und die damit verbundene Bildung von Haarballen (Trichobezoare) vermieden werden können. Als Möglichkeit zur Beschäftigung können zusätzlich auch Äste und Zweige von Apfel, Hasel, Pappel, Birke oder Weide gegeben werden.

Wenn Trockenfutter gefüttert wird, dann sollte die Partikelgröße 0,3 mm überschreiten und die Pellets einen Rohfaseranteil von mind. 20 % aufweisen. Auf jeden Fall sollte den Tieren trotzdem immer unbegrenzt Heu zur Verfügung stehen.

Als Frisch- oder Grünfutter bietet sich beispielsweise Gemüse an, allerdings können bestimmte Gemüsearten wie etwa die meisten Kohlsorten zu Verdauungsproblemen führen. Für Meerschweinchen geeignete Gemüsesorten sind beispielsweise Salat, Möhren und Paprika. Obst ist auf Grund des hohen Zuckergehalts weniger gut geeignet und sollten nur in kleinen Mengen verfüttert werden. Zwiebelgewächse (wirken giftig bei Meerschweinchen), Hülsenfrüchte sowie stark stärkehaltige Nahrungsmittel (z.B. Kartoffeln, Getreide) sollten gar nicht verfüttert werden. Bei der Außenhaltung auch im Winter ist darauf zu achten, dass das gereichte

Grünfutter nicht gefriert und in diesem Zustand von den Meerschweinchen gefressen wird, da dies zu Magentympanien führen kann. Nicht gefressenes Frischfutter sollte möglichst täglich entfernt werden, um eine Schimmelbildung zu vermeiden. Dicht gepackt gelagertes Grünfutter neigt zur Gärung (Wärmeentwicklung) und sollte in diesem Zustand auf gar keinen Fall mehr verfüttert werden, da dies ebenfalls zu massiven Verdauungsproblemen führen wird.

Generell gilt, dass die Meerschweinchen an neue Futtersorten auf jeden Fall langsam und schrittweise herangeführt werden sollten, da es ansonsten zu Verdauungsproblemen wie einer Magentympanie oder einer Fehlgärung im Darmtrakt kommen kann (siehe hierzu auch Kapitel 1.6.3, S. 17).

Auch bei der Fütterung von Frischfutter sollte den Tieren jederzeit Frischwasser zur Verfügung stehen.

#### 2.6.4 Umgang mit den Tieren

Beim Hochheben der Meerschweinchen sind diese keinesfalls nur im Nackenfell zu ergreifen, weil die Tiere hierbei meistens heftig anfangen zu „strampeln“ (vergl. Kapitel 1.6.4, S. 18). Zum Hochheben ergreift die eine Hand von unten Brust und Vorextrimitäten und mit der anderen Hand werden die Hinterextremitäten und das Becken gestützt (dies ist vor allem wichtig bei trächtigen Weibchen). Ein starker Druck auf Brustkorb oder Bauchraum kann zu einer Lungen- oder Leberverletzung oder auch zum Riss des Zwerchfells führen.

Durch die Haltung auf relativ weicher Einstreu nutzen sich häufig die Krallen der Tiere nur unzureichend ab. Deshalb müssen diese in der Regel regelmäßig eingekürzt werden.

Erhalten die Meerschweinchen Auslauf in der Wohnung, so sollte dies nie ohne Aufsicht geschehen, da die Tiere dazu neigen, alle möglichen Gegenstände zu benagen. Im Falle eines Stromkabels kann dies für das Tier tödlich enden.



## 2.7 Häufige Krankheiten des Meerschweinchens

Zu einer artgerechten Haltung von Tieren gehört generell eine regelmäßige Kontrolle des Allgemeinzustands der Tiere – hierbei machen auch Meerschweinchen keine Ausnahme. Bei einer wöchentlichen Untersuchung der Tiere sollte der Zustand des Fells und der Haut, die Länge der Krallen und der Zustand der Fußballen sowie das Gewicht der Tiere kontrolliert werden.

Ein struppiges, mattes Fell deutet ebenso wie eine Schorfbildung auf der Haut auf eine Erkrankung des betroffenen Tieres hin. Ein verklebtes Fell im Bereich des Afters ist ein sicherer Hinweis auf eine Durchfallerkrankung. Vor allen Dingen das Fell langhaariger Rassen benötigt eine häufigere Pflege.

Zu lange Krallen müssen eingekürzt werden und Verletzungen der Fußballen sollten behandelt werden, da sich diese ansonsten sehr schnell entzünden können.

Eine Protokollierung der Gewichtsentwicklung ist ein sehr guter Indikator des allgemeinen Gesundheitszustandes der Tiere. Gewichtsabnahmen von mehr als 50 g pro Woche deuten häufig auf eine Erkrankung des Meerschweinchens hin. Zu beachten ist hierbei allerdings, dass auch Stress auslösende Situationen, wie etwa das Zusammenstellen einer neuen Gruppe, zu Gewichtsabnahmen führen können.

**Beachte** Es sei an dieser Stelle ausdrücklich darauf hingewiesen, dass die im Folgenden gemachten Angaben zu den möglichen Erkrankungen des Meerschweinchens nur eine knappe Zusammenfassung darstellen und dass im Zweifelsfall im Interesse des Tieres immer ein Tierarzt zu Rate gezogen werden muss.

### 2.7.1 Ernährungsbedingte Erkrankungen

Ein Großteil der Erkrankungen beim Meerschweinchen lässt sich, ähnlich wie beim Kaninchen (siehe Kapitel 1.7.1, S. 19), auf Fehler in der Ernährung zurückführen. Wildmeerschweinchen in ihrem

natürlichen Verbreitungsgebiet haben sich an die Verwertung energiearmer, rohfaserreicher Nahrung angepasst, was Konsequenzen für die Ernährung der Hausmeerschweinchen nach sich zieht.

Auf Grund der Ausbildung des Magens, bei dem der Weitertransport des Nahrungsbreis hauptsächlich über das, durch die Speiseröhre nachgelieferte Futter erfolgt (ein sogenannter Stopfmagen), nehmen die Tiere mehrmals hintereinander kleinere Futtermenge (bis zu 100 Portionen am Tag) auf. Das bedeutet, dass den Hausmeerschweinchen ständig Futter zur Verfügung stehen muss. Kann diesem Bedürfnis nach ständiger Futteraufnahme nicht nachgekommen werden, so verbleibt der Nahrungsbrei unter Umständen zu lange im Verdauungstrakt, was schließlich zu massiven Verdauungsproblemen durch eine Aufgasung (Tympanie) des Magens oder Darms führen kann.

Eine Tympanie kann ebenfalls durch eine plötzliche Futterumstellung hervorgerufen werden. Daher sollten Meerschweinchen immer nur langsam und schrittweise an eine neue Futterkomponente herangeführt werden (siehe auch Kapitel 2.6.3, S. 50). Die bei einer Tympanie entstehenden Aufgasungen von Magen oder Darm sind sehr schmerzhaft und das betroffene Tier knirscht vor Schmerz häufig deutlich hörbar mit den Zähnen. In Extremfällen können die von einer Tympanie betroffenen Verdauungsabschnitte auch platzen.

Ähnlich wie beim Kaninchen wird auch beim Meerschweinchen das mit der Nahrung aufgenommene Kalzium vollständig vom Organismus resorbiert (vergl. 2.6.3, S. 50), zu den Nieren transportiert und über den Urin ausgeschieden. Häufig kommt es bei einer Überversorgung mit Kalzium daher zur Bildung von Nieren- oder Blasensteinen (Urolithiasis), wobei eine gleichzeitige Überversorgung mit Vitamin D und Phosphor verbunden mit einer ungenügenden Wasseraufnahme die Steinbildung noch forcieren kann. Zur Vermeidung einer Nieren- oder Harnsteinbildung sollte die aufgenommene Kalziummenge 0,6 % der täglichen Futtermenge daher nicht überschreiten und das Kalzium-Phosphor-Verhältnis der Nahrung sollte bei etwa 1,5 – 2 Teilen Ca zu 1 Teil P liegen. Auf kalziumhaltige Nagesteine kann verzichtet werden, wenn den

Tieren immer ausreichend Heu und Äste zur Verfügung stehen und dadurch für einen ausreichenden Zahnabrieb gesorgt ist. Zu beachten ist hier, dass vor allem Jungtiere im Wachstum einen erhöhten Kalziumbedarf haben, da dieses Mineral eine wichtige Rolle beim Aufbau der Knochen und der Zähne spielt.

Werden Hausmeerschweinchen ausschließlich mit einem Mischfutter auf Basis nativer Komponenten (Nagermüslis, Buntfutter o.ä.) gefüttert, so führt dies häufig zu einer starken Gewichtszunahme bzw. einer Verfettung der Tiere, da diese selektiv nur die energiereichsten (und wohlschmeckenden) Bestandteile des Mischfutters fressen. Besonders ins Gewicht fallen dabei kohlenhydratreiche Futterbestandteile, die neben einer übermäßigen Gewichtszunahme auch noch zu Verdauungsproblemen führen können. Eine übermäßige Aufnahme von Kohlenhydraten (v.a. Stärke) führt zu einer Ansäuerung des Darmmilieus, so dass die für die Verdauung wichtigen Bakterien nicht mehr richtig arbeiten können. Als Folge einer längerfristigen, fett- und kohlenhydratreichen Ernährung tritt häufig eine übermäßige Verfettung der Leber (Fettleber, *Steatosis hepatis*) in Erscheinung. Dies bleibt in der Regel so lange ohne Symptome, bis die Tiere in eine Hungersituation (etwa als Folge einer gut gemeinten aber allzu strengen Diät) geraten. Kritisch wird das durch die Hungersituation ausgelöste Fettmobilisationssyndrom für die Tiere vor allem durch ein Absinken des Blutglukosespiegels, welches zu Appetitlosigkeit (und damit zu einer weiteren Verstärkung des Fettmobilisationssyndroms), Bewegungsunlust bis hin zu Krämpfen, Bewusstlosigkeit (Leberkoma) und nachfolgendem Tod führen kann. Eine Behandlung kann durch Glucosegaben über das Trinkwasser oder in schweren Fällen als subkutane Injektionen durch den Tierarzt erfolgen, wobei die Heilungsaussichten eher als schlecht zu bewerten sind, da das Fettmobilisierungssyndrom in der Regel zu spät erkannt wird. Betroffen werden können Tiere beiderlei Geschlechts; nicht nur trächtige oder laktierende Weibchen mit einem erhöhten Nährstoffbedarf.

Starkes Übergewicht (Adipositas) führt außerdem noch häufig zu Ballengeschwüren (Pododermatitis), deren Heilungschancen in der Regel sehr

ungünstig sind.

Ein unzureichendes Angebot an Rohfasern kann neben einem übermäßigen Zahnwachstum (siehe Kapitel 2.7.2, S. 53) beim Meerschweinchen dazu führen, dass die Tiere aus Langeweile ihre eignen oder die Haare anderer Artgenossen fressen, wodurch es zur Bildung unregelmäßiger, kahler Stellen (einer sogenannten Alopezie) am Körper der betroffenen Tiere kommt. Außerdem kann das vermehrte Fressen von Haaren auch noch die Bildung von Trichobezoaren begünstigen, da die Haare auch nicht durch die in diesem Fall fehlende Rohfaser aus dem Verdauungstrakt abtransportiert werden.

### 2.7.2 Gebisserkrankungen

Bei einer ungenügenden Versorgung der Hausmeerschweinchen mit Rohfasern kommt es vor allem zu Problemen mit ungenügendem Zahnabrieb (was genau genommen ebenfalls eine Folge einer Fehlernährung ist). Dies bedingt bei den Schneidezähnen ein abnormes Längenwachstum, bei den unteren Backen- und Vorbackenzähnen ein Zusammenwachsen im Mundraum (Brückenbildung; vor allem die Prämolaren sind hiervon betroffen) und bei den oberen Backen- und Vorbackenzähnen die Bildung scharfkantiger Haken an den Wangenseiten. Durch die Brückenbildung der unteren Backenzähne wird es den Tieren unmöglich, die Zunge an das Gaumendach zu heben und Nahrung abzuschlucken. Die Haken an den oberen Backenzähnen können zu schmerzhaften Verletzungen der Wangen und zur Abszessbildung führen. Beides bewirkt, dass die Tiere nicht mehr ausreichend Nahrung aufnehmen und auf Dauer stark abnehmen. Dadurch, dass keine Nahrung mehr nachgeschoben wird, verbleibt der sich bereits im Magen befindliche Nahrungsbrei zu lange dort, was zu einer Fehlgärung und zu Magentympanien führen kann.

Das anormale Zahnwachstum kann nur von einem Tierarzt korrigiert werden und ist für die Tiere mit großem Stress verbunden, da hierzu der Mundraum mit einem Kiefern- und Wangenspreizer geöffnet werden muss. Vorbeugend ist es ratsam, den Tieren immer rohfaserreiches Futter wie Heu und Äste zur Verfügung zu stellen (siehe auch Kapitel 2.6.3, S. 50), damit es durch die Beschäftigung

mit dem Futter zu einem ausreichenden Zahnabrieb kommt. Wird Trockenfutter gefüttert, so sollte pelletiertes Futter (kein Buntfutter o.ä., siehe Kapitel 2.7.1, S. 52) mit einer durchschnittlichen Partikelgröße von mehr als 0,3 mm geboten werden.

Abnormes Zahnwachstum wird aber nicht immer durch eine falsche Ernährung hervorgerufen, sondern kann auch Folge einer angeborenen Zahnfehlstellung sein, so dass der Zahnabrieb auch bei ausreichender Versorgung der betroffenen Tiere mit Rohfasern nicht gewährleistet ist. In einem solchen Fall hilft nur der regelmäßige Gang zum Tierarzt. Da eine solche Zahnfehlstellung in der Regel genetisch bedingt und damit vererbbar ist, sollte davon abgesehen werden, mit einem solchen Tier zu züchten.

Als Folge eines mangelhaften Zahnabriebs können weiterhin noch Kieferabszesse auftreten. Die Zähne werden ungleichmäßig belastet und es kommt zur Bildung kleiner Höhlungen zwischen Zahn und Kieferfach, in die Mikroorganismen einwandern und eine Entzündung hervorrufen können. Die Entzündung wird im Laufe der Zeit immer größer und kann unbehandelt auch auf andere Schädelpartien übergreifen. Die Behandlung eines solchen Abszesses kann nur vom Tierarzt erfolgen, der die Geschwulst operativ entfernen muss. Nach der Entfernung muss die entstandene Höhlung regelmäßig desinfiziert werden, um einer erneuten Entzündung vorzubeugen. Die Heilung ist allerdings oftmals sehr langwierig und die Heilungsaussichten sind nicht besonders hoch (vergl. hierzu auch die Angaben zum Kaninchen in Kapitel 1.7.2, S. 21).

### 2.7.3 Erkrankungen des Fells und der Haut

Beim Meerschweinchen häufiger auftretende, im Fell der Tiere lebende Parasiten (Ektoparasiten) sind Haarlinge (die Gattungen *Gliriocola*, *Trimenopon* und *Gyropus*), die Erreger der Sarcoptes-Räude (*Trixacarus caviae*) sowie Haarmilben (*Chirodiscooides caviae*). Allen diesen Parasiten gemeinsam ist, dass sie einen häufig starken Juckreiz auslösen und zu Haarausfall und Veränderungen der Haut (Hautrötungen, Ekzeme, Krusten- und

Schorfbildung) führen. Bei einem extremen Befall kann es auch zur Schwächung des Allgemeinzustands und zu einer starken Abmagerung der Tiere bis hin zu epilepsieartigen Anfällen kommen. Eine Übertragung erfolgt in den meisten Fällen von Tier zu Tier. Gefördert wird das Auftreten dieser Parasiten durch unhygienische Zustände in der Haltung. Eine genaue Diagnose kann nur der Tierarzt stellen, da die Tiere so klein sind, dass sie nur unter dem Mikroskop sicher bestimmt werden können.

Vor allem im Sommer bei Tieren in Außenhaltung kann es – ähnlich wie bei den Kaninchen (siehe Kapitel 1.7.6, S. 25) – zu einem Befall der Haut mit Fliegenmaden (Myiasis) und als Folge davon zu schweren Hautentzündungen kommen. Hier ist vor allem die Region im Bereich des Afters betroffen (vor allem wenn die Tiere noch an Durchfall leiden) und langhaarige Rassen sind stärker gefährdet als kurzhaarige. Da ein solcher Madenbefall für die Tiere tödlich enden und ein Befall innerhalb von Stunden auftreten kann, sollten das Fell der Tiere vor allem im Sommer täglich auf einen Fliegenmadenbefall hin untersucht werden. Bei befallenen Tieren sollten die betroffenen Stellen großflächig mit einer warmen Seifenlösung oder einem Desinfektionsmittel abgewaschen und die Maden abgesammelt werden. Bei starkem Befall wird der Tierarzt unter Umständen zu einer Einschläferung raten, da sich die Tiere kaum von diesen Wunden erholen werden.

Ein Haarausfall und die damit verbundene Bildung kahler Stellen (Alopezie) kann beim Meerschweinchen eine Reihe von Gründen haben. Neben dem in Kapitel 2.7.1 (S. 52) schon erwähnten Rohfasermangel, können auch Stress (z.B. Jungtiere während der Entwöhnung), Ektoparasiten oder Zysten und Tumore zu einem Haarausfall führen. Ein Haarausfall bei älteren Tieren (ab 5 Jahre und älter) wird häufig durch eine Überfunktion der Schilddrüse (Hyperthyreose), meistens in Kombination mit einem Schilddrüsentumor ausgelöst. Der Haarausfall beginnt dabei in der Regel an den Innenseiten der Oberschenkel und breitet sich zum Bauch hin aus. Des Weiteren treten häufig schmerzhafte Durchfälle auf und die Tiere magern ab. Die Tiere neigen außerdem zu einer vermehrten Wasseraufnahme (Polydipsie) und Harnabgabe (Polyurie; zu beachten ist, dass Polydipsie und Polyurie

auch ein Zeichen für Diabetes sein kann). Im fortgeschrittenen Stadium sind im Halsbereich linsen- bis erbsengroße Geschwulste zu ertasten. Ein ähnlicher Haarausfall, gepaart mit einer schuppigen Haut, wie bei der Hyperthyreose wird ebenfalls durch eine Unterfunktion der Schilddrüse (Hypothyreose) hervorgerufen. Diese, bei Meerschweinchen seltener auftretende Erkrankung, äußert sich dann allerdings, zumindest im Anfangsstadium, durch eine Gewichtszunahme der Tiere. Im Zweifelsfall sollte immer ein Tierarzt aufgesucht werden, um die Ursachen für den Haarausfall abzuklären.

Neben den durch die oben genannten Ektoparasiten verursachten Hautveränderungen, können sich beim Meerschweinchen, besonders bei sehr unhygienischen Haltungsbedingungen, mitunter Biss- oder Kratzverletzungen sekundär entzünden (häufig durch *Staphylococcus aureus*) und eine Dermatitis hervorrufen. Im Bereich des Mundes treten manchmal durch die Entzündung kleinerer Verletzungen hervorgerufene, nässende, verkrustete Ekzeme an Mundwinkeln und Lippen auf; dies wird als Lippengrind oder Cheilitis bezeichnet. Auslöser hierfür kann ein Mangel an Vitamin A, B und C sowie eine Unterversorgung mit Proteinen, essentiellen Aminosäuren oder Spurenelementen sein. Zu einer Unterversorgung mit Proteinen kann es beispielsweise dann kommen, wenn der Rohfaseranteil im Futter zu hoch ist (mehr als 30 % Rohfaser). Es wird vermutet, dass die Infektion unter anderem über die von den Tieren aufgenommenen Kotpillen (Koprophagie, siehe Kapitel 2.3.3, S. 36) erfolgt, da an der Cheilitis häufig Mikroorganismen beteiligt sind, die sich auch im Kot gesunder Tiere finden lassen.

Beim Meerschweinchen können außerdem noch pilzliche Hauterkrankungen (Dermatomykosen) auftreten, die vor allem durch *Trichophyton mentagrophytes* und *Microsporium gypseum* verursacht werden und häufig zuerst die Mundpartie und den Kopfbereich befallen. Typisch sind kreisrunder Haarausfall, Juckreiz und eine gerötete, entzündete Haut mit Schuppen- und Borkebildung. In seltenen Fällen greift die Pilzinfektion auch auf andere Körperpartien über. In Folge eines Vitamin C-Mangels kann weiterhin eine Pilzinfektion mit *Candida albicans* auftreten, die vor allem die Mund-

schleimhaut betrifft und daher vom Halter mitunter schwer festzustellen ist. Im Allgemeinen sind Pilzinfektionen sehr hartnäckig und die Behandlung sollte immer in Absprache mit einem Tierarzt erfolgen.

Als weitere krankhafte Veränderungen der Haut des Meerschweinchen sind gutartige (Adenome) oder auch bösartige Geschwüre (Adenokarzinome) der Talgdrüsen zu nennen, die unter anderem an den Supracaudaldrüsen unkastrierter Männchen und bei weiblichen Tieren im hinteren Rücken- und Flankenbereich auftreten können. Hervorgerufen werden solche Geschwüre durch die Verstopfung von Drüsenausgängen durch Haarfragmente, Keratin oder das Drüsensekret selbst. Nicht selten entzünden sich die Geschwüre dann auch noch, besonders wenn diese unbehandelt bleiben. Als weitere Geschwulste können vor allem bei älteren Tieren Lipome des Fettgewebes (meistens gutartig) oder, in selteneren Fällen, auch kollagenfaserreiche Tumore des Bindegewebes (in der Regel bösartige Fibrosarkome) auftreten. Alle diese Gewebsneubildungen (Neoplasien) können vom Tierarzt operativ entfernt werden, wobei bei den bösartigen Tumoren (Adenokarzinome, Fibrosarkome) die Heilungsaussichten allerdings gering sind, da die Tumore in vielen Fällen bereits Metastasen gebildet haben.

#### 2.7.4 Erkrankungen des Verdauungsapparates

Bei einer Infektion des Magen-Darm-Traktes mit Mikroorganismen spielt bei Meerschweinchen hauptsächlich die Infektion mit *Escherichia coli* eine Rolle. Eine Verschiebung der physiologischen Darmflora hin zu *E. coli* kann durch Ernährungsfehler (zu hohe Mengen an Kohlenhydraten) oder auch durch den Einsatz bestimmter Antibiotika (z.B. Penicillin, welches hauptsächlich gegen grampositive Mikroorganismen, nicht jedoch gegen die gramnegativen *E. coli* wirkt) hervorgerufen werden. Eine gewisse Rolle spielt weiterhin noch Tyzzer's Disease (eine bakterielle Enteritis hervorgerufen durch eine Infektion mit *Clostridium piliforme*). Die Erreger sind sehr widerstandsfähig und können bis zu einem Jahr in Futter oder Einstreu überleben und werden von den Tieren über den Mund aufgenommen. Es kommt zu einer Entzündung des hinteren Dünndarms, des Blind- sowie

des Dickdarms und mitunter zu einer Vergrößerung der Leber. Betroffen sind vor allem Jungtiere, die einen wässrigen Durchfall zeigen und bei denen der Tod innerhalb von 48 bis 72 Stunden eintritt. Eine Behandlung mit den entsprechenden Antibiotika (Tetracyclin) muss durch einen Tierarzt erfolgen, wobei die Heilungschancen nicht besonders hoch sind, da die Tiere dem Tierarzt meistens zu spät vorgestellt werden. Als Folge einer Störung der Darmflora können beim Meerschweinchen außerdem Infektionen des Darms mit Hefepilzen (Darmmykosen; z.B. durch *Saccharomyces guttulatus*) auftreten, welche sich als Durchfall äußern. Diese treten immer erst dann in Erscheinung, wenn die Darmflora bereits durch andere Erkrankungen oder durch Antibiotika-Gaben geschädigt ist. Erkrankungen der Meerschweinchen mit Salmonellen (Salmonellose – *Salmonella typhimurium*, *S. enteritidis*) kommen in der Heimtierhaltung von Meerschweinchen so gut wie nicht vor.

Verdauungsprobleme können auch eine bakterielle Entzündung des Rachenraums (Pharyngitis) verursachen. Durch die mit dieser Infektion verbundenen Schluckbeschwerden kommt es zu einer verminderten Nahrungsaufnahme, was wiederum eine Fehlgärung durch einen zu langen Verbleib des Nahrungsbreis im Verdauungstrakt nach sich ziehen kann.

Als einzellige Endoparasiten der Verdauungsorgane sind bei Meerschweinchen häufiger Kokzidien (*Eimeria caviae*) anzutreffen, denen vor allem Jungtiere zum Opfer fallen können. Symptome einer Kokzidiose sind Gewichtsverlust, Appetitlosigkeit, Durchfall, häufiges Harnlassen sowie bei stärkerem Befall auch ein struppiges, glanzloses Fell. Zur Vorbeugung sollte auf hygienische Verhältnisse und eine ausreichende Vitamin C-Versorgung geachtet werden. Als einzellige Endoparasiten sind bei Meerschweinchen mitunter auch noch Amöben (*Trichomonas caviae*, *T. flagellipora* und *Entamoeba muris*) sowie Klossiella (*Klossiella cobayae*) zu finden. Die Amöben besiedeln den Dick- und Blinddarm und führen bei starker Vermehrung zu starken Durchfällen, während Klossiella die Nieren befällt und eine Nierenentzündung bis hin zum Nierenversagen verursacht. Für alle Endoparasiten gilt, dass eine genaue Diagnose nur vom Tierarzt

gestellt werden kann.

Als mehrzellige Endoparasiten des Darms können beim Meerschweinchen die im Blinddarm lebenden Fadenwürmer oder Nematoden (*Paraspidodera uncinata*) auftreten, die eine größere Rolle aber nur bei Tieren in Außenhaltung spielen. Auch ein Nematodenbefall äußert sich in einem Gewichtsverlust, struppigem, glanzlosem Fell, Appetitlosigkeit und Durchfall. Der Nachweis über die Eier im Kot sowie die Behandlung der befallenen Tiere sollte von einem Tierarzt erfolgen. Saugwürmer (Trematoda) und Bandwürmer (Cestoda) spielen beim Meerschweinchen kaum eine Rolle.

Zu ernährungsbedingten Erkrankungen des Verdauungstraktes in Form einer Magen- oder Darmaufgasung (Tympanie) kann es durch eine plötzliche Futterumstellung oder durch Fütterung von vergorenem Grünfutter kommen (siehe Kapitel 2.7.1, S. 52). In Verbindung mit einer Tympanie kann auch eine Verdrehung des Magens (Magentorsion) auftreten, die sich eindeutig nur durch eine Röntgenuntersuchung des betroffenen Tieres feststellen lässt.

Das Auftreten einer Enteritis kann verschiedene Ursachen, wie etwa einen Befall mit *E. coli*, Salmonellen, Klostridien oder Kokzidien (siehe oben) haben. Mitunter führt auch eine plötzliche Futterumstellung oder eine unzureichendes Wasserangebot zu einer Enteritis. Allgemeine Symptome sind Appetitlosigkeit, Apathie und Durchfälle. Da die Ursachen für eine Enteritis sehr vielfältig sind, kann eine genaue Diagnose nur der Tierarzt stellen.

Fütterungsfehler wie ballaststoffarme Nahrung oder eine unzureichende Wasserversorgung oder auch Bewegungsmangel können bei Meerschweinchen manchmal auch eine Verstopfung (Obstipation) bewirken. Symptome sind Appetitlosigkeit, und Apathie und sehr trockene Kotballen. Häufig sind die Tiere auch schmerzempfindlich gegenüber einer Berührung am Bauch. Abhilfe kann ein Klistier (Einlauf) bringen, was aber auf Grund der Verletzungsgefahr für das Tier von einem Tierarzt durchgeführt werden muss. Wichtig ist auch, dass die Tiere zur weiteren Stimulation der Darmperistaltik Futter aufnehmen. Bei älteren Meerschwein-



chen kommt es auch manchmal zu einer Verstopfung der Perinealtaschen und die Tiere zeigen Symptome ähnlich wie bei einer Verstopfung. Bei solchen Tieren sollten die Kotmassen regelmäßig vorsichtig aus dem After massiert werden.

Ein Mangel an Rohfaser und die damit einhergehende Langeweile können ebenso wie der Befall mit Ektoparasiten der Haut und der damit verbundene Juckreiz zu einem vermehrten Abschlucken von Haaren und damit der Bildung von Trichobezoaren führen (siehe auch Kapitel 2.7.1, S. 52). Sind diese Haarballen sehr groß, so kann dies zu Verstopfung, Tympanie, Appetitlosigkeit und allgemeiner Unruhe bei dem betroffenen Meerschweinchen führen. In Extremfällen kann eine operative Entfernung (Gastrotomie) der Haarballen nötig werden. Vorbeugend sollte dafür gesorgt werden, dass den Tieren immer ausreichend Heu zur Verfügung steht und regelmäßige Hygienemaßnahmen ein Aufkommen von Hautparasiten verhindern.

In Bezug auf die Verdauung können weiterhin durch raumfordernde Prozesse in der Bauchhöhle wie eine Tumor- (v.a. an Milz und Uterus) und Zystenbildung (an den Ovarien) Probleme durch eine reduzierte Nahrungsaufnahme entstehen. Durch das Wachstum der Tumore und Zysten steht den Verdauungsorganen im Bauchraum weniger Volumen zur Verfügung und es kann von den Tieren weniger Nahrung aufgenommen werden. Dadurch verbleibt der Nahrungsbrei zu lange im Magen-Darm-Trakt, was wiederum zu Fehlgärung und den damit verbundenen Verdauungsproblemen, wie zum Beispiel Tympanien, führen kann. In diesem Zusammenhang kann auch noch die Infektion mit Oconaviren (Leucose) eine Rolle spielen, da hierbei die Lymphknoten, die Leber und die Milz anschwellen und zu ähnlichen Verdauungsproblemen wie bei der Neoplasie durch Tumore und Zysten führen können.

### 2.7.5 Erkrankungen des Atemtrakts

Als Erkrankung des Atemtraktes kann bei Meerschweinchen eine Pasteurellose auftreten, die wie beim ansteckenden Kaninchenschnupfen (siehe Kapitel 1.7.4, S. 23) durch den Erreger *Pasteurella multocida* ausgelöst wird. Bei der Pasteurellose des Meerschweinchens lassen sich ein akuter und

eine chronischer Verlauf unterscheiden. Die akute Form, die unbehandelt tödlich enden kann, ist durch einen hämorrhagisch-septikämischen Verlauf gekennzeichnet, d.h. die Tiere leiden an inneren Blutungen, nachdem die Erreger in die Blutbahn übergetreten sind. Bei der chronischen Form sind die Tiere apathisch und zeigen ein struppiges Fell. Häufig haben die Meerschweinchen Atembeschwerden (Dyspnoe), Nasenausfluss, eine Bindehautentzündung (Konjunktivitis) bis hin zu einer schweren Lungenentzündung (Pneumonie). Mitunter ist auch noch das Mittel- oder das Innenohr in Mitleidenschaft gezogen und die Tiere zeigen einen Schiefhaltung des Kopfes (Torticollis). Eine Ansteckung erfolgt über eine Tröpfcheninfektion (aerogen) oder über den Mund (peroral) durch mit Mäuse-, Ratten- oder Kaninchenkot verunreinigtes Grünfutter. Häufig treten als Ansteckungsquelle auch infizierte Meerschweinchen auf, bei denen selber die Krankheit nicht zum Ausbruch kommt. Eine Diagnose und Behandlung der Pasteurellose mit Hilfe von Antibiotika muss von einem Tierarzt durchgeführt werden.

Neben der Pasteurellose kann beim Meerschweinchen auch noch eine, durch verschiedene Erreger ausgelöste Entzündung der Lungen oder Bronchien auftreten. Eine Lungenentzündung wird dabei von *Klebsiella pneumoniae*, eine Bronchopneumonie von *Streptococcus zooepidemicus*, *S. pneumoniae* oder *Bordetella bronchiseptica* ausgelöst. Zu beachten ist, dass diese Erreger auch als Sekundärinfektion bei einer Pasteurellose auftreten können. Als Symptome können Husten, Niesen, Nasenausfluss (mitunter blutig), Atembeschwerden und Bindehautentzündung beobachtet werden. Die Tiere sind apathisch und zeigen Fressunlust. In schweren Fällen kann die Infektion auch auf das Mittel- oder Innenohr und auf das Gehirn übergreifen, was dann ebenfalls einen Schiefstellung des Kopfes (Torticollis) bewirken kann. Da die Symptome, die die oben genannten Erreger hervorrufen, sehr ähnlich sind, kann letztendlich nur der Tierarzt Gewissheit über die Art des Erregers und damit auch über die nachfolgende Behandlung der Tiere geben.

Für den Laien nicht immer eindeutig von einer bakteriellen Atemwegsinfektion zu unterscheiden ist eine Infektion der Atemwege mit bestimm-

ten Viren (Adenovirenpneumonie), die ebenfalls zu Symptomen ähnlich denen einer Lungenentzündung führt. Die Sterblichkeitsrate bei einer solchen Virenpneumonie liegt bei nahezu 100 Prozent, da bislang keine gezielte Behandlung bekannt ist (da Viren über keinen eigenen Stoffwechsel verfügen, gibt es kaum Medikamente, die das Virus direkt angreifen). In den meisten Fällen wird der Tierarzt dazu raten, das betroffene Tier einzuschläfern, um eine Verbreitung der Krankheit auf andere Tiere zu verhindern.

Eine weitere Erkrankung des Atemtraktes die bei Meerschweinchen auftreten kann ist die Rodentiose oder Pseudotuberkulose, die durch eine Infektion mit *Yersinia (Pasteurella) pseudotuberculosis* ausgelöst wird. Auch hierbei kann eine selten auftretende akute Form, bei der der Tod innerhalb von 24 Stunden eintreten kann, von einer häufiger auftretenden, chronischen Form unterschieden werden. Die chronische Verlaufsform äußert sich durch eine Abmagerung, Durchfall, Husten und Atemnot. In Extremfällen kommt es zu einer Abszessbildung an den Halslymphknoten. Eine Ansteckung erfolgt über eine Tröpfcheninfektion bzw. über mit dem Kot anderer Nagetiere verunreinigtes Grünfutter. Auch in diesem Fall kann eine eindeutige Diagnose nur der Tierarzt stellen. In der Regel ist eine Behandlung der Rodentiose wenig Erfolg versprechend und häufig wird auch dazu geraten, das befallene Tier einschläfern zu lassen, da geheilte Meerschweinchen weiterhin als Infektionsquelle in Frage kommen, auch ohne selber erneut zu erkranken.

Bei einem nachgewiesenen Befall eines Meerschweinchens mit *Streptococcus pneumoniae* oder *Yersinia pseudotuberculosis* ist darauf zu achten, dass auch Menschen und hier vor allem Kinder von diesen Erregern infiziert werden können. Es sind daher die nötigen hygienischen Maßnahmen zu treffen, um dies zu vermeiden.

Bei Meerschweinchen wird mitunter noch eine allergische Reaktion auf bestimmte Einstreumaterialien (meistens Holzspäne) beobachtet, die sich in rasselnden Atemgeräuschen, Husten und einem Ausfluss aus Augen und Nase äußert. In einem solchen Fall bringt in der Regel der Austausch der Sä-

gespäne gegen Presspellets oder Granulat als Einstreu die gewünschte Abhilfe.

### 2.7.6 Herz- und Kreislaufkrankungen

Auch bei Meerschweinchen kommt es mitunter zum Kreislaufversagen, was verschiedene Ursachen haben kann. Zum Einen können hierfür Herzerkrankungen wie ein Herzbeutelerguß (Hydroperikard) oder eine Herzklappeninsuffizienz in Frage kommen. Eine solche Herzklappeninsuffizienz kann angeboren sein, oder bei älteren Tieren durch Gewebeerterung entstehen. Neben diesen Erkrankungen können auch ein Hitzschlag oder eine Über- oder Unterfunktion der Schilddrüse zu einem Kreislaufversagen führen. Darüber hinaus sind manchmal auch schwere traumatische Einwirkungen Ursache für ein Kreislaufversagen.

Ein Kreislaufversagen äußert sich häufig unspezifisch. Für den Laien erkennbar sind kalte Extremitäten und eine relativ kühle Körperoberfläche in Folge einer Unterkühlung (Hypothermie) sowie blasse, da wenig durchblutete Schleimhäute. Im Vorfeld sind die Tiere schwach und unruhig und neigen zu rascher Ermüdung, leiden unter Atemnot (Dyspnoe) und zeigen einen erhöhten Herzschlag (Tachykardie) und eine Erhöhung der Atemfrequenz (Tachypnoe). Als Folge einer Herzinsuffizienz, vor allem der linken Herzkammer, kann es zur Ausbildung eines Lungenödems (Austreten von Blutflüssigkeit in die Alveolen der Lunge) kommen, was allerdings nur vom Tierarzt festgestellt werden kann.

Die Behandlung durch einen Tierarzt kann die Gabe von Kortison, eine Sauerstoffzufuhr, eine Zufuhr von Elektrolyten und Glukose sowie die Verabreichung herzstärkender Mittel umfassen. Oftmals ist auch eine langsame Wärmezufuhr zu empfehlen.

### 2.7.7 Neurologische Symptome

Als eine Erkrankung des Nervensystems tritt bei Meerschweinchen hin und wieder eine Gehirnrückenmarks-Entzündung, die sogenannte „Meerschweinchenlähme“ auf. Die betroffenen Tiere zeigen ein gesträubtes Fell und sitzen apathisch in ei-



ner Ecke des Käfigs. Es kommt zu Atembeschwerden und die Muskulatur von Hals, Schulter und Rücken fängt unkontrolliert an zu zucken. Im weiteren Verlauf der Krankheit kommt es zu Lähmungserscheinungen besonders der Hinterextremitäten. Der Erreger der Meerschweinchenlähme ist unbekannt. Vermutet wird eine Virusinfektion, eventuell mit *Encephalitozoon cuniculi*, welcher die Encephalitozoonose („Sternguckerkrankheit“; siehe Kapitel 1.7.3, S. 22) beim Kaninchen hervorruft. Eine Heilung ist so gut wie ausgeschlossen; Gaben von Vitamin B und Vitamin C sollen in frühen Stadien den Krankheitsverlauf positiv beeinflussen.

Zu einer Schädigung des Gehirns kann es auch als Folge einer Mittel- oder Innenohrentzündung kommen, wenn die daran beteiligten Bakterien (*Streptococcus*, *Bordetella*, *Pseudomonas* oder *Staphylococcus*) auf das Gehirn übergreifen. Die betroffenen Meerschweinchen leiden dann an Gleichgewichtsstörungen und einer Kopfschiefhaltung (*Torticollis*). Eine Behandlung der Infektion durch den Tierarzt mit Antibiotika ist oftmals nicht erfolgreich.

Vor allem in den Sommermonaten, können neurologische Symptome wie Muskelzittern oder Störungen der Bewegungskoordination (*Ataxie*) beim Meerschweinchen durch einen Hitzschlag hervorgerufen werden. Im Extremfall zeigen die betroffenen Tiere Krämpfe bis hin zum Kreislaufversagen. Ein bevorstehender Hitzschlag zeigt sich meistens durch Apathie, einer beschleunigten Atmung (*Tachypnoe*) und einen beschleunigten Puls (*Tachykardie*). Gefördert wird ein Hitzschlag durch zu hohe Umgebungstemperaturen über 28 °C und eine hohe Luftfeuchtigkeit von über 70 %, etwa wenn die Tiere bei schwülem Wetter der direkten Sonne ausgesetzt sind und keine Möglichkeit haben, einen schattigen Platz aufzusuchen. Zusätzlich wirkt sich eine Fettleibigkeit und zu wenig bzw. zu warmes Wasser negativ auf die Hitzetoleranz der Meerschweinchen aus. Bei einem Hitzschlag sollten die Tiere in eine kühle, dunkle Umgebung gebracht werden und mit kühlem, aber nicht eiskaltem Wasser besprüht oder in ein feuchtes Tuch eingewickelt werden, bis sich die Körpertemperatur wieder normalisiert hat. Im Interesse des Tieres sollte ein Tierarzt aufgesucht werden, der gegebenenfalls ein kreislaufstärkendes Mittel verabreichen kann.

### 2.7.8 Erkrankungen des Bewegungsapparates

Eine vor allem bei Satin-Meerschweinchen häufig auftretende Erkrankung des Bewegungsapparates ist eine Stoffwechselstörung bei der den Knochen Kalzium entzogen und die Knochengrundsubstanz durch weiches Bindegewebe ersetzt wird (bei einer solchen Osteodystrophie können bei den betroffenen Tieren spontane Knochenbrüche auftreten). In erster Linie sind hiervon die Oberschenkelknochen sowie der Kiefer betroffen. Die Tiere bevorzugen auf Grund der Schmerzen beim Kauen weiche Futtersorten und zeigen eine fortschreitende Bewegungsstörung bis hin zu völliger Bewegungsunfähigkeit. Ausgelöst wird diese Stoffwechselstörung, für die es keine Heilung gibt, vermutlich durch einen genetischen Defekt. Da die Krankheit vererbt wird und die betroffenen Tiere eingeschläfert werden müssen, sollte auf die Zucht von Satin-Meerschweinchen verzichtet werden.

Bei älteren Meerschweinchen treten manchmal Knochentumore (*Osteosarkome*) v.a. an den Oberarmknochen auf und die Tiere können an Arthrosen, d.h. chronischen, degenerativen Veränderungen der Gelenke leiden. Beide Erkrankungen sind mit Schmerzen bei der Bewegung verbunden. Knochentumore sind in der Regel nicht behandelbar, so dass die betroffenen Tiere meistens eingeschläfert werden müssen. Die Behandlung von Arthrosen beschränkt sich überwiegend auf die Gabe schmerzstillender Mittel.

Vor allem fehlernährte, übergewichtige Tiere neigen außerdem zu Bildung entzündlicher Sohlengeschwüre (*Pododermatitis*), was in Kapitel 2.7.1 (S. 2.7.1) bereits angesprochen wurde.

### 2.7.9 Erkrankungen des Harn- und Geschlechtsapparates

Die wohl häufigste Erkrankung der weiblichen Geschlechtsorgane stellen Zysten der Eierstöcke (*Ovarialzysten*) dar, die bei etwa 80 % der weiblichen Meerschweinchen auftreten. Ein deutlicher Hinweis auf das Vorhandensein solcher Zysten sind ein beidseitiger Haarausfall an der Flankenregion und eine im Krankheitsverlauf zunehmende Umfangsvermehrung im Bereich des Bauchraums. Häufig

sind Ovarialzysten begleitet von Apathie, Appetitmangel und Atemnot. Es können zwei Zystenformen unterschieden werden; große, hormonell inaktive und kleine, hormonell aktive Zysten. Die großen Zysten führen hauptsächlich durch das Verdrängen anderer Organe der Bauchhöhle zu Verdauungsstörungen, wenn hierdurch die Darmtätigkeit beeinträchtigt wird (siehe hierzu auch Kapitel 2.7.4, S. 55). Die kleinen, hormonell aktiven Zysten führen zu einer vermehrten Produktion von Östrogenen (weiblichen Geschlechtshormonen) wodurch es zu einer Schädigung des Knochenmarks (Knochenmarksdepression) kommt, was die Tiere wiederum anfälliger gegenüber Infektionskrankheiten macht (im Knochenmark werden Bestandteile des Immunsystems produziert). Häufig sterben die betroffenen Tiere in diesem Fall an einer nicht behandelungsfähigen Lungenentzündung. Ovarialzysten können vom Tierarzt operiert werden, wobei in der Regel die gesamten Eierstöcke entfernt werden.

Eine Erkrankung der Gebärmutter weiblicher Tiere kann sich in einer Größenzunahme der Gebärmutterschleimhaut (Endometriumhyperplasie), in einem Gebärmuttertumor oder seltener in einer Gebärmutterentzündung äußern. Die Größenzunahme der Gebärmutterschleimhaut wird in der Regel durch einen erhöhten Östrogenspiegel (etwa durch die Bildung hormonell aktiver Ovarialzysten, s.o.) ausgelöst. Ein Indiz für eine Endometriumhyperplasie ist eine Blutbeimengung im Urin der betroffenen Tiere. Eine Behandlung ist schwierig und häufig mit einer operativen Entfernung der Eierstöcke und eines Großteils der Gebärmutter verbunden. Ähnliches gilt für die Gebärmuttertumore. Mitunter können Gebärmuttertumore streuen und Metastasen in der Lunge bilden.

Bei weiblichen Meerschweinchen ebenfalls häufig ist eine Gesäugeentzündung (Mastitis), die während der oder im Anschluss an die Laktation auftritt. Das Gesäuge schwillt an, ist gerötet, verhärtet und schmerzempfindlich. Hervorgerufen wird eine solche Entzündung durch Streptokokken, Staphylokokken oder auch *Pasteurella multocida* (der Erreger der Pasteurellose (siehe auch Kapitel 2.7.5, S. 57)). Gefördert wird eine Mastitis durch eine raue Einstreu. Als Behandlung können kühlende Umschläge angelegt werden und das Gesäuge mit ent-

zündungshemmenden Salben versorgt werden. Mitunter kann auch die Gabe von Antibiotika oder sogar die operative Entfernung des Gesäuges (Mastektomie) nötig werden.

Mitunter können vor allem bei älteren Meerschweinchen an den Brustwarzen bösartige Tumore (Adenokarzinome) auftreten, die meistens auf einen zu hohen Östrogenspiegel (auch der männliche Organismus produziert in einem gewissen Umfang Östrogene) zurückzuführen sind. Eine Behandlung ist in den meisten Fällen nicht möglich.

Als eine Erkrankung der Harnwege kann bei Meerschweinchen eine Blasenentzündung (Zystitis) auftreten. Als Symptome sind häufiges Harnlassen kleiner Mengen Urins sowie das Vorkommen von Blut (bzw. roten Blutkörperchen) im Urin zu werten. Die möglichen Ursachen für eine Blasenentzündung sind vielfältig und reichen von einer bakteriellen Infektion (Staphylokokken, Streptokokken, Pseudomonaden) über eine Verletzung der Blase durch Harngrieß oder Blasensteine bis hin zu einer Zuckerkrankheit (*Diabetes mellitus*). Eine Behandlung durch den Tierarzt erfolgt durch Antibiotikagaben, die Infusion einer Kochsalzlösung und Gaben von Vitamin C.

Zur Bildung von Harn- oder Blasensteinen kommt es, wie schon in Kapitel 2.7.1 (S. 52) erwähnt, durch eine Überversorgung mit Kalzium (bei einem Kalziumanteil des Futters von mehr als 0,6 % für ausgewachsene Tiere). Gefördert wird eine Steinbildung außerdem durch ungenügende Verfügbarkeit an Trinkwasser sowie zu hohe Gaben von Vitamin D. Betroffene Tiere haben kolikartige Schmerzen vor allem beim Wasser lassen und der Urin kann durch Beimengungen von Blut rot gefärbt sein. Zeitweise nehmen die Tiere eine gekrümmte Körperhaltung ein und knirschen vor Schmerz deutlich hörbar mit den Zähnen. Die Steine können operativ aus der Blase oder dem Harnleiter entfernt werden oder auch mittels Ultraschall zertrümmert werden. Mitunter erfolgt auch ein Spontanabgang nach Gabe von krampflösenden Medikamenten. Vorbeugend ist darauf zu achten, dass den Tieren immer frisches Trinkwasser zur Verfügung steht und auf die Fütterung stark kalziumhaltiger Futtermittel (Luzerne, Grün-

pellets) verzichtet wird. Die Fütterung von Löwenzahn ist trotz hoher Kalziumkonzentration unbedenklich, da dieser harnfördernd wirkt.

### 2.7.10 Erkrankungen des Auges

Eine bislang nur beim Meerschweinchen bekannte Erkrankung des Auges ist die Bildung von Knochengewebe im Ziliarkörper (osseäre Choristie). Der Ziliarkörper dient zur Aufhängung der Augenlinse und bewirkt deren Fokussierung auf unterschiedlich weit entfernte Gegenstände (Akkommodation). Wodurch diese Knochenbildung genau hervorgerufen wird ist bislang unbekannt, steht aber wohl in Zusammenhang mit einer vermehrten Ansammlung von Vitamin C im Ziliarkörper. In der Regel bleibt diese Knochenbildung ohne Symptome und muss daher auch nicht behandelt werden. Mitunter kommt es aber zur sekundären Bildung eines Glaukoms (Grüner Star).

Eine Entzündung des Tränensacks oder Tränenkanals (Dakryozystitis) kann durch eine Verstopfung im Tränennasengang entstehen, die zu einem Rückstau der Tränenflüssigkeit und einer Schädigung des umliegenden Gewebes führt, welches sich anschließend durch eine Einnistung von Bakterien oder Pilzen entzünden kann. Mitunter greifen auch Entzündungen der oberen Backenzähne auf den Tränensack über. Eine solche Entzündung wird vom Tierarzt in der Regel mit einem Antibiotikum behandelt.

Eine Trübung der Augenlinse beim Meerschweinchen kann verschiedene Ursachen haben. Dies kann beispielsweise altersbedingt oder auch erblich bedingt in Form eines Grauen Stars (Katarakt) erfolgen. Des Weiteren kann für eine Trübung der Augenlinse auch eine Zuckerkrankheit (*Diabetes mellitus*) verantwortlich sein. Beim Meerschweinchen kann auch ein Mangel an mit der Nahrung aufgenommenem Tryptophan (eine Aminosäure) Ursache für die Bildung eines Kataraktes sein. In einem solchen Fall kann die zusätzliche Gabe von Tryptophan zum Futter (0,1 – 0,2 %) Abhilfe schaffen. In allen anderen Fällen besteht keine Aussicht auf Heilung. Der beim Menschen durchgeführte Austausch der Linse gegen eine Kunststofflinse ist beim Meerschweinchen nicht üblich.

# Kapitel 3

## Goldhamster

### 3.1 Historie

Der Syrische Hamster (wissenschaftl. *Mesocricetus auratus*) oder Goldhamster wird, wie auch das Meerschweinchen (siehe Kapitel 2, S. 30), zur großen Gruppe der Nagetiere (Ordnung Rodentia) gezählt. Die oftmals zu lesende Bezeichnung „Syrischer Goldhamster“ ist eine Tautologie ähnlich wie die Bezeichnung „weißer Schimmel“ und die Bezeichnung „Goldhamster“ trifft einzig auf den Syrischen Hamster zu (andere *Mesocricetus*-Arten sind nicht goldfarben, s.u.). Deshalb sollten die Tiere entweder mit „Syrischer Hamster“ oder mit „Goldhamster“ angesprochen werden.

Die Gattung *Mesocricetus*, zu deutsch auch mitunter als „Mittelhamster“ bezeichnet, umfasst neben dem Syrischen Hamster noch drei weitere Arten: den Rumänischen oder Dobrudscha-Hamster (*Mesocricetus newtoni*) aus dem östlichen Rumänien und dem nordöstlichen Bulgarien, den Schwarzbrusthamster (*Mesocricetus raddei*) nördlich des Großen Kaukasus zwischen dem Asowschen und dem Kaspischen Meer und den Türkischen Hamster (*Mesocricetus brandti*) in der östlichen Türkei, im südlichen Georgien, Armenien und dem nördlichen Iran (vergl. Abb. 3.1, S. 65).

Die Mittelhamster (Gattung *Mesocricetus*) werden zusammen mit dem Feldhamster (*Cricetus cricetus*, manchmal auch Großhamster genannt), den Grauen Zwerghamstern (Gattung *Cricetulus*), den Kurzschwanz-Zwerghamstern (Gattung *Phodopus*), den Mongolischen Zwerghamstern (Gattung *Allocricetulus*), dem Gansu-Zwerghamster (*Cansumys canus*) sowie dem Rattenartigen Zwerghamster (*Tscherskia triton*) zur Unterfamilie der

### Steckbrief Goldhamster

Kopf-Rumpf-Länge:	bis 18 cm
Gewicht:	bis 113 g
Zahnformel:	$\frac{1003}{1003} = 16$
Ernährung:	vegetarisch/tierisch
Sozialverhalten:	solitär
Wurfgröße:	7 (2 – 14) Jungtiere
Wurfanzahl pro Jahr:	3 (2 – 5) Würfe/a
Tragzeit:	ca. 16 – 19 Tage
Entwöhnung nach	20 Tagen
Geschlechtsreife	
Männchen:	7 – 8 Wochen
Weibchen:	6 – 7 Wochen
Lebenserwartung:	2 – 3 Jahre

Hamster (Cricetinae) und diese wiederum mit einer Reihe anderer Unterfamilien, darunter beispielsweise auch den Rennmäusen (Unterfamilie Gerbillinae), zur Familie der Wühler (Cricetidae) gezählt.

Die ersten Vertreter aus der Familie der Wühler (Cricetidae) sind fossil bereits seit dem Oligozän (der Zeitraum vor 33,9 bis 23 Millionen Jahren) bekannt; die ältesten Vertreter der Hamster (Unterfamilie Cricetinae) kennt man seit dem frühen Miozän (der Zeitraum vor 23 bis 5,3 Millionen Jahren). Die Gattung der Mittelhamster (*Mesocricetus*) taucht erstmals in Asien am Übergang vom Pliozän zum Pleistozän (vor etwa 1,8 Millionen Jahren) auf. Aus Europa ist diese Gattung ab dem späten Pleistozän (der Zeitraum vor 126 000 bis 11 800 Jahren) bekannt.

Der Syrische Hamster wurde das erste Mal 1797 von den Brüdern ALEXANDER und PATRIK RUSSEL, die als britische Ärzte in Aleppo in Syrien tätig waren, in der Literatur erwähnt. Wissenschaftlich beschrieben wurde die Art aber erst 1839 von GEORGE ROBERT WATERHOUSE auf Grundlage des Fells und Schädels eines erwachsenen Weibchens (WATERHOUSE selber hat nie einen lebenden Goldhamster zu Gesicht bekommen). Von diesem wurde der Goldhamster allerdings noch als *Cricetus auratus* bezeichnet und damit verwandtschaftlich in die Nähe des Feldhamsters gerückt. Der heutige Gattungsnahme „*Mesocricetus*“ für den Goldhamster und dessen Verwandte stammt von dem Berliner Zoologen ALFRED NEHRING, der sich 1898, auf Grund der deutlichen morphologischen und anatomischen Unterschiede zu den Gattungen der Großhamster (*Cricetus*) und der Zwerghamster (*Cricetulus*), für diesen Namen entschied.

### 3.1.1 Domestikation und Haltung als Heimtier

Im Vergleich zu anderen Haustieren ist der Verlauf der Domestikation des Syrischen Hamsters relativ exakt nachzuvollziehen. Die ersten in Gefangenschaft gehaltenen und vermehrten Goldhamster stammen von einer Feldexpedition des Zoologen ISRAEL AHARONI, der von seinem Kollegen, dem Parasitologen SAUL ADLER gebeten wurde, ihm für seine Forschung einige Grauhamster (*Cricetulus migratorius*) für den Aufbau einer Zucht zu besorgen. Bei Grabungen in der Nähe von Aleppo im Norden Syriens gelang es dem Team um AHARONI im April 1930 schließlich, auf einem Weizenfeld einen Goldhamsterbau auszugraben. In der Nestkammer des Baues befand sich ein erwachsenes Weibchen mit 11, noch relativ kleinen Jungtieren (die Tiere hatten die Augen noch nicht geöffnet). Die Bauanlage dieses Goldhamsterweibchens soll sich bis auf 2,5 m Tiefe ausgedehnt haben, wobei es sich hier wohl um einen Übersetzungsfehler handeln dürfte. Wenn man davon ausgeht, dass der Bau nicht in Metern, sondern in Fuß vermessen wurde, dann entspricht 2,5 Fuß etwa 80 cm und damit der durchschnittlichen Bautiefe, die bei späteren Untersuchungen festgestellt wurden (solche Verwechslungen kommen gerade bei Übersetzungen fremdsprachlicher Texte immer wieder vor).

Da die Mutter in Folge der Gefangennahme ein Jungtier totbiss, wurden nur die 10 verbleibenden Jungtiere mitgenommen. Von diesen 10 Jungtieren verstarben 6 weitere, so dass nur 4 Tiere, drei Männchen und ein Weibchen, übrig blieben, mit denen an der Universität von Jerusalem eine Zucht begonnen wurde. Bereits im ersten Jahr konnten, ausgehend von dem einen verbliebenen Weibchen, welches mit ihren Brüdern verpaart wurde, 150 Goldhamster nachgezüchtet werden. Von diesen Tieren stammt ein Großteil der bislang in menschlicher Obhut gehaltenen Tiere ab. Bereits im Jahr 1931 wurden einige Tiere von SAUL ADLER nach Frankreich und England gebracht und in England erfolgreich weiter vermehrt. Die englischen Goldhamster vermehrten sich so gut, dass 1937 erstmalig auch Tiere an Privatpersonen abgegeben werden konnten. Im Jahr 1938 wurden, wiederum durch die Vermittlung von S. ADLER, die ersten Goldhamster nach Nordamerika eingeführt. Von hier aus erfolgte dann die eigentliche weltweite Verbreitung der Art als Versuchs- und Heimtier. Aus den USA kamen 1948 die ersten fünf Goldhamster auf Anforderung des in München lebenden Tierarztes HANS BEHRINGER nach Deutschland, welcher mit diesen Tieren eine Zucht aufbaute und schon im ersten Jahr einige Exemplare an verschiedene Universitäten verkaufte. Etwa um 1950 war der Goldhamster als Versuchstier in weiten Teilen der Welt fest etabliert.

Neben diesen Tieren gab es im Laufe der Zeit immer wieder mal einzelne Wildfänge, von denen aber in der Regel nicht bekannt ist, in wie weit diese in die etablierte Zucht eingekreuzt wurden. So wurden bereits im Jahr 1880 einige Goldhamster von Aleppo nach Edinburgh in England gebracht, dort weitervermehrt und knapp 30 Jahre lang bis in das Jahr 1910 gehalten, bis die Zucht zusammenbrach. Im Jahr 1971 wurden weitere, in der Nähe von Aleppo gefangene, vier Männchen und acht Weibchen in die USA gebracht und mit diesen ein Zuchtstamm etabliert. Weitere Wildfänge wurden im Jahr 1998 (ein Männchen und zwei Weibchen) bzw. 1999 (sieben Männchen und sechs Weibchen) in das Institut für Zoologie der Universität Halle gebracht und hier ein neuer Zuchtstamm aufgebaut.

Bereits kurz nach Beginn der Zucht in menschlicher Obhut, wurden Goldhamster auch als Heimtiere gehalten. Für das Jahr 2007 wird von einem Bestand in bundesdeutschen Haushalten von etwa 6,6 Millionen Kaninchen, Meerschweinchen, Goldhamstern und anderen Kleintieren ausgegangen. Der Anteil an Goldhamstern an dieser Zahl beträgt ca. 22 %, so dass alleine in der Bundesrepublik im Jahr 2007 etwa 1,5 Millionen Goldhamster gehalten wurden. Besonders bei der Heimtierhaltung von Kleintieren ist in den letzten Jahren ein ständiger Anstieg zu beobachten gewesen.

### 3.2 Natürlicher Lebensraum und Verbreitung

Trotz der weiten Verbreitung des Syrischen Hamsters als Versuchs- und Haustier ist, ähnlich wie beim Meerschweinchen, nur sehr wenig über seine natürliche Verbreitung und so gut wie gar nichts über seine natürliche Lebensweise bekannt.

Das natürliche Verbreitungsgebiet des Goldhamsters ist auf den Norden Syriens und einen kleinen Teil der südlichen Türkei beschränkt (siehe Abb. 3.1, S. 65). Der Großteil liegt in der fruchtbaren, dicht besiedelten Ebene im Umfeld der syrischen Stadt Aleppo zwischen 280 und 380 Höhenmeter. In der Türkei scheint der Syrische Hamster sehr selten zu sein, da hier lediglich drei Vorkommen bekannt sind. Im Norden wird das Verbreitungsgebiet der Art vom türkischen Teil des Taurus-Gebirges, im Westen vom nordsyrischen Kalksteinmassiv, im Osten vom Euphrat und im Süd-Osten von der syrischen Steinsteppe begrenzt. Die südliche Ausbreitungsgrenze des Goldhamsters liegt auch nach neueren Untersuchungen noch nicht genau fest und reicht möglicherweise bis zum Beginn der syrischen Wüste. Wie Fossilfunde in Israel und genetische Untersuchungen belegen, war der Goldhamster vor etwa 40 000 bis 75 000 Jahren während der Weichsel- bzw. Würmkaltzeit (vor 115 000 bis 10 000 Jahren) allerdings vor allem nach Süden hin viel weiter verbreitet als heute. Die seit dem Pleistozän (vor 1 800 000 bis 11 700 Jahren) andauernde Zunahme der Trockenheit und die damit verbundene Wüstenbildung könnte das Verbreitungsgebiet des Syrischen Hamster auf das heutige

Areal (siehe Abb. 3.1) eingeschränkt haben.

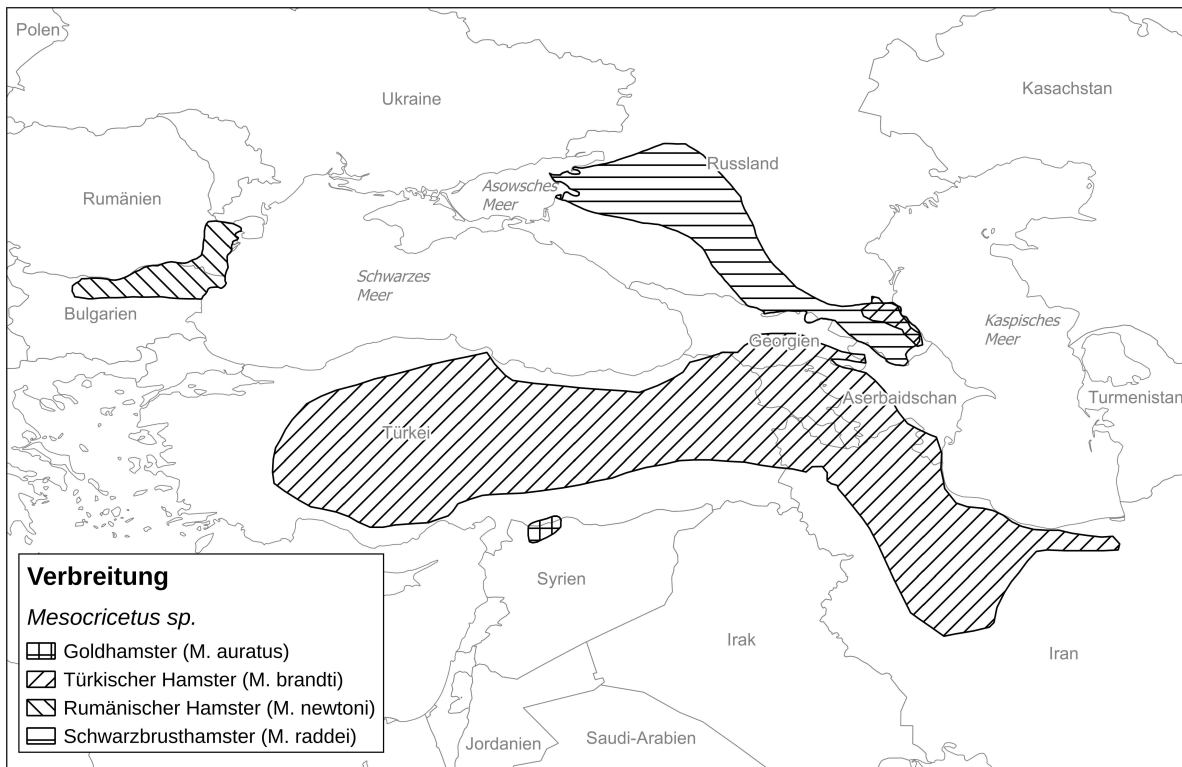
In dieser Region herrscht ein kontinentales Klima mit ausgeprägten täglichen und saisonalen Temperaturschwankungen. Während des Winters ist es nass und mit durchschnittlich 10 °C relativ kühl. Zum Teil fällt auch Schnee und die Temperaturminima liegen zwischen -4 bis -9 °C. Im Sommer überschreitet die Temperatur um die Mittagszeit häufig 35 °C. In den frühen Morgenstunden kann das Thermometer jedoch auch im Sommer auf weniger als 10 °C fallen. Die Menge des jährlichen Niederschlags ist mit etwa 330 mm bei den vorherrschenden Temperaturen sehr gering und die Niederschläge fallen hauptsächlich während der Wintermonate.

Goldhamster bevorzugen in ihrem natürlichen Verbreitungsgebiet sandige Tonböden, die sich gut für das Anlegen ihrer Baue eignen.

Es wird zwar immer wieder behauptet, dass die Art die Halbwüsten und Steppengebiete Syriens und der Türkei bewohnt, dafür konnte bei den aktuellen Untersuchungen im Freiland jedoch keinerlei Anhaltspunkte gefunden werden. Bei Quellen, in denen von Funden des Syrischen Hamsters in Steppenhabitaten berichtet wird, handelt es sich möglicherweise um eine Verwechslung mit dem Türkischen Hamster (*Mesocricetus brandti*).

Die eventuell im aktuellen Verbreitungsgebiet des Syrischen Hamsters einmal vorhanden gewesene Steppenvegetation ist auf Grund der dichten Besiedlung dieser Region größtenteils durch den Menschen zu ackerbaulich genutzten Flächen umgewandelt worden. Angebaut werden hier nun überwiegend einjährigen Kulturen wie Weizen, Gerste, Kichererbsen, Linsen, Tomaten, Gurken und Melonen. Rückzugsmöglichkeiten in Form von Brachflächen fehlen so gut wie vollständig. Einige wenige Tiere siedeln in den schmalen Grasstreifen rund um die für die Feldbewässerung benötigten Brunnenlöcher bzw. in den Randstreifen entlang von Straßen. Damit ähneln Goldhamster in ihrer Lebensweise stark dem Europäischen Feldhamster (*Cricetus cricetus*), der zumindest in Deutschland ebenfalls hauptsächlich Ackerflächen besiedelt. Ähnlich wie dieser, so wird auch der Goldhamster zusammen mit der Levante-Wühlmaus (*Microtus socialis*) von





**Abbildung 3.1:** Aktuelle Verbreitung des Goldhamsters (*Mesocricetus auratus*), des Türkischen Hamsters (*M. brandti*), des Rumänischen Hamsters (*M. newtoni*) und des Schwarzbrusthamsters (*M. raddei*).

den lokalen Landwirten als Ernteschädling betrachtete und entsprechend mit Fallen und dem Auslegen von Giftködern bekämpft.

Goldhamster graben eigene Baue, die im Mittel bis 65 cm tief reichen (35 bis 105 cm) und eine mittlere Ganglänge von etwa 200 cm aufweisen (90 bis 900 cm). Unter Umständen legen Weibchen mit Jungtieren größere Baue als Männchen und nicht trüchtige Weibchen an, die dann eine beträchtlich größere Ganglänge aufweisen können. Wie schon in Kapitel 3.1.1 (siehe S. 63) erwähnt, sind in der Literatur immer wieder beschriebene Bautiefen des Goldhamsters von 2,5 m wohl auf einen Übersetzungsfehler zurückzuführen (die Bautiefe wurde höchstwahrscheinlich in Fuß und nicht in Metern gemessen: 2,5 Fuß entspricht 76,2 cm). Generell scheint sich besonders in der populärwissenschaftlichen Beschreibung von Tier- und auch Pflanzenarten die Unart eingebürgert zu haben, hauptsächlich über die Rekordleistungen einzelner Individuen zu

berichten. Dies vermittelt ein völlig falsches Bild über die Leistungen der entsprechenden Tier- oder Pflanzenart, da solche Höchstleistungen in der Regel Ausnahmefälle sind, die nur von einzelnen Individuen erreicht werden. Bei einer wirklich repräsentativen Beschreibung einer Art vermittelt die Angaben von Durchschnitts- bzw. Minimal- und Maximalwerten ein wesentlich genaueres und detaillierteres Bild dieser Art.

Die Bauanlagen sind im Vergleich zu denen des Europäischen Feldhamsters relativ einfach gestaltet und bestehen aus einer im Durchschnitt 28 cm langen, senkrechten Röhre, die in einen leicht abwärts geneigten Gang übergeht, welcher seinerseits zur Nestkammer führt. Wenn sich die Tiere im Bau aufhalten, so ist die senkrechte Röhre in der Regel mit Erde verschlossen. Die nahezu runde Nestkammer befindet sich im Mittel etwa 60 cm unterhalb der Erdoberfläche, hat einen Durchmesser zwischen 10 und 20 cm, und wird mit trockenem Pflanzen-

material ausgekleidet. Von der Nestkammer zweigen mindestens zwei weitere Gänge ab, von denen einer zum Absetzen von Urin benutzt wird, während der andere Gang bzw. die anderen Gänge als Vorratsspeicher dienen. Als kürzeste Distanz zwischen zwei besetzten Goldhamsterbauen wurde bei Freilanduntersuchungen eine Entfernung von etwa 120 m ermittelt und pro Bauanlage wurde jeweils nur ein erwachsenes Tier angetroffen.

Als Vorrat wird hauptsächlich grünes Pflanzenmaterial wie etwa das Laub der Kichererbse (*Cicer arietinum*) eingetragen, wobei sich die Zusammensetzung des Vorrats im Wesentlichen danach richtet, welche Kulturpflanze im Lebensraum des entsprechenden Tieres gerade angebaut wird.

Natürliche Feinde des Goldhamsters sind Rotfüchse (*Vulpes vulpes*), Haushunde, verschiedene Nachtgreifvögel (Schleiereule, *Tyto alba*; Steinkauz, *Athene noctua*), Taggreife (Adlerbussard, *Buteo rufinus*; Wiesenweihe, *Circus pygargus*; Turmfalke, *Falco tinnunculus*), Weißstörche (*Ciconia ciconia*) sowie einige Schlangen (Levanteotter, *Vipera lebetina*; Pfeilnatter, *Coluber jugularis*; Diademnatter, *Spalerosophis diadema*). Eine größere Gefährdung geht von diesen Beutegreifern aber wahrscheinlich nicht aus, da diese entweder selten sind, oder durch den Menschen intensiv bejagt werden. Die größte Bedrohung des Goldhamsters geht – wie bei vielen anderen Tieren auch – von den Menschen aus. Dies ist zum einen auf die weiter oben schon angesprochene direkte Bekämpfung und zum anderen auf die Bewirtschaftungsweise der Ackerflächen zurückzuführen. Nach der Ernte werden die auf den Feldern verbliebenen Ernterückstände entweder abgebrannt und anschließend untergepflügt oder es erfolgt eine Stoppelbeweidung mit Schafen. Beides hat zur Folge, dass dem Goldhamster während dieser Zeit keine oder nur sehr wenig Nahrung zur Verfügung steht, sofern er vorher nicht einen ausreichenden Vorrat angelegt hat. Eine Möglichkeit, dem Tod durch Verhungern zu entgehen, besteht zwar in einer Abwanderung in Gebiete mit noch ausreichenden Nahrungsvorkommen, dadurch erhöht sich allerdings das Mortalitätsrisiko für die betroffenen Tiere. Durch eine solche Wanderung sind sie zwangsläufig gezwungen, sich oberirdisch zu bewegen und damit Prädatoren oder mitunter

auch dem Autoverkehr beim Überqueren von Straßen schutzlos ausgesetzt.

Von der International Union for Conservation of Nature (IUCN; Internationale Vereinigung zum Schutz der Natur) wird der Goldhamster aufgrund des Populationsrückgangs und der anhaltenden Bedrohung seines Lebensraumes durch den Menschen als „vulnerable“ (verwundbar) eingestuft (Stufe 5 in der neunstufigen Skala zur Bewertung des Risikos der Ausrottung einer Tierart). Auf Grund des Bevölkerungswachstums und der zunehmenden Intensivierung der Landwirtschaft im natürlichen Verbreitungsgebiet der Art, steht zu Vermuten, dass das Ausrottungsrisiko für den Goldhamster weiter steigen wird.

### 3.3 Morphologie und Anatomie

#### 3.3.1 Äußere Merkmale

Goldhamster erreichen eine Kopf-Rumpflänge von etwa 18 cm und ein Gewicht von bis zu 180 g. Die erwachsenen Weibchen werden in der Regel etwas größer und schwerer als gleichaltrige Männchen, was für Säugetiere eher ungewöhnlich ist. Es gibt aber auch Untersuchungen, die das Gegenteil ermittelt haben, das heißt, dass die Männchen größer als gleichaltrige Weibchen werden. Eine Begründung für diese abweichenden Ergebnisse ist wahrscheinlich, dass die Geschlechter abhängig von der Jahreszeit unterschiedliche Wachstumsraten aufweisen. So wachsen die Weibchen im Herbst schneller als die Männchen, während bei diesen die Wachstumsraten im Winter, Frühling und Sommer höher sind als bei den Weibchen. Außerdem bewirkt die mit abnehmender Tageslänge verminderte Produktion von Prolaktin (ein Hormon, welches unter anderem die Milchsekretion bei Säugetieren stimuliert) eine Gewichtszunahme der weiblichen Tiere im frühen Winter. Bei den Männchen führt der bei abnehmenden Tageslängen verminderte Testosteron-Spiegel (Testosteron ist das männliche Sexualhormon) zu einer vermehrten Fetteinlagerung und damit zu einer Gewichtszunahme. Je nachdem, zu welchem Zeitpunkt das Gewicht oder die Größe der Tiere bestimmt wird, sind dann ent-

weder die Weibchen schwerer, oder eben die Männchen.

Die namensgebende goldbraune Fellfärbung wildfarbener Tiere erstreckt sich über den Kopf, den Rücken und die Oberseite der Extremitäten. Die Umgebung der Mundöffnung, die Kehle, die Hände und Füße sowie der Schwanz sind weiß. Die Bauchseite ist schmutzigweiß und zeigt in der Brustregion einen dunklen Fleck, welcher in der Mitte durch einen undeutlichen hellen Streifen getrennt wird. Die relativ großen, aus dem Fell herausragenden Ohren sind nur spärlich behaart. Unterhalb der dunkel gefärbten Ohren verläuft in der Regel ein schwarzer Ohrenstreifen. Der Hörsinn ist sehr gut entwickelt und die Tiere können auch noch im Ultraschallbereich (Frequenzen von 35 kHz bis 1 GHz) hören, was Menschen nicht möglich ist. (das menschliche Hörvermögen liegt zwischen 20 und 20 000 Hz). So rufen beispielsweise Jungtiere im Ultraschallbereich nach dem Muttertier.

Obwohl Goldhamster vergleichsweise große Augen haben, die bei den Wildformen immer schwarz sind, können sie nicht besonders gut sehen. Die Tiere sind höchstwahrscheinlich farbenblind und können nur bis auf eine Entfernung von etwa einem Meter scharf sehen. Ein gutes Sehvermögen ist für die größtenteils unterirdisch lebenden Tiere allerdings auch eher zweitrangig. Für den Goldhamster wichtiger sind die in fünf Reihen seitlich der Nase angeordneten Vibrissen, die den Tieren, zusammen mit dem sehr gut ausgeprägten Geruchssinn, eine Orientierung in den Gängen des Baues ermöglichen.

Neben den hier beschriebenen wildfarbenen Formen, gibt es noch eine ganze Reihe von Zuchtformen, auf die im Einzelnen an dieser Stelle nicht eingegangen werden kann. Bei einem Teil der Zuchtformen scheint die Veränderung der Fellfärbung häufig mit Anomalien in der Ausbildung verschiedener Organe gekoppelt zu sein. Im Allgemeinen gilt, dass Änderungen in der Fellfärbung zu Beeinträchtigungen des Wachstums, der Fruchtbarkeit und der Lebensfähigkeit führen und die Tiere anfälliger gegenüber Krankheiten sind.

Die Unterscheidung zwischen männlichen und weiblichen Tieren ist nicht immer ganz einfach. Er-

wachsene weibliche Tiere, vor allem wenn sie gerade Jungtiere säugen, lassen sich noch relativ einfach an Hand der 7 bis 8, deutlich hervortretenden Zitzenpaare von den Männchen unterscheiden und auch fortpflanzungsaktive Männchen sind an den hervortretenden Hoden recht leicht zu erkennen. Bei jüngeren, noch nicht geschlechtsreifen Tieren sind die Männchen am sichersten an dem größeren Abstand zwischen der Urogenitalöffnung und dem After von den Weibchen zu unterscheiden, bei denen diese beiden Öffnungen viel näher beieinander liegen. Außerdem sind die Öffnungen von Vagina und Harnröhre beim weiblichen Tier deutlich getrennt.

Eine Besonderheit beim Goldhamster ist das sogenannte Seiten- oder Flankenorgan. Hierbei handelt es sich um ein paariges Drüsenfeld, welches sich beiderseits zwischen den Ansatzstellen der Vorder- und Hinterextremitäten der Tiere erstreckt. Die Haut ist in diesem Teil durch Pigmenteinlagerungen dunkel gefärbt und durch den Besatz mit nur wenigen, groben Haaren gekennzeichnet. In der Regel ist das Drüsenfeld nicht sichtbar, da es von den angrenzenden Haaren verdeckt wird. Das Flankenorgan männlicher Tiere ist in Länge und Breite sehr viel ausgeprägter als das der weiblichen Tiere (die Größe des Drüsenfeldes ist testosteronabhängig). Vor allem während der Fortpflanzungsphase sondern die Drüsen ein zähflüssiges Sekret ab, wobei dies wiederum bei den Männchen ausgeprägter als bei den Weibchen ist. Das Sekret der Flankendrüsen spielt bei der Fortpflanzung eine Rolle und wird vor allem von den Männchen auch zur Markierung ihres Territoriums genutzt (siehe hierzu auch Kapitel 3.5, S. 73).

### 3.3.2 Bewegungsapparat

Wild lebende Goldhamster legen eigene Bauanlagen an und verbringen den größten Teil ihres Lebens in diesen Bauen. Beim Graben der Gänge, der Nest- und Vorratskammer wird zuerst die Erde durch alternierenden Einsatz der Hände gelockert (diese Form des Grabens wird auch als „Scharrgraben“ bezeichnet) und unter den Bauch des Tieres geschoben, dann wird das gelockerte Erdreich unter zu Hilfenahme der Füße nach hinten geworfen. Durch langsames rückwärts gehen und wiederholten Einsatz der Hinterextremitäten wird die gelo-

ckerte Erde so nach und nach aus dem Bau befördert.

Die grabende Tätigkeit hat zu einigen Anpassungen im Bereich der Extremitäten und des Skeletts geführt. Die Finger und Zehen sind mit kräftigen Krallen versehen, die Hand- und Fußflächen sind unbehaart und vor allem die Hände sind mit einer kräftigen Hornhaut überzogen. An den Händen ist der Daumen fast vollständig zurückgebildet, während die Füße noch über fünf Zehen verfügen. Zur Erhöhung der Stabilität sind der Unter- und Oberarm relativ verkürzt und das Schlüsselbein ist vergrößert um der kräftig ausgebildeten Armmuskulatur eine größere Ansatzfläche zu bieten. Ebenso ist das Olecranon, ein Knochenfortsatz der Elle des Unterarms, ein Stück über das Unterarm-Gelenk hinaus verlängert, um für den Streckermuskel des Unterarms eine größere Ansatzstelle zu schaffen. Weiterhin ist der Dornfortsatz des zweiten Brustwirbels vergrößert, an dem die Muskulatur ansetzt, die zur Stabilisierung des Schultergürtels dient. Da die Hinterextremitäten viel weniger an der eigentlichen Grabarbeit beteiligt sind, sind hier auch keine besonderen Anpassungen zu finden.

Trotz der Anpassungen des Extremitätenskeletts an eine grabende Tätigkeit und der vorwiegend unterirdischen Lebensweise können Goldhamster recht gut klettern. Um ihren Bau durch die fast senkrechte Fallröhre verlassen zu können, haben die Tiere eine besondere Klettertechnik entwickelt, bei der sie den Rücken an die Gangwand drücken und sich mit den Vorder- und Hinterextremitäten an der gegenüberliegenden Wandung abstützen. Zur Aufwärtsbewegung in der Röhre wird der Körper mit den Füßen hochgedrückt, dann mit den Händen fixiert, während die Füße nachgezogen werden. Beim Klettern an dünneren Gegenständen, wie z.B. Ästen, wird der Gegenstand mit allen vier Extremitäten umklammert und die Tiere klettern in einer spiralförmigen Bewegung um die Längsachse des Astes oder eines anderen Gegenstandes daran hoch. Im Haus frei laufende Tiere können auf diese Weise sogar an herabhängenden Stromkabeln hochklettern.

Das Klettervermögen einer Tierart lässt sich ganz gut daran beurteilen, ob die Tiere in der Lage sind, an nahezu senkrechten Strukturen kopfüber

hinab zu klettern (extrem gute Kletterer wie z.B. Eichhörnchen können dies). Für den Goldhamster liegen in dieser Beziehung widersprüchliche Aussagen vor. Einige Autoren berichten, dass die Tiere mit dem Kopf voran abwärts klettern, andere bestreiten dies. Im Freiland bewältigen die Tiere die fast senkrechten Fallröhren in den eigenen Bau bei Gefahr jedenfalls mit dem Kopf voran.

Auch das Sprungvermögen ist in Anbetracht der Lebensweise des Goldhamsters relativ gut ausgeprägt. Entfernungen von bis zu 30 cm (immerhin mehr als das 1,5fache der eigenen Kopf-Rumpflänge) können die Tiere aus dem Stand heraus durch einen Sprung überbrücken.

Fühlen sich die Tiere sicher, so laufen sie normalerweise mit durchgedrückten Ellbogen- und Kniegelenken wobei der Körper deutlich vom Boden abgehoben wird. Ist ein Goldhamster dagegen unsicher, etwa wenn er sich über ihm unbekanntes Gelände bewegt, so drückt er Brust und Bauch beim Laufen an den Boden, indem er in den Ellbogen- und Kniegelenken einknickt.

Der Bau des Unterarmskeletts ermöglicht eine Drehung der Hand um die Längsachse (die Handinnenflächen können fast nach oben gedreht werden), so dass die Hand viel stärker zur Manipulation von Gegenständen eingesetzt werden kann als dies beispielsweise den Kaninchen oder Meerschweinchen möglich ist. Obwohl der Daumen stark reduziert ist, benutzen sie diesen, um Nahrungsbrocken zum Benagen festzuhalten. Zum Fressen wird die Nahrung wie zum Beispiel Samenkörner erst olfaktorisch untersucht und dann ein zusagendes Samenkorn mit den Schneidezähnen ergriffen. Die Tiere richten sich auf den Hinterextremitäten auf und der Nahrungsbrocken wird in der Regel mit den Daumen und den ersten zwei Fingern beider Hände ergriffen und dann weiter mit den Nagezähnen bearbeitet. Goldhamster sind darüber hinaus auch in der Lage, einzelne Gegenstände mit nur einer Hand zu ergreifen. Solche eine präzise Manipulation von Nahrungsbrocken oder anderen Gegenständen ist Meerschweinchen oder Kaninchen nicht möglich.

### 3.3.3 Verdauungsapparat

Prinzipiell ist der Verdauungsapparat der Goldhamster ähnlich wie der des Meerschweinchens aufgebaut. Im Mund erfolgt die Zerkleinerung und Einspeichelung der Nahrung, welche dann über die Speiseröhre in den Magen befördert wird. Über den Pfortner gelangt der Speisebrei dann in den Dünndarm. Im vorderen Abschnitt des Dünndarms, dem Zwölffingerdarm (*Duodenum*) münden die Ausführungsgänge der Leber bzw. der Galle sowie der Bauchspeicheldrüse. Im hinteren Abschnitt des Dünndarms erfolgt im Wesentlichen die Resorption der Nahrungsbestandteile durch die Darmzotten. Aus dem Dünndarm gelangt der Nahrungsbrei schließlich in den Dickdarm bzw. in den Blinddarm. Der Blinddarm fungiert als Gärkammer und dient, unter Zuhilfenahme spezialisierter Mikroorganismen, vor allem dem Abbau der ansonsten unverdaulichen Zellulose. Vom Blinddarm aus gelangt der unverdauliche Nahrungsbrei schließlich in den Dickdarm und weiter in den Enddarm, in dem schließlich der Kot geformt und anschließend über den After ausgeschieden wird (vergleiche auch die Kapitel 1.3.3, S. 5 und Kapitel 2.3.3, S. 36).

Von diesem generellen Schema gibt es beim Goldhamster aber auch einige Abweichungen. Für alle Hamster charakteristisch sind die großen, sich im Mundraum öffnenden und mit Schleimhaut ausgekleideten Backentaschen, die sich beidseitig des Körpers bis zu den Schulterblättern erstrecken und stark gedehnt werden können. Sie dienen dem Transport von Nahrung in den Bau, sowie den Weibchen mitunter auch dem Transport ihrer Jungtiere (vor allem dann, wenn das Muttertier beunruhigt ist). Im Gegensatz zu den meisten Vertretern der Nagetiere, die keine Backentaschen besitzen, ist dem Goldhamster auch eine seitliche Bewegung der Kiefer möglich. Dies wird als eine Anpassung an das Befüllen und Entleeren der Backentaschen interpretiert, da vor allem bei größeren Futterbrocken der Unterkiefer zur Seite bewegt wird, um das Futter in die Backentasche hinein bzw. aus dieser heraus zu befördern. Größere Nahrungsbrocken werden mit den Händen in die Backentaschen geschoben, während kleinere Futterbestandteile alleine mit der Zunge in die Taschen befördert werden. Beim Entleeren werden ebenfalls die Hände zu Hilfe genommen, indem sie von außen von hin-

ten nach vorne über die Backentaschen streichen und diese so entleert. In Zusammenhang mit den Backentaschen stehen wohl auch die vergleichsweise großen Speicheldrüsen der Goldhamster, die das Befüllen und Entleeren der Backentaschen erleichtern, indem die Nahrung kräftig eingespeichelt und so gleitfähig gemacht wird.

Goldhamster besitzen im Ober- und Unterkiefer je zwei Schneidezähne (*Incisivi*) und in jeder Kieferhälfte je drei Backenzähne (*Molaren*). Vorbackenzähne (*Prämolaren*) wie bei den Meerschweinchen (siehe Kapitel 2.3.3, S. 36) fehlen. Insgesamt besitzen Goldhamster somit 16 Zähne. Zwischen den Schneide- und den Backenzähnen befindet sich eine große Lücke, das Diastema. Die Schneidezähne haben wie beim Kaninchen und Meerschweinchen offene Wurzeln und wachsen also zeitlebens nach. Die oberen Schneidezähne enden in einer breiten Schneidefläche, während die unteren spitz zulaufen. Die Molaren haben dagegen, anders als bei Kaninchen und Hamster, geschlossene Wurzeln und wachsen daher nicht das ganze Leben lang nach. Dies ist auch nicht unbedingt nötig, da sich die Tiere in viel geringerem Umfang von silikatreichen Gräsern ernähren, als Kaninchen und Meerschweinchen.

Der Magen des Goldhamsters mit einem Vormagen (*Pars cardiaca*) und einem Drüsenmagen (*Pars pylorica*) deutlich zweikammerig angelegt. Der Vormagen ist anatomisch gesehen eine Ausbuchtung bzw. Aufweitung der Speiseröhre und die Vormagenwandung enthält daher keine Drüsenzellen. Die Verbindung zwischen den beiden Kammern ist relativ eng. Der Nahrungsbrei gelangt von der Speiseröhre zuerst in den Vormagen, welcher strukturelle und funktionelle Ähnlichkeiten zum Pansen der Wiederkäuer aufweist. Der Vormagen übernimmt in Bezug auf die Verwertung der Zellulose daher eine ähnliche Funktion wie der Pansen bei den Wiederkäuern, allerdings in einem deutlich geringeren Umfang. Untersuchungen, bei denen jungen Tieren der Vormagen operative entfernt wurde, haben gezeigt, dass das Wachstum und die Entwicklung hierdurch nicht beeinträchtigt wurden, da die Tiere ja noch über den Blinddarm verfügen, welcher die Hauptarbeit bei der Zelluloseverwertung übernimmt.

Obwohl Goldhamster allgemein als omnivor („Allesfresser“) eingestuft werden, die sowohl pflanzliche, als auch tierische Nahrung zu sich nehmen, zeigt der Blinddarm auffallende Ähnlichkeiten zu dem Blinddarm der sich fast ausschließlich von pflanzlicher Nahrung ernährenden Wühlmäuse (Unterfamilie Microtinae, Familie Cricetidae). Obwohl der Goldhamster damit eher ein Pflanzenfresser zu sein scheint, ist ein gewisser Anteil an tierischem Protein für eine gesunde Ernährung der Tiere sehr wichtig.

### 3.4 Ernährung

Über die Biologie und die Ernährungsgewohnheiten wildlebender Goldhamster ist noch weniger bekannt, als über die des Wildmeerschweinchens (siehe Kapitel 2.4, S. 38), sodass die im Folgenden gemachten Angaben ausschließlich von Untersuchungen an in menschlicher Obhut gehaltenen Tieren stammen.

#### 3.4.1 Nahrungs- und Wasserbedarf

Über das Nahrungsspektrum wildlebender Goldhamster ist im Grunde genommen gar nichts bekannt. Da Goldhamster, ähnlich wie der Europäische Feldhamster, vor allem auf landwirtschaftlich genutzten Flächen anzutreffen sind und auf Grundlage der wenigen bislang ausgegrabenen Baue samt der zugehörigen Vorratskammern, wird allgemein angenommen, dass sich Goldhamster ähnlich wie Europäische Feldhamster ernähren. Demnach verzehren Goldhamster Getreide wie Weizen und Gerste, Gräser, Wurzeln und landwirtschaftlich genutzte Früchte wie zum Beispiel Gurken, Tomaten oder Melonen, sowie verschiedene Leguminosen wie Kichererbsen oder Linsen. Im Vergleich zu Kaninchen und Meerschweinchen umfasst das natürliche pflanzliche Nahrungsspektrum des Goldhamsters einen viel größeren Anteil an protein- und fettreichen Sämereien und dementsprechend weniger rohfaserhaltige Pflanzenteile wie etwa Blätter und Halme von Gräsern.

Darüber hinaus sollen auch noch verschiedene Insekten und andere Gliedertiere von dem Goldhamster aktiv gefangen und verzehrt werden. Dass Goldhamster beispielweise in der Lage sind, die bis

zu 6 cm groß werdende Europäische Wanderheuschrecke (*Locusta migratoria*) zu erbeuten, ist experimentell nachgewiesen worden. Weiterhin wurde beobachtet, dass bei einem Angebot an lebender Beute in Form von Insekten, diese bevorzugt gefressen werden, auch wenn den Tieren zeitgleich eine ausreichende Menge an pflanzlicher Nahrung zur Verfügung steht. In wieweit Goldhamster auch andere Kleinsäugetiere wie etwa Echt-Mäuse (Unterfamilie Murinae) oder Wühlmäuse (Unterfamilie Arvicolinae) erbeuten, wie dies vom Europäischen Goldhamster mit dem Fang und Verzehr von Feldmäusen (*Microtus arvalis*) bekannt ist, ist nicht abschließend geklärt. Werden Goldhamster mit Labormäusen (*Mus musculus*) konfrontiert, so greifen sie diese zwar an, ohne jedoch einen gezielten Tötungsbiss in den Nacken zu setzen. In einigen Fällen setzen sich die Labormäuse auch erfolgreich zur Wehr und entkommen dem angreifenden Goldhamster. Allerdings scheinen die Tiere den richtigen Ablauf der Fanghandlung erst durch wiederholten Kontakt mit der Beute erlernen zu müssen, wie dies die Untersuchungen mit den Wanderheuschrecken belegen. Dies könnte auch auf das erfolgreiche Erbeuten anderer Kleinsäugetiere zutreffen. Als weitere mögliche Wirbeltierbeute kämen, ähnlich wie beim Feldhamster, noch die Jungtiere verschiedener Kleinsäugetiere, sowie kleinere Reptilien und Schlangen in Frage, allerdings liegen hierzu keinerlei Beobachtungen aus dem Freiland vor.

Bei Fütterungsversuchen von Goldhamstern in menschlicher Obhut variierte die täglich aufgenommene Nahrungsmenge in Abhängigkeit von der Energiedichte des angebotenen Futters zwischen 4,6 – 6,3 g Trockensubstanz pro 100 g Körpermasse. Die für den Erhaltungsumsatz benötigte tägliche Energiemenge liegt etwa zwischen 80 – 90 KJ verdaulicher Energie pro 100 g Körpermasse. Für Tiere mit einer Körpermasse zwischen 100 – 165 g entsprechen diese Angaben einer absoluten Futtermenge von 8 – 12 g pro Tag (wenn das gereichte Futter etwa 90 % Trockensubstanz aufweist).

Über die Wasserversorgung der wildlebenden Goldhamster ist nichts bekannt. Da ihr Lebensraum jedoch mit einem jährlichen Niederschlag von lediglich 330 mm extrem trocken ist und daher kaum freies Oberflächenwasser vorkommt (die in



Kapitel 3.2, S. 64 beschriebene landwirtschaftliche Nutzung von großen Teilen des Lebensraumes des Syrischen Hamsters ist nur durch eine intensive Bewässerungswirtschaft mit Wasser aus Tiefbrunnen möglich) und darüber hinaus die Tiere die Jahreszeit, in der es regnet, in Winterruhe verbringen, werden sie kaum die Möglichkeit haben, ihren Flüssigkeitsbedarf aus offen zugänglichen Wasserquellen zu decken. Es ist daher eher vorstellbar, dass sie die benötigte Flüssigkeit als Tau zu sich nehmen, den sie vom Pflanzenbewuchs ablecken, oder diese aus der aufgenommenen pflanzlichen und tierischen Nahrung gewinnen.

Bei Untersuchungen zum Wasserbedarf von Goldhamstern im Labor variierte die von den Tieren aufgenommene Wassermenge in Abhängigkeit von der Art des gebotenen Futters zwischen 1 – 2 ml Wasser pro 1 g verzehrter Trockensubstanz des Futters. Bei Tieren mit einer Körpermasse zwischen 100 – 165 g entspricht dies einer absoluten Wassermenge zwischen 8 und 20 ml pro Tag (bzw. 5 – 10 ml Wasser pro 100 g Körpermasse pro Tag). Neben dem Gehalt an Trockensubstanz des gereichten Futters wird die tägliche Wasseraufnahme in der Praxis auch noch durch die Temperatur und die relative Luftfeuchtigkeit beeinflusst, d.h. je höher die Temperatur und je geringer die relative Luftfeuchtigkeit, desto höher ist der Wasserbedarf der Tiere. Entsprechend ihres natürlichen Lebensraumes haben die Goldhamster zwar bestimmte Anpassungen an einen geringen Wasserbedarf entwickelt (so ist z.B. der Harn viel stärker konzentriert als bei Kaninchen oder Meerschweinchen und die Tiere halten sich während der heißesten Tageszeit in ihrem Bau auf), aber dennoch sollte den Tieren in menschlicher Obhut immer eine frei zugängliche Trinkwasserquelle zur Verfügung stehen. Oftmals reicht gerade bei hohen Umgebungstemperaturen das gebotene Saftfutter nicht aus, um den Tieren eine ausreichende Wassermenge zuzuführen. Mit steigender Temperatur verringern die Tiere nämlich die Menge des aufgenommenen Futters (auch die des Saftfutters) und sind dann nicht mehr in der Lage, ihren Flüssigkeitsbedarf allein über die Nahrung zu decken. Es kann ein sich selbst aufschaukelnder Prozess in Gang kommen, da die ungenügende Wasserversorgung zu einer verschlechterten Thermoregulation führt, so dass sich die Körpertemperatur

weiter erhöht und die Tiere noch weniger fressen.

### 3.4.2 Verdauungsvorgang

Beim Goldhamster laufen bei dem Verdauungsvorgang im Großen und Ganzen die gleichen Prozesse wie beim Kaninchen (siehe Kapitel 1.4.2, S. 7) und beim Meerschweinchen (siehe Kapitel 2.4.2, S. 38) ab. Der Verdauungsvorgang beginnt bereits im Mund mit dem Zerkleinern und Einspeicheln der Nahrung. Dabei sorgen die Backenzähne für die Zerkleinerung der mit den Schneidezähnen abgebissenen Nahrungsbrocken, so dass die Verdauungsenzyme anschließend ihre Arbeit möglichst effektiv erledigen können. Die bereits im Speichel enthaltenen Enzyme wie die Stärke spaltende Amylase, sorgen schon im Mundraum für die Spaltung der langkettigen Kohlenhydrate zu kürzeren Ketten.

Über die Speiseröhre gelangt der eingespeichelte und dadurch gleitfähig gemachte Speisebrei in den zweikammerigen Magen (siehe Kapitel 3.4.2, S. 71). Im Magen wird der Nahrungsbrei mit weiteren Verdauungsenzymen versetzt, durch die Zugabe von Salzsäure stark angesäuert und weiter aufgeschlossen. Im Vormagen (*Pars cardiaca*) des Goldhamsters erfolgt, wie auch im Pansen der Wiederkäuer, die Produktion und Absorption kurzkettiger Fettsäuren, die den Tieren hauptsächlich zur Deckung ihres Energiebedarfs dienen. Der Vormagen beherbergt weiterhin den gleichen Typ von Mikroorganismen, die auch im Pansen der Wiederkäuer zu finden sind und die mit einer vergleichbaren Effektivität wie die Pansen-Mikroorganismen zum Abbau von Zellulose befähigt sind. Allerdings ist die Verweildauer des Speisebreis im Vormagen mit einer Dauer zwischen 10 und 60 Minuten viel zu kurz, als dass ein effektiver Verdau der Rohfaser stattfinden könnte. Hierbei spielt der Blinddarm der Tiere eine wesentlich größere Rolle, wie beispielsweise Untersuchungen belegen, bei denen gerade entwöhnten Versuchstieren der Vormagen ohne negative Folgen für das Wachstum und die Nährstoffversorgung dieser Tiere operativ entfernt wurde. Alternativ zum Zelluloseabbau wird diskutiert, dass der drüsenlose Magenabschnitt, der häufig einen wesentlich höheren pH-Wert aufweist, als der drüsenbesetzte Teil des Magens, dem weiteren Abbau von Stärke durch das aus dem Speichel stammende Ptyalin dienen könnte. Dies käme besonders solchen Arten

zu Gute, bei denen Sämereien einen großen Anteil der Nahrung ausmachen. In dem, durch einen relativ schmalen Durchgang vom Vormagen getrennten Drüsenmagen erfolgt dann die Ausschüttung der proteinabbauenden Pepsine und der Salzsäure, die den Nahrungsbrei weiter aufschließen (vergleiche Kapitel 1.4.2, S. 7 und Kapitel 2.4.2, S. 38).

Aus dem Magen gelangt der Speisebrei über den Pfortner in den Dünndarm. Im vorderen Abschnitt des Dünndarms werden der Gallensaft und das Bauspeicheldrüsensekret sezerniert. Die über den Gallengang ebenfalls mit dem Dünndarm verbundene Leber ist dazu da, den aus der Nahrung stammende Blutzucker kurzfristig in Form von Glykogen zu speichern. Der Gallensaft bewirkt unter anderem eine Neutralisierung der aus dem Magen stammenden Salzsäure sowie eine Emulsion der Fette. Die Bauspeicheldrüse (*Pankreas*) ist an der endokrinen Regulation des Blutzuckergehalts beteiligt und liefert Enzyme zu einem weiteren Abbau der Fette und Kohlenhydrate. Angeregt wird die Gallensaft- und Bauspeicheldrüsensekretausschüttung durch zwei, in der Wandung des vorderen Dünndarms produzierte Hormone (das Sekretin und das Cholecystokinin). Die Ausschüttung dieser Hormone wiederum wird durch die Salzsäure bzw. die fetthaltigen Bestandteile des Nahrungsbreis gesteuert (siehe hierzu auch Kapitel 1.4.2, S. 7 und Kapitel 2.4.2, S. 38).

Im hinteren Teil des Dünndarms erfolgt, wie bei anderen Wirbeltieren auch, die Resorption der aus dem enzymatischen Abbau entstandenen Spaltprodukte der Nahrung. Diese Aufgabe wird von Ausstülpungen der Darmschleimhaut, den Darmzotten übernommen. Resorbiert werden Aminosäuren (die Bausteine der Proteine), Monosaccharide (Einfachzucker) sowie Fettsäuren. Die kurzkettigen Fettsäuren werden direkt in das Blut überführt, die längerkettigen Fettsäuren dagegen gelangen erst über einen Umweg über das Lymphsystem in das Blut. Alle Fettsäuren werden aber letztendlich zur Leber transportiert und dort zur Energiegewinnung für den Organismus genutzt.

Am Übergang zwischen Dünn- und Dickdarm liegt wie auch beim Kaninchen und Meerschweinchen, der relativ große Blinddarm, in dem der mi-

krobielle Abbau der Zellulose stattfindet (vergleiche auch die Kapitel 1.4.2, S. 7 und Kapitel 2.4.2, S. 38). Auch die Goldhamster fressen teilweise ihren eigenen Kot, um sich die Nährstoffe aus der mikrobiellen Blinddarmfermentation nutzbar zu machen. Allerdings produzieren sie keinen Blinddarm- oder Weichkot als auffällig getrennte Kotform und auch das Fressen der eigenen Ausscheidungen ist sehr viel schwächer ausgeprägt als beispielsweise bei Kaninchen.

An den Blinddarm schließt sich der Dickdarm an, in welchem unter anderem die Resorption des im Futterbrei enthaltenen Wassers stattfindet und der Nahrungsbrei auf diese Weise eingedickt wird. Auch der Dickdarm ist noch von Mikroorganismen besiedelt, die hauptsächlich die Zellen der Dickdarmwand mit kurzkettige Fettsäuren versorgen (diese gelangen von hier aus allerdings nicht mehr in die Blutbahn, sondern stehen nur den Darmzellen zur Verfügung). Im letzten Abschnitt des Dickdarms, dem Mastdarm, werden schließlich die Kotpillen geformt, welche dann über den After ausgeschieden werden.

### 3.4.3 Nährstoffe

Auf die Bedeutung der drei wesentlichen Nährstoffklassen, die Kohlenhydrate, Proteine und Fette und deren Bedeutung für den Stoffwechsel wurde bereits in Kapitel 1.4.3 (siehe S. 9) detailliert eingegangen. Die Funktion dieser Nährstoffe ist bei allen Wirbeltierorganismen gleich, weshalb die Ausführungen hierzu an dieser Stelle nicht noch einmal wiederholt werden sollen.

In der Tabelle 3.1 sind daher nur die für eine ausgewogene Ernährung von Goldhamstern empfohlenen Nährstoff- und Energiemengen aufgeführt. Zu beachten ist, dass die Tiere für eine gesunde Ernährung auch in gewissem Umfang auf die Zufuhr von tierischem Protein angewiesen sind. Dies kann dem Goldhamster beispielsweise in Form von lebenden Mehlwürmern (die Larven des Mehlkäfers *Tenebrio molitor*), „Riesenmehlwürmern“ (Larven des Käfers *Zophobas morio*), Heuschrecken oder Grillen (im Handel gibt es verschiedene Arten) zur Verfügung gestellt werden. Von diesem Lebendfutter sollten die Goldhamster allerdings, je nach Größe

**Tabelle 3.1:** Empfohlene Nährstoffmengen für eine gesunde Ernährung von Goldhamstern. Die Angaben für Tiere im Wachstum gelten auch für trächtige oder laktierende Weibchen.

	ausgewachsene Tiere	Tiere im Wachstum
Rohprotein	14 - 18 %	bis 24 %
Rohfett	5 - 10 %	dto.
Rohfaser	max. 10 %	dto.
Calcium Ca	0,4 - 0,8 %	1,0 - 1,2 %
Phosphor P	0,3 - 0,4 %	dto.
Ca-P-Verhältnis	1,5 - 2 : 1	dto.
Vitamin A	3 000 - 4 000 IE/kg AF	dto.
Vitamin D <sub>3</sub>	max. 1 000 IE/kg AF	dto.
Vitamin E	20 - 30 mg/kg AF	dto.
Energie	7 - 11 MJ DE/kg AF	dto.

IE Internationale Einheit; 1 IE Vitamin A  $\triangleq$  0,3  $\mu$ g Retinol  $\triangleq$  0,6  $\mu$ g Beta-Carotin;

1 IE Vitamin D<sub>3</sub>  $\triangleq$  0,025  $\mu$ g Vitamin D<sub>3</sub>

AF = Alleinfutter; MJ DE = Megajoule Digestable Energy = Megajoule verdauliche Energie

der Futtertiere, nur ein bis zwei pro Woche bekommen, da besonders die Mehlwürmer einen hohen Fettgehalt aufweisen. Wenn keine lebenden Tiere verfüttert werden sollen, dann können zur Deckung des Proteinbedarfs auch kleinere Portionen Quark, Frischkäse, Rindergeschmacktes oder auch Dosenhundefutter verfüttert werden. (siehe hierzu auch das Kapitel 3.6.3, S. 86). Von etwas geringerer Bedeutung ist für den Goldhamster im Vergleich zum Kaninchen und Meerschweinchen der Gehalt der Nahrung an Rohfaser, die einen Anteil von etwa 10 % nicht übersteigen sollte (siehe Tabelle 3.1).

### 3.5 Verhalten

Obwohl es sich bei dem Goldhamster um eines der am häufigsten in menschlicher Obhut gehaltenen Kleinsäugetiere handelt und die Art auch in der wissenschaftlichen Forschung eine bedeutende Rolle spielt (wie die mehr als 1 000 jährlich erscheinenden wissenschaftlichen Publikationen zum Goldhamster eindrucksvoll belegen), ist, wie weiter oben bereits angedeutet, über das Verhalten freilebender Goldhamster so gut wie gar nichts bekannt und außer den Berichten einiger Sammlungsexkursionen gibt es so gut wie keine Literatur, die sich mit der Biologie wildlebender Tiere beschäftigt. Dies betrifft, ähnlich wie beim Meerschweinchen,

vor allem Angaben über das Verhalten der Tiere in ihrer natürlichen Umgebung. Die im Folgenden gemachten Aussagen zur Ethologie des Goldhamsters beziehen sich daher fast ausschließlich auf Untersuchungen, die an Tieren in menschlicher Obhut unter zum Teil recht künstlichen Haltungsbedingungen durchgeführt wurden. Inwieweit diese Aussagen daher auf wild lebende Goldhamster zutreffen, sei dahingestellt. Ein Beispiel soll an dieser Stelle deutlich machen, dass sich in menschlicher Obhut gehaltene Tiere in ihrem Verhalten unter Umständen recht deutlich von wild lebenden Tieren unterscheiden und dass im Labor gewonnene Ergebnisse nicht unbedingt auf Freilandbedingungen übertragbar sind.

Goldhamster sind in menschlicher Obhut bekanntermaßen nachtaktiv und verschlafen den Großteil der Hellphase in ihrem Unterschlupf. Die höchste Aktivität ist bei diesen Tieren in den ersten Stunden der Dunkelphase zu verzeichnen. Bei Untersuchungen an, mit kleinen Passivsendern ausgerüsteten Goldhamstern in der Südtürkei, deren Baueingänge mit Lesegeräten ausgerüstet wurden, die die Aktivität der Tiere aufzeichneten, stellte sich jedoch heraus, dass zumindest die weiblichen Tiere (es wurden keine Männchen beobachtet) ihren Bau bevorzugt während des späten Nachmit-

tages und der frühen Morgenstunden zur Futtersuche verließen, also zu Zeiten, die deutlich in der Hellphase des Tages lagen. Wird nur der Aufenthalt außerhalb des Baus berücksichtigt, zeigen die wilden Goldhamster also einen deutlich zweigeteilten Aktivitätszyklus (wobei allerdings einige Tiere bevorzugt während der Morgenstunden und andere eher während des späten Nachmittags aktiv waren), während die Tiere in menschlicher Obhut nahezu ausschließlich in den ersten Stunden nach dem Dunkel werden aktiv sind. Leider konnte nicht ermittelt werden, zu welchem Zeitpunkt die wildlebenden Tiere innerhalb ihres Baues aktiv sind und wann sie ruhen.

### 3.5.1 Sozialstruktur

Die Sozialkontakte des Goldhamsters sind, mit Ausnahme von männlichen und weiblichen Tieren während der Paarungszeit und von Weibchen und deren Nachwuchs während der Jungtieraufzucht, hauptsächlich durch aggressives Verhalten gekennzeichnet. Goldhamster sind sowohl im Freiland als auch in menschlicher Obhut ausgeprägte Einzelgänger und ein Zusammentreffen zweier gleichgeschlechtlicher Tiere endet fast unweigerlich in einem Beißkampf. Wenn das unterlegene Tiere keine Möglichkeit zur Flucht hat, wie dies bei der Käfighaltung in der Regel der Fall ist, so kann ein solcher Kampf bis zum Tod eines der beiden Tiere führen. Obwohl über das Verhalten freilebende Goldhamster nicht viel bekannt ist, ist zu vermuten, dass sich die männlichen Tiere jeweils mit mehreren Weibchen verpaaren, also ein polygynes Paarungssystem vorliegt, bei dem sich das männliche Tier nicht an der Aufzucht der Jungtiere beteiligt. Zu einem gegebenen Zeitpunkt dürften die Männchen auf Grund der solitären Lebensweise aber nicht in der Lage sein, einen exklusiven Zugang zu mehr als einem Weibchen zu etablieren, wie dies für eine Weibchenverteidigungs-Polygynie wie etwa beim Meerschweinchen typisch wäre.

Die Begegnung zwischen zwei erwachsenen Männchen folgt in der Regel einem typischen Schema und kann in drei Phasen eingeteilt werden. In der Anfangsphase (im Englischen als „introductory phase“ bezeichnet) werden die beiden Tiere aufeinander aufmerksam und gehen aufeinander zu. Es erfolgt eine olfaktorische Kontrolle des Gegenübers,

bei der die Tiere gegenseitig die Nase des anderen berühren (Naso-nasal-Kontakt). Sind sich die beiden Tiere vorher schon einmal begegnet und ist es zwischen ihnen dabei zum Kampf gekommen, so kann es passieren, dass sich bereits nach dem Naso-nasal-Kontakt dasjenige Tier zurückzieht, welches den Kampf bei der vorhergehenden Auseinandersetzung verloren hat. Die Tiere erinnern sich also an den Ausgang vorangegangener Kämpfe und können ihre eigene Kampfkraft einschätzen. Wenn sie bereits einmal gegen ein bestimmtes Tier den Kürzeren gezogen haben, so ist es sinnvoll, sich bei einem erneuten Aufeinandertreffen erst gar nicht auf einen Kampf einzulassen, den sie voraussichtlich verlieren werden. Die Anfangsphase dient also dazu, sein Gegenüber kennenzulernen und dessen Absichten einzuschätzen.

In der darauffolgenden Phase (im Englischen „sparring phase“ genannt), richten sich beide Tiere voreinander auf den Hinterextremitäten auf, so dass sie sich entweder frontal oder seitlich abgewandt gegenüber stehen. Dabei wird zwischen einer offensiven und einer defensiven aufrechten Körperhaltung unterschieden. Das Tier welches die offensive aufrechte Körperhaltung einnimmt, dreht den Kopf so, dass es sein Gegenüber fixiert, und spreizt die Arme vom Körper ab. Das Tier, welches die defensive aufrechte Körperhaltung einnimmt, dreht den Kopf nach oben oder zur Seite weg, so dass der Gegner nicht mehr direkt angeschaut wird; die Arme werden vor der Brust zusammengelegt. In diesem Zusammenhang wurde viel über die Bedeutung der dunkler gefärbten Brustpartie des Goldhamsters spekuliert. Nach einigen Autoren verstärkt der dunklere Bruststreifen, der durch das Abspreizen der Arme in der offensiven aufrechten Körperhaltung deutlich sichtbar wird, den offensiven Droheffekt. Nach Meinung anderer Autoren ist das Präsentieren des Brustflecks dagegen eher als defensives Signal zu werten, was dann aber nicht zu dem Abspreizen der Arme als einem offensiven Drohsignal passen würde. Darüber hinaus zeigen Untersuchungen, dass Tiere, mit einem durch Farbe experimentell vergrößerten Brustfleck signifikant häufiger eine dominante Stellung über ihren Gegner etablieren konnten.

Bei der aufrechten Körperhaltung ist von den Tieren auch noch ein Zähnewetzen zu hören, welches durch ein schnelles Aneinanderreiben der Schneidezähne erzeugt wird. Es ist nicht ganz klar, ob dies von dem defensiv oder dem offensiv drohenden Tier geäußert wird, da diese Lautäußerung nur schwer exakt lokalisiert werden kann. Es wird jedoch vermutet, dass das Zähnewetzen eher Unsicherheit als Überlegenheit andeutet. Untermauert wird diese Vermutung dadurch, dass das Zähnewetzen häufig von Tieren geäußert wird, die ein ihnen fremdes Territorium betreten. Eine solche Situation ist für das fremde Tier immer mit Unsicherheit verbunden. Jungtiere und sehr ängstliche Tiere lassen dagegen kaum Zähnewetzen hören, sondern drohen nur mit geöffnetem Mund und dem Präsentieren der Schneidezähne. Von männlichen Tieren ist das Zähnewetzen häufiger zu hören als von weiblichen.

Ein weiteres Verhaltenselement der zweiten Phase ist das Drohen, bei dem der Kopf und der Oberkörper ruckartig auf den Gegner zu bewegt wird, jedoch ohne diesen zu beißen. Der so bedrohte Gegner reagiert in der Regel mit einer Ausweichbewegung, indem er den Kopf und Oberkörper ruckartig von dem Drohenden wegbewegt.

Während dieser zweiten Phase wird entschieden, welches der beiden Tiere über seinen Opponenten überlegen ist. Bei Untersuchungen an Goldhamstern in menschlicher Obhut etablierte sich bei dem ersten Aufeinandertreffen zwischen zwei Tieren eine relativ stabile Dominanzbeziehung. Bei nachfolgenden Konfrontationen zwischen denselben Tieren akzeptiert das unterlegene Tier in der Regel bereits nach dem Naso-nasal-Kontakt seinen Status und zieht sich zurück, ohne dass es zu weiteren Beißkämpfen kommt. Auch diese Dominanzbeziehung wird während dieser zweiten Phase festgelegt.

Die dritte Phase (im Englischen „chase phase“) wird durch das Zurückweichen bzw. die Flucht eines der beiden Kontrahenten eingeleitet. Die Fluchtreaktion des unterlegenen, submissiven Tieres zieht eine Verfolgung durch das überlegene, dominante Tier nach sich. Wird das flüchtende Tier von dem Verfolger gestellt und durch Bisse attackiert, so nimmt das unterlegene Tier eine submissive Körperhaltung ein, indem es sich flach auf den Rücken

legt, was bei Nagetieren die extremste Form der Unterwerfung darstellt. Teilweise werden in diesem Fall von dem Tier auch noch laute Abwehrschreie geäußert. Häufig verharret das unterlegene Tier noch einige Zeit in dieser Körperhaltung, auch wenn der dominante Verfolger sich schon längst zurückgezogen hat. Das überlegene Tier orientiert sich in einem rechten Winkel zu dem auf dem Rücken liegenden Gegner, beugt den Oberkörper und den Kopf leicht über das unterlegene Tier und hält seinen Blick auf das submissive Tier fixiert. Diese Körperhaltung ist bei Nagetieren (nach dem Zubeißen) die extremste aggressive Ausdrucksweise, mit der der Gegner eingeschüchtert wird.

Die submissive Rückenlage des Verfolgten löst bei dem Verfolger für eine kurze Zeit eine Beißhemmung aus, die von dem unterlegenen Tier zur weiteren Flucht genutzt werden kann. Eine weitere aggressionsabbauende Verhaltensweise, die dem flüchtenden unterlegenen Tier zur Verfügung steht, ist das Anheben des Schwanzes und das Durchdrücken des Rückens zu einem Buckel. Diese Körperhaltung wird entweder im Laufen eingenommen, oder das Tier bleibt dabei still stehen, so dass es wie „eingefroren“ erscheint. Es wird vermutet, dass die beschriebene Körperhaltung die Körperhaltung eines paarungswilligen Weibchens imitiert, wobei bei der sogenannten Lordosis (siehe Kapitel 3.5.2, S. 77) die Weibchen jedoch ein Hohlkreuz machen und keinen Buckel. Bestärkt wird diese Vermutung dadurch, dass der Verfolger mitunter das unterlegene Männchen, welches diese Körperhaltung einnimmt, wie zu einer Paarung besteigt.

Gelingt dem unterlegenen Tier die Flucht nicht, so rollen sich die beiden Tiere kurze Zeit später ineinander verbissen über den Boden. Während eines Beschädigungskampfes sind von beiden Tieren laute Schreie zu hören. Zu Beginn des Kampfes versuchen sich die Tiere gegenseitig in die Bauch- und Genitalregion zu beißen, im weiteren Verlauf werden die Bisse auch gegen den Hals bzw. die Kehle des Gegners gerichtet. Je länger der Kampf andauert, desto heftiger wird dieser, was schließlich zu schweren Bisswunden führen kann. Eine Komponente des Beißkampfes ist das sogenannte „Abschnellen“ bei dem sich eines der Tiere durch einen ruckartigen Tritt mit beiden Hinterextremi-

täten von seinem Gegner löst, ohne jedoch seinen Biss zu lösen. Dadurch werden sehr große Bisswunden verursacht und dem Gegenüber manchmal ganze Hautstücke aus dem Fell gerissen. Mitunter kommt es in den Anfangsstadien des Kampfes auch vor, dass eines der Tiere wiederum eine submissive Rückenlage einnimmt (in der Regel ist dies das unterlegene Tier) und sich anschließend von dem Gegner entfernt, ohne dass der Kampf erneut aufgenommen wird.

Über den Ausgang eines Kampfes entscheidet nicht unbedingt die Körpergröße. Das Alter, die Kampferfahrung und der sexuelle Status spielen ebenso eine Rolle. Wird ein fremdes Tier in den Käfig (bzw. in das Revier) eines Tieres gesetzt, so wird der folgende Kampf in der Regel zu Gunsten des Käfig- bzw. Revierinhabers entschieden, da dieser sich in dem Käfig (bzw. Revier) auskennt, was dem entsprechenden Tier zusätzlich Sicherheit verschafft, während sich das fremde Tier zusätzlich zu dem Gegner auch noch mit der ihm fremden Umgebung auseinandersetzen muss.

Wenn sich die Weibchen nicht gerade im Östrus befinden, so sind sie in der Regel aggressiver sowohl gegenüber dem eigenen Geschlecht, als auch gegenüber den Männchen. Nur in der Zeit kurz vor und während des Östrus zeigen sich weibliche Tiere verträglich gegenüber einem männlichen Tier. Zu anderen Zeiten begegnen die Weibchen den Männchen mit dem gleichen Maß an Aggressivität wie einem fremden Weibchen. Die Männchen dagegen zeigen den Weibchen gegenüber auch außerhalb des Östrus im Normalfall keinerlei aggressive Tendenzen. Das Gleiche gilt für die Männchen auch gegenüber den eigenen und auch gegenüber fremden Jungtieren.

Ein auffälliges Verhalten im Verlauf einer aggressiven Auseinandersetzung zwischen zwei Goldhamstern ist das Markieren des dominanten Tieres, welches den Kampf für sich entschieden hat. Nach der Beendigung des Kampfes und dem Vertreiben des Gegners beginnt das überlegene Tier alle möglichen Gegenstände (in menschlicher Obhut sind dies vor allem die Käfigwände) innerhalb seines Reviers (bzw. Käfigs) mit Hilfe des Sekrets aus den Flankendrüsen (siehe Kapitel 3.3.1, S. 66)

zu markieren. Dazu reibt das Tier im Vorbeilaufen eine Körperseite an einem Gegenstand, bringt dabei die Flankendrüsen in Kontakt mit diesem und verteilt so das Flankendrüsensekret. Im Normalfall machen die Tiere beim Markieren einen Buckel, die Beine sind durchgedrückt, der Schwanz ist leicht angehoben und das Fell wird gestäubt und die Ohren sind, als Zeichen für eine aggressive Stimmung des Tieres, aufgestellt. Beim Goldhamster zeigen beide Geschlechter Markierverhalten, wobei dieses jedoch bei den Weibchen, bei denen auch die Flankendrüsen kleiner sind (siehe Kapitel 3.3.1, S. 66), schwächer ausgeprägt ist. Während des Östrus ist bei den Weibchen keinerlei Markierverhalten zu beobachten.

Jeder Goldhamster hat bevorzugte Stellen innerhalb seines Reviers, an denen auch außerhalb von Kampfsituationen wiederholt Duftmarkierungen abgesetzt werden. Das Duftmarkieren ist zum Einen aggressiv motiviert und dient den Tieren dazu, ihre Revieransprüche deutlich zu machen. Zum Anderen erhalten die Tiere über den Geruch eine Art Rückversicherung, dass sie sich auf vertrautem Terrain bewegen, was wiederum das „Selbstbewusstsein“ stärkt bzw. Ängste vor unbekanntem Gelände abbauen hilft (Goldhamster, die in einen ihnen unbekanntem Käfig gesetzt werden, der noch nicht von ihnen markiert wurde, zeigen sich anfänglich sehr ängstlich; gibt man den Tieren aber gleichzeitig Gegenstände, die von ihnen selbst markiert wurden mit in den neuen Käfig, so sind sie viel weniger ängstlich). Dieses „sich das Gelände vertraut machen“ zeigen beispielsweise auch Männchen, die zur Verpaarung in den Käfig eines paarungsbereiten Weibchens gesetzt werden. In der Regel ist bei diesen Männchen erst ein ausgeprägtes Markierverhalten zu beobachten, bevor sie sich dem Weibchen zuwenden.

Das hohe Aggressionspotential der Goldhamster kann zumindest teilweise durch die Art des Lebensraums, den die Tiere ursprünglich bewohnt haben, erklärt werden. Bevor der Mensch die Verhältnisse durch Kultivierung und Bewässerung eines Großteils des Verbreitungsgebiets drastisch verändert hat, war der Lebensraum des Syrischen Hamsters durch das Vorkommen trockener, krautarmer Kurzgrassteppen gekennzeichnet.



Als Steppen werden Trockengrasfluren der gemäßigten Breiten ohne Baumbewuchs mit tief liegendem Grundwasserspiegel, kalten Wintern und warmen Sommern bezeichnet. Zwar wachsen nach den Niederschlägen im späten Winter und frühen Frühling die Gräser relativ üppig (Steppengebiete können bei ausreichender Wasserzufuhr sehr produktiv sein), vertrocknen nach kurzer Zeit jedoch wieder, so dass den hier siedelnden Tieren, die nicht zu größeren Wanderungen befähigt sind wie der Goldhamster, während der Trockenzeit nur sehr wenig Nahrung zur Verfügung steht. Daher benötigt ein einzelnes Tier einen relativ großen Raum, welcher intensiv gegenüber den Artgenossen verteidigt wird, um seine Nahrungsansprüche zu befriedigen. Über die Reviergröße frei lebender Goldhamster ist zwar nichts bekannt, jedoch wurde in einer Untersuchung im Süden der Türkei der Abstand bewohnter Baue zueinander ermittelt, der mit mindestens 180 m für ein Tier von der Körpergröße eines Goldhamsters relativ groß ist und den großen Raumbedarf der Tiere widerspiegelt. Um ein solch großes Gebiet durch Reviermarkierungen und direkte Konfrontationen möglichst effektiv gegenüber den Nachbarn zu verteidigen, ist ein hohes aggressives Potential nötig, was sich in der extremen Unverträglichkeit der Goldhamster untereinander äußert.

Auch gegenüber potentiellen Feinden (mitunter auch gegenüber dem Menschen) können sich Goldhamster sehr aggressiv zeigen. Werden sie von einem solchen Feind gestellt, so richten sie sich auf den Hinterextremitäten auf, spreizen die Arme ab, blasen die Backentaschen auf, sträuben das Fell und wetzen die Schneidezähne. Mit zunehmender Erregung werden dann auch schrille Schreie ausgestoßen. Weicht der Feind nicht zurück und sehen die Tiere keine Möglichkeit zur Flucht, so greifen sie an und beißen zu.

### 3.5.2 Fortpflanzung

Der Östrus, also die Zeitspanne, in der die weiblichen Tiere empfängnisbereit sind, ist der einzige Zeitraum, während dem sich zwei erwachsene Goldhamster ohne Aggressionen begegnen. Goldhamster sind etwa im Alter zwischen 35 und 45 Tagen geschlechtsreif, wobei die Weibchen diesen Status einige Tage früher erreichen als die Männchen. Allerdings sind Weibchen, die vor Erreichen

des 80. Lebensstages Jungtiere zur Welt bringen, in der Regel sehr nachlässig gegenüber ihrem Nachwuchs. Bei den weiblichen Tieren ist bereits ab einem Alter von etwa 40 Wochen ein deutlicher Abfall in der Reproduktionsleistung zu beobachten, allerdings können weibliche Tiere auch noch im Alter von bis zu 2 Jahren erfolgreich Jungtiere großziehen. Die Männchen dagegen sind bis zu einem Alter von 3,5 Jahren zeugungsfähig.

Vor der eigentlichen Paarung erfolgt ein Paarungsvorspiel, bei dem das Männchen intensiv um das Weibchen wirbt. Bei einem Aufeinandertreffen beriechen sich die beiden Tiere gegenseitig an der Nasenregion (Naso-nasal-Kontakt, siehe auch Kapitel 3.5.1, S. 74), um einander kennenzulernen. Anschließend verfolgt das Männchen das Weibchen eine gewisse Zeit lang, wobei die Tiere immer wieder anhalten und sich gegenseitig vor allem im Bereich der Flankendrüsen beriechen. Ebenso beleckt das Männchen während dieses Nachlaufens häufig die Genitalregion des Weibchens, welches während des Paarungsvorspiels aus einer paarigen Drüse im Bereich der Vagina ein Duftsekret austreten lässt (der Geruch kann auch vom Menschen wahrgenommen werden). Zeigt sich das Männchen unwillig, so wird es von dem paarungsbereiten Weibchen durch eine spezielle Gangart aus einer Reihe schneller, kurzer Schritte, die in der Lordosis-Stellung enden, zum Nachlaufen bzw. zur Kopulation aufgefordert. Zur Paarung nimmt das Weibchen dann endgültig die Lordosis-Position ein, indem der Rücken durchgedrückt und der Schwanz aufgestellt wird, um dem Männchen das Aufreiten und die Kopulation zu erleichtern. In dieser Stellung können die Weibchen mitunter mehrere Minuten lang unbeweglich stehen bleiben. Vor dem Aufreiten beriecht das Männchen das Weibchen intensiv an Kopf und Ohren, sowie an der Genitalregion, die außerdem nochmals intensiv beleckt wird.

Die Paarung setzt sich aus einer großen Zahl einzelner Deckakte zusammen, die z.T. durch Pausen, in denen sich die Tiere putzen, unterbrochen werden. Im Verlauf von 30 – 45 Minuten kommt es für gewöhnlich zu etwa 40 – 80 einzelnen Deckakten.

Bei Untersuchungen an Goldhamstern, die unter seminaturalen Bedingungen die Gelegenheit

hatten, einen Bau zu graben, sucht das männliche Tier das Weibchen in dessen Revier auf. Das Weibchen führt das Männchen in den eigenen Bau und verschließt den Eingang mit Erde (dazu wird von außerhalb des Baus lockere Erde in die Eingangsröhre befördert; anschließend gräbt sich das Tier durch die lockere Erde und verdichtet durch abwechselndes Treten mit den Hinterextremitäten das Erdreich von innen). Dann verbringen beide Tiere eine Schlafperiode gemeinsam im Bau des Weibchens, das Paarungsvorspiel und die Paarung erfolgt am nächsten Morgen. Etwa eine Stunde nach der erfolgten Paarung wird das Weibchen zunehmend aggressiv gegenüber dem Männchen und vertreibt dieses schließlich aus seinem Bau.

Wenn ein Tier am Geruch die Anwesenheit eines Geschlechtspartners wahrgenommen hat, sowie während des gesamten Paarungsvorspiel rufen sowohl die Weibchen als auch die Männchen im für den Menschen unhörbaren Ultraschallbereich. Die genaue Bedeutung dieser Laute ist noch nicht abschließend geklärt, es wird jedoch vermutet, dass es den Tieren dazu dient, auf sich selber aufmerksam zu machen und den potentiellen Geschlechtspartner anhand der von diesem geäußerten Rufe zu lokalisieren. Wird brünstigen weiblichen Tieren das Flankendrüsensekret männlicher Tiere und männlichen Tieren das Vaginalsekret weiblicher Tiere präsentiert, so erhöht sich bei beiden Geschlechtern die Ruhhäufigkeit. Obwohl sich die Rufe von Weibchen und Männchen geringfügig voneinander unterscheiden, ist es den Tieren wahrscheinlich nicht möglich, das Geschlecht eines anderen Tieres an dem Ultraschallruf zu erkennen, da die Tiere auch schon auf sehr grobe Imitationen der entsprechenden Rufe reagieren.

Ist während des etwa 12 Stunden anhaltenden Östrus keine erfolgreiche Paarung zustande gekommen, kommt das Weibchen nach vier Tagen erneut in den Östrus. Dies wiederholt sich so lange, bis eine Paarung zur Trächtigkeit des Weibchens führt. Mit Ausnahme der Zeit zwischen Oktober und Februar, in der auf Grund einer erhöhten Aggressivität so gut wie keine Verpaarungen stattfinden (im Freiland befinden sich die Goldhamster etwa zu dieser Zeit in der Winterruhe), können die Weibchen in menschlicher Obhut zu jeder Zeit trächtig werden

und Jungtiere gebären.

Einige Tage vor der Geburt der Jungtiere zeigen die Weibchen eine erhöhte Aktivität. Tiere, die die Möglichkeit zur Anlage eines Erdbaues haben, erweitern in Vorbereitung auf den zu erwartenden Nachwuchs während dieser Zeit ihren Bau. In einer Haltung, bei der dies nicht möglich ist, zeigen die Weibchen eine erhöhte Nageaktivität. Weiterhin ist eine Zunahme des Nestbau- und Nahrungseintrageverhaltens zu beobachten. Unmittelbar vor der Geburt wird der Eingang zur Nestkammer bzw. der Baueingang von dem Weibchen verschlossen.

Nach einer, auch für ein relativ kleines Tier wie dem Goldhamster, extrem kurzen Tragzeit von lediglich 16 Tagen, werden im Schnitt etwa 7 Jungtiere geboren. Die maximale Wurfgröße liegt bei bis zu 14 Jungtieren, von denen in der Regel allerdings maximal 12 Tiere bis zur Entwöhnung überleben. Dies hängt wohl damit zusammen, dass weibliche Goldhamster zwar über sieben bis acht Zitzenpaare verfügen, aber da die vorderen Zitzenpaare relativ eng beieinander liegen, können kaum zwei Jungtiere zeitgleich an ihnen saugen. Die Geburt der Jungen erfolgt in sitzender Stellung und dauert je nach Wurfgröße zwischen 1 – 6 Stunden. Nach dem Durchbeißen der Nabelschnur und dem Trocken lecken der Jungtiere wird die Nachgeburt entweder direkt vom Weibchen verzehrt, oder in die Backentaschen geschoben und später dann auf dem Nahrungsspeicher abgelegt. Pro Jahr bringen Goldhamster in der Heimtierhaltung im Schnitt 3 Würfe zur Welt, wobei dieser Wert zwischen 2 und 5 Würfen pro Jahr schwanken kann. Über die Anzahl der Würfe pro Jahr im Freiland ist nichts bekannt.

Die bei der Geburt etwa 2,5 g wiegenden Jungtiere kommen als typische Nesthocker nackt, blind und mit verschlossenen Ohren zur Welt, suchen aber bereits direkt nach der Geburt im Fell der Mutter nach den Zitzen und geben Lautäußerungen von sich, die zumindest teilweise ebenfalls im Ultraschallbereich liegen, vom Menschen also nicht wahrgenommen werden können.

Die ersten zwei Tage nach der Geburt sind für die Etablierung einer stabilen sozialen Bindung zwischen der Mutter und ihren Jungtieren sehr wich-

tig. Werden die Tiere in dieser Zeit gestört, so führt dies in der Regel dazu, dass das Weibchen ihren Wurf aufgibt, oder ihre Jungen sogar auffrisst. Ein solcher Kannibalismus kann allerdings auch noch wesentlich später auftreten, wenn die Jungtiere bereits die Augen geöffnet haben (im Alter von etwa 15 Tagen) und schon feste Nahrung zu sich nehmen. Die Ursachen für einen solchen späten Kannibalismus sind nicht bekannt, er scheint aber häufiger bei sehr großen Würfen aufzutreten. Im Freiland könnte das Muttertier auf diese Art und Weise die Wurfgröße den aktuellen Umweltbedingungen anpassen. Ist wenig Nahrung vorhanden, so kann es durchaus sinnvoll sein, einen Teil des Nachwuchses zu töten. Einige wenige kräftige Jungtiere haben eine höhere Überlebenschance als viele, aber durch Nahrungsmangel geschwächte Nachkommen. Ein Indiz für diese Vermutung ist der Befund, dass Weibchen, denen die Möglichkeit zur Anlage von Nahrungsspeichern gegeben wurde, im Schnitt eine größere Anzahl erfolgreich aufgezogener Jungtiere aufweisen, als Weibchen, denen die Anlage von Nahrungsspeichern verwehrt wurde und das, obwohl beiden Untersuchungsgruppen die gleiche Menge an Futter zur Verfügung stand. Mitunter wird auch eine mangelnde Versorgung der Muttertiere mit tierischem Eiweiß und Vitamin E als Auslöser für Kannibalismus diskutiert (siehe auch Kapitel 3.7.1, S. 89).

Vor allem in den ersten Tagen nach der Geburt lässt sich das Weibchen nur sehr schwer aus dem Nest vertreiben und verteidigt seinen Nachwuchs heftig. Vor allem in den ersten 8 Lebenstagen ist das Eintragen von Jungtieren, die sich aus dem Nest entfernt haben, sehr stark ausgeprägt. In den ersten Tagen werden die Jungen zum Teil von der Mutter in den Backentaschen zurück zum Nest transportiert, während größere Jungtiere mit den Schneidezähnen im Nackenfell ergriffen und eingetragen werden. Beim Tragen am Nackenfell fallen die Jungtiere in eine Tragstarre. Mit Erreichen des 15. bis 20. Lebenstages erlischt das Eintrageverhalten des Muttertiers langsam.

Gesäugt werden die Jungtiere für etwa 25 Tage, danach produzieren die weiblichen Milchdrüsen keine Milch mehr. Zum Säugen steht das Muttertier in den ersten Tagen über den Jungtieren, die

zu dieser Zeit noch hauptsächlich auf dem Rücken liegen. Später, wenn die Jungtiere größer sind, legt sich das Weibchen zum Säugen ihres Nachwuchses auf die Seite.

Die Jungtiere entwickeln sich relativ schnell. Nach dem 2. – 4. Lebenstag lösen sich die mit der Kopfhaut verwachsenen Ohrmuscheln. Ab dem 4. Lebenstag fressen die Jungen bereits den Blinddarmkot der Mutter und schon im Alter von acht Tagen, also noch bevor das Sehvermögen entwickelt ist, nehmen sie feste Nahrung aus dem Vorratsspeicher der Mutter auf. Zu diesem Zeitpunkt beginnen die Jungen auch schon damit, den eigenen Blinddarmkot zu verzehren. Ebenfalls ab dem 4. Lebenstag entwickelt sich die Benutzung der Backentaschen. Anfänglich beleckt die Mutter regelmäßig die Analregion der Jungtiere, woraufhin diese Harn und Kot absetzen, welcher von der Mutter gefressen wird. Bereits ab dem 11. Lebenstag suchen die Jungen aber schon selbständig die Harnplätze der Mutter auf (wild lebende Goldhamster haben feste Stellen im Bau, an denen sie ihren Harn absetzen; der Kot wird dagegen überall im Bau abgegeben). Die ersten Laufversuche sind ab dem 6. Lebenstag zu beobachten und mit Erreichen des 11. Lebenstages schon recht gut entwickelt. Ungefähr zum 15. Lebenstag öffnen sich die Augen und ebenfalls zu diesem Zeitpunkt reagiert der Nachwuchs erstmalig auf Geräusche. Ab dem 25. Lebenstag erfolgt kaum noch Brutpflege durch die Mutter und mit etwa 32 Lebenstagen müssen die Jungtiere den mütterlichen Bau verlassen (in menschlicher Obhut ist dieser Zeitpunkt durch eine zunehmende Aggressivität der Weibchen gegenüber ihrem Nachwuchs gekennzeichnet). Bereits mit 30 bis 40 Lebenstagen können die Jungen ein eigenes Revier in Anspruch nehmen, welches markiert und gegen Artgenossen verteidigt wird.

Mit dem 15. Lebenstag sind die Jungen sehr lebhaft und spielen ab diesem Alter auch miteinander. Dabei wirkt die Tätigkeit eines der Wurfgeschwister ansteckend auf die anderen. Das Spiel besteht hauptsächlich aus Elementen des Kampfes, wobei diese aber beliebig kombiniert werden und noch frei von Affekten sind (Spielverhalten zeichnet sich unter anderem dadurch aus, dass mit den hierbei gezeigten Handlungen kein offensichtlicher

Zweck verbunden ist). Fluchtspiele und das Einbeziehen von Gegenständen in das Spiel kommen beim Goldhamster normalerweise nicht vor. In der Regel spielen nur zwei Tiere zeitgleich miteinander. Mitunter wird auch das Muttertier in das Spiel mit einbezogen und manchmal fordert sogar die Mutter ihren Nachwuchs zum Spielen auf. Ähnlich wie bei den Meerschweinchen, so sind auch bei den jungen Goldhamstern während des Spiels z.T. länger andauernde, ungerichtete Sprünge zu beobachten. Von manchen Autoren werden diese ungerichteten Sprünge als im Verlauf der Evolution verloren gegangene Überbleibsel eines ehemals vorhandenen Fluchtspiels gedeutet.

### 3.5.3 Signale und Kommunikation

Ähnlich wie bei Kaninchen (siehe Kapitel 1.5.3, S. 12) treten optische Signale im Vergleich zu akustischen und olfaktorischen Signalen bei der Kommunikation viel stärker in den Hintergrund als dies beispielsweise beim Menschen der Fall ist. Zwar verfügen die Goldhamster über ein reiches Repertoire an Gebärden, wie dies schon die in Kapitel 3.5.1 (siehe S. 74) dargestellte Erläuterung der Bedeutung der unterschiedlichen Körperhaltungen bei aggressiven Auseinandersetzungen nahelegt. Diese Gebärden geben den Tieren wichtige visuelle Auslöser für ein, der Situation angemessenes Verhalten. Fehlt jedoch die geruchliche Komponente bei solchen sozialen Interaktionen, so bleibt die Kommunikation unvollständig: die Tiere verstehen einander nicht. Anders herum können die Tiere, vor allem bei direktem Kontakt, kaum situationsbezogen handeln, wenn ihnen neben den olfaktorischen nicht auch gleichzeitig visuelle, akustische oder mitunter auch taktile Reize zur Verfügung stehen. Eine erfolgreiche Kommunikation muss also in den meisten Fällen unter Einbeziehung aller möglichen Reizquellen (akustische, olfaktorische, visuelle, z.T. taktile) erfolgen.

**Akustische Kommunikation** Neben den für den Menschen hörbaren Lauten, ist, wie in Kapitel 3.5.2 (siehe S. 77) bereits angedeutet, beim Goldhamster auch eine Kommunikation über Ultraschallrufe bekannt. Neben der Kommunikation durch Ultraschall zwischen den Männchen und Weibchen, ist ebenso eine Ultraschallkommunikation zwischen den Weibchen und ihren Jungtieren

nachgewiesen. Ob die von den Jungtieren ausgestoßenen Ultraschalllaute ebenso wie bei Hausmaus- und Wanderrattenweibchen bei den Goldhamsterweibchen Pflegeverhalten auslösen, ist allerdings nicht bekannt. Auf die von den Jungtieren bereits kurz nach der Geburt ausgestoßenen, hochfrequenten „Fieplaute“ im für den Menschen hörbaren Bereich scheinen die Muttertiere jedenfalls kaum zu reagieren.

Auf die Bedeutung der Ultraschalllaute während des Paarungsvorspiels wurde bereits in Kapitel 3.5.2 (siehe S. 77) näher eingegangen. Diese Form der Kommunikation dient wahrscheinlich der Paarfindung und spielt ebenfalls eine Rolle beim eigentlichen Paarungsverhalten der Tiere (s.o.). So kann beispielsweise die Lordosis des Weibchens nicht nur durch taktile oder olfaktorische Reize, sondern auch durch die Ultraschallrufe des Männchens ausgelöst werden.

Für das menschliche Gehör wahrnehmbare Lautäußerungen sind das oben schon erwähnte Fiepen der Jungtiere. Beim Drohen und während eines Beißkampfes oder auch bei einer Konfrontation mit einem potentiellen Feind, können Goldhamster ein lautes Kreischen äußern, welches ein Signal für eine extreme Erregung oder das Empfinden von Schmerz ist. Bei geringerer Erregung ist ein leiseres „Maunzen“ zu hören, welches beispielsweise manchmal von Weibchen während des Geburtsvorgangs geäußert wird. Werden die Tiere erschreckt, so lassen sie manchmal ein „Muckern“ hören.

Während des Drohens sowohl gegen Artgenossen als auch gegen artfremde Tiere oder auch bei Schmerz wetzen Goldhamster deutlich hörbar die Schneidezähne. Dabei stehen die unteren Schneidezähne vor den oberen und werden durch schnelle, rhythmische Bewegungen des Unterkiefers an diesen gewetzt (Instrumentallaut). Das Wetzen der Zähne hat wahrscheinlich eher defensiven als offensiven Charakter, da es beispielsweise bei einer Konfrontation zweier Individuen von dem Tier geäußert wird, welches in das ihm fremde Revier eindringt und nicht von dem Revierbesitzer (der Revierbesitz verleiht Selbstsicherheit).

**Olfaktorische Kommunikation** Neben dem Sekret der Flankendrüsen (siehe Kapitel 3.3.1, S. 66) spielt bei der geruchlichen Kommunikation ebenfalls noch die Ausscheidungen der Harderschen Drüsen (eine Drüse des Auges, deren Ausführungsgang am inneren Augenwinkel des unteren Augenlieds mündet; nicht zu verwechseln mit den Tränendrüsen!) und der Ohrdrüsen (der Ausführungsgang der Ohrdrüse mündet an der Ansatzstelle der Ohrmuschel) eine Rolle. Bei der Reviermarkierung mit den Flankendrüsen wird neben dem Flankendrüsensekret auch noch das Sekret der Harderschen Drüse und der Ohrdrüse auf die Oberfläche des markierten Gegenstands mit übertragen. Außerdem wird das Sekret der beiden letztgenannten Drüsen bei der Fellpflege von den Tieren im Kopfbereich verteilt. Bei beiden Drüsen besteht, ähnlich wie bei den Flankendrüsen, ein geschlechtsspezifischer Unterschied, wobei die Drüsen der Männchen größer werden als die der Weibchen (darüber hinaus bestehen die Harderschen Drüsen der Männchen aus zwei Zelltypen, die der Weibchen nur aus einem Typ). Über die genaue Funktion der Harderschen Drüsen und der Ohrdrüsen ist bislang nur sehr wenig bekannt. Beim Paarungsvorspiel jedenfalls beriechen die Männchen die Gesichts- und Kopfreion der Weibchen sehr intensiv. Für das Sekret der Ohrdrüsen wird vermutet, dass es Aufschlüsse über das Geschlecht eines Tieres gibt, da beispielsweise das Ohrdrüsensekret von Weibchen von einem Männchen intensiver berochen wird, als das Sekret eines Männchens. Für das Sekret der weiblichen Harderschen Drüsen liegen Untersuchungen vor, die eine aggressionsabbauende Wirkung auf männliche Goldhamster vermuten lassen. Es ist bekannt, dass das Sekret der Harderschen Drüsen von Goldhamstern Pheromone (das sind hormonähnliche Duftstoffe, die bei vielen Tieren eine Rolle beim Sexualverhalten spielen) enthalten, die wahrscheinlich ebenfalls von den Tieren zur Unterscheidung der Geschlechter genutzt werden. Neben diesen beiden Drüsensekreten spielt bei der Geschlechtererkennung aber auch noch das Sekret der Flankendrüsen eine Rolle.

Das Flankendrüsensekret findet hauptsächlich bei der Reviermarkierung Verwendung. Die Tiere machen damit andere Artgenossen auf Ihre Anwesenheit und ihren Raumanspruch aufmerksam.

Fremde Tiere können anhand des Sekrets weiterhin abschätzen, wann sich der Revierinhaber das letzte Mal in dem entsprechenden Gebiet aufgehalten hat. Außerdem gibt das Flankendrüsensekret Aufschluss über das Geschlecht des markierenden Tieres. Anhand der Informationen aus den Markierungen des Revierinhabers können fremde Tiere, in Abhängigkeit ihres eigenen Geschlechts, ihres eigenen Fortpflanzungsstatus' und ihrer Erfahrung, alleine durch geruchliche Hinweise angemessen reagieren (also beispielsweise flüchten oder auch angreifen, wenn es sich bei dem Revierinhaber um ein Männchen handelt, oder sich auf die Suche nach einem Paarungspartner machen, wenn das Revier einem fortpflanzungsbereiten Weibchen gehört), ohne dem Revierinhaber persönlich begegnet zu sein.

Die Bedeutung des Vaginaldrüsensekrets weiblicher Goldhamster im Verlauf der Paarung ist ebenfalls schon in Kapitel 3.5.2 (siehe S. 77) angesprochen worden. Weibchen im Östrus markieren fast ausschließlich mit dem Vaginaldrüsensekret (fast gar nicht mit dem Sekret der Flankendrüsen), indem sie ihre Genitalien während des Laufens kurz auf den Boden pressen. Kurz vor dem eigentlichen Östrus erhöht sich die Häufigkeit, mit der die Weibchen mit dem Vaginaldrüsensekret markieren, drastisch. Durch das Absetzen des Sekrets werden die Männchen zu den empfängnisbereiten Weibchen geleitet. Außerdem veranlasst es die männlichen Tiere, verstärkt im Ultraschallbereich zu rufen (s.o.).

Das Absetzen von Urin spielt bei Goldhamstern als eine Möglichkeit zur Kommunikation keine Rolle. Allenfalls werden Jungtiere von dem Uringurch angelegt, selbst Urin abzugeben. Auf oder in der Nähe von Vorratsspeichern finden sich manchmal Kotanhäufungen, obwohl dieser, anders als der Urin, ansonsten nicht an besonderen Stellen abgesetzt wird. Diesen Kotanhäufungen wird eine Markierfunktion zugesprochen, mit der ein Tier seinen Anspruch auf den Nahrungsvorrat kenntlich macht.

**Optische Kommunikation** Eine optische Kommunikation erfolgt nur im Nahbereich (Goldhamster können nicht besonders gut sehen) über die Körperhaltung der Tiere. Eine Rolle spielt diese Art der Kommunikation bei Sozialkontakten wie



den aggressiven Auseinandersetzungen (siehe Kapitel 3.5.1, S. 74) oder der Paarung und der Jungenaufzucht (siehe Kapitel 3.5.2, S. 77). Teilweise unterscheiden sich bestimmte Körperhaltungen, zumindest aus Sicht des menschlichen Beobachters, nur sehr geringfügig voneinander, obwohl sie für die Tiere recht unterschiedliche Bedeutungen haben. So unterscheidet sich das offensive Drohen in aufrechter Körperhaltung von dem defensiven nur dadurch, dass beim ersteren die Arme vom Körper abgespreizt werden und das Gegenüber mit Blicken fixiert wird, während beim letzteren die Arme vor der Brust zusammengelegt werden und das Tier an seinem Gegenüber vorbeischaut. Mitunter unterscheiden sich diese beiden Verhaltensweisen sogar nur durch die unterschiedliche Kopfhaltung der Tiere (fixieren bzw. nicht anschauen). Analog hierzu gleicht das Präsentieren (das Anheben des Schwanzes) eines subordinierten Männchens auffallend der Lordosis-Stellung eines paarungsbereiten Weibchens, mit dem Unterschied, dass die Weibchen den Rücken dabei zu einem Hohlkreuz durchdrücken, während das subordinierte Tier einen Buckel macht.

Obwohl die Tiere über eine nur eingeschränkte Mimik verfügen, bei der allenfalls die Ohren einen Aufschluss über die Gestimmtheit des Tieres geben (so deuten an den Kopf angelegte Ohren auf ein ängstlich gestimmtes Tier hin), so können sie dennoch über ihre Körperhaltung sehr differenzierte Informationen austauschen.

## 3.6 Haltungsmanagement

Wenn einige Besonderheiten bei der Haltung und Pflege beachtet werden, dann ist auch der Goldhamster, ähnlich wie das Kaninchen und das Meerschweinchen, eine relativ einfach zu pflegende Tierart. Beachtet werden sollte vor allen Dingen die in menschlicher Obhut auftretende Nachtaktivität des Goldhamsters und sein ausgeprägtes Ruhebedürfnis während des Tages. Es sollte dem Halter bereits vor dem Kauf klar sein, dass er das Tier tagsüber so gut wie nie zu sehen bekommen wird und dass die nächtlichen Aktivitäten des Goldhamsters mit einer gewissen Lärmentwicklung verbunden sind. Werden die Tiere tagsüber gestört, so können sie darauf ausgesprochen „unleidlich“ reagieren und auch schon

mal kräftig zubeißen. Andauernde Störungen am Tage führt beim Goldhamster schnell zu Stress und mitunter zu einer dadurch bedingten Verkürzung der Lebensdauer.

Wie auch schon beim Kaninchen (siehe Kapitel 1.6, S. 14) und beim Meerschweinchen (siehe Kapitel 2.6, S. 47) angesprochen, so gilt auch für den Goldhamster, dass die Tiere bei einem möglichst vielfältigen Angebot natürlicher Reizquellen eine Vielzahl ihrer natürlichen Verhaltensweisen zeigen und das Tier somit für ihren Halter zu einem interessanten Beobachtungsobjekt machen werden. Ein entsprechendes *environmental enrichment* wird sich damit auch für den Tierhalter lohnen.

### 3.6.1 Vergesellschaftung mehrerer Tiere

Wie schon in Kapitel 3.5.1 (siehe S. 74) erwähnt, ist der Goldhamster ein ausgeprägter Einzelgänger. Der Versuch einer dauerhaften Vergesellschaftung zweier adulter, einander fremder Tiere führt – bei den eingeschränkten Platzverhältnissen einer Käfighaltung – über kurz oder lang dazu, dass eines der beiden Tiere von dem anderen getötet wird. Lediglich zur Verpaarung können ein männliches und ein weibliches Tier kurzfristig (meistens nicht viel länger als zur Dauer des Östrus) zusammen in einem Käfig gehalten werden. Bereits kurz nach der Verpaarung wird das Weibchen aber auch dann dem Männchen gegenüber extrem aggressiv.

Die gemeinschaftliche Haltung eines Weibchens mit ihrem Nachwuchs ist in der Regel bis zum Zeitpunkt der Entwöhnung möglich; also bis zu einem Alter der Jungtiere von etwa 25 bis 30 Tagen. Danach wird das Muttertier gegenüber ihren Jungen zunehmend aggressiv und versucht diese aus ihrem Revier (ihrem Käfig) zu vertreiben. Bei freilebenden Goldhamstern ist dies der Zeitpunkt, ab dem die Jungtiere selbständig werden und sich auf die Suche nach einem eigenen Revier machen müssen. Bei einer Käfighaltung können die Jungen jedoch nicht abwandern oder der Mutter aus dem Weg gehen, so dass sie das volle Aggressionspotential des Weibchens zu spüren bekommen. Wenn die Tiere nicht vom Halter getrennt werden, so wird dies über kurz oder lang zum Tod der Jungtiere führen.



Die Jungtiere eines Wurfes lassen sich nach dem Absetzen von der Mutter eine gewisse Zeit lang zusammen halten. Wenn es sich bei den Wurfgeschwistern um eine gemischtgeschlechtliche Gruppe handelt, dann ist das friedliche Zusammenleben der Tiere jedoch spätestens dann vorbei, wenn eines der Weibchen geschlechtsreif wird. Dies gilt ebenfalls, wenn es sich bei den Wurfgeschwistern nur um Weibchen handelt. Es liegen Untersuchungen vor, bei denen männlichen Tieren die Wahl gelassen wurde, ob sie ihre Zeit lieber alleine, oder in Gesellschaft ihrer männlichen Wurfgeschwister verbringen wollten. Da sich dabei die getesteten Männchen häufiger in der Nähe ihrer Wurfgeschwister aufhielten und ihre Zeit weniger für sich allein verbrachten, kamen die Autoren zu dem Schluss, dass die Gemeinschaftshaltung männlicher Wurfgeschwister eher im Sinne einer tiergerechten Haltung des Goldhamsters sei, als die Einzelhaltung. Hierzu ist allerdings kritisch anzumerken, dass den Tieren in ihren Testkäfigen nur ein sehr begrenztes Raumangebot zur Verfügung stand (etwa 0,31 m<sup>2</sup> für 5 Tiere), sodass sie kaum die Möglichkeit hatten, einander aus dem Weg zu gehen. Weiterhin verlief diese Haltung keineswegs harmonisch, sondern es kam regelmäßig zu Beißereien unter den Tieren. Darüber hinaus werden die Tiere bei solchen Versuchen in der Regel nicht auf Dauer, sondern nur für den begrenzten Zeitraum der Untersuchung unter solchen Bedingungen gehalten. Es ist also keineswegs klar, wie die Tiere auf eine dauerhafte Gemeinschaftshaltung reagieren werden. Auch die Ergebnisse aus einer Freilanduntersuchung, bei denen einzelne, bewohnte Baue in einem Abstand von mindestens 118 m zueinander lagen (siehe Kapitel 3.2, S. 64), sind eher ein Indiz für die solitäre Lebensweise des Goldhamsters.

### 3.6.2 Unterbringung der Tiere

Da Goldhamster in menschlicher Obhut nachtaktiv sind und tagsüber größtenteils schlafen (s.o.), sollte der Käfig so aufgestellt sein, dass die Tiere am Tag möglichst ihre Ruhe haben und in ihrer nächtlichen, oftmals mit Geräuschen verbundenen Aktivität niemanden stören.

Der Käfig sollte an einem zugfreien Standort stehen und nicht der direkten Sonnenstrahlung ausgesetzt sein. Ebenso ist ein Standplatz direkt ne-

ben einer Heizung zu vermeiden. Idealerweise liegen die Raumtemperaturen zwischen 18 und 22 °C und die relative Luftfeuchtigkeit nicht über 70 %. Fällt die Umgebungstemperatur längerfristig unter etwa 15 °C, so kann es passieren, dass die Tiere in eine Winterruhe verfallen. Das Futter sollte in standfesten Ton- oder Keramikschalen angeboten werden und für die Trinkwasserversorgung sind außen am Käfig angebrachte Flaschen mit Nippeltränke am Besten geeignet. Die Futterschale sollte möglichst nicht in einer Käfigecke aufgestellt werden, da sie von den Tieren sonst schnell zum Absetzen des Urins benutzt wird. Die Tränke und der Futternapf sind mindestens einmal pro Woche gründlich mit warmem Wasser zu reinigen. Wird Frischfutter oder Heu angeboten, so sollte dies in Raufen geschehen, die in das Käfiggitter eingehängt werden können und so das Futter vor Verschmutzung schützen.

Der Käfig sollte erhöht (zum Beispiel auf einem Tisch) stehen, jedoch keinesfalls auf dem Fußboden, da sich die Tiere sonst bei jeder Annäherung eines Menschen unnötig erschrecken. Auch sollte der Käfig die Möglichkeit haben, diesen von der Seite zu öffnen. Ein Zugriff von oben erschreckt die Tiere ebenfalls, da sie hiermit den Zugriff eines Beutegreifers (Greifvogel oder Eule) assoziieren, was eine entsprechende Fluchtreaktion auslöst.

Um dem Bewegungsdrang der Tiere entgegenzukommen, sollte der Käfig – laut Empfehlungen des Deutschen Tierschutzbundes – etwa 100 cm lang und etwa 50 cm breit sein. Falls möglich, sollte dem Goldhamster zusätzlich Auslauf in der Wohnung gewährt werden. Dabei ist darauf zu achten, dass die Tiere ständig unter Aufsicht stehen, da sie auf Grund ihrer geringen Körpergröße in allen möglichen Ritzen und Spalten verschwinden können (etwa unter oder hinter Schränke). Mitunter kann es passieren, dass sich die Tiere dort festklemmen und ohne fremde Hilfe nicht mehr befreien können. Es muss ebenfalls darauf geachtet werden, dass die Tiere keine Stromkabel annagen und sich dabei einen tödlichen Stromschlag zuziehen. Goldhamster neigen dazu, an allen möglichen Gegenständen hochzuklettern (siehe Kapitel 3.3.2, S. 67). Dabei stürzen sie aber mitunter ab und können sich auch schon bei einem Fall aus nur geringer Höhe schwere Verletzungen zuziehen.

Auf Grund der geringen Körpergröße kommt eine Haltung des Goldhamsters im Freiland eher nicht in Frage, da es nahezu unmöglich ist, einen solchen Freilandkäfig für einen Hamster ausbruchssicher zu gestalten. Auf Grund seiner versteckten Lebensweise und seiner Nachtaktivität in menschlicher Obhut, wird das Tier bei einer solchen Haltungsform auch kaum noch zu sehen sein.

Da Goldhamster wegen ihrer natürlichen Lebensweise, anders als beispielsweise Meerschweinchen, ein ausgesprochenes Bedürfnis zum Graben zeigen, sollte der Käfig mit einer möglichst dicken Lage von Einstreu (hier eignet sich beispielsweise das handelsübliche Kleintierstreu; siehe hierzu aber auch Kapitel 3.7.8, S. 94) ausgestattet werden. Wissenschaftliche Untersuchungen haben gezeigt, dass Tiere, die gänzlich ohne Einstreu gehalten werden, sehr aggressiv werden und zum Teil sogar die Nahrungsaufnahme einstellen. Bei einer anderen Untersuchung wurden den Tieren Käfige mit verschiedenen Einstreudicken (10 cm, 40 cm und 80 cm) angeboten und anschließend der Einfluss auf verschiedene Aspekte des Verhaltens der Tiere, wie die Häufigkeit der Laufradbenutzung und die Häufigkeit mit der die Tiere an den Gitterstäben des Käfigs nagen, analysiert. Vor allem das Benagen der Gitterstäbe gilt bei Hamstern als ein stereotypes Verhalten, das vor allem dann auftritt, wenn die Tiere Langeweile haben. Bei der zitierten Untersuchung stellte sich heraus, dass eine Einstreudicke von 80 cm für Goldhamster optimal zu sein scheint, da bei den Tieren unter diesen Haltungsbedingungen kein Benagen der Gitterstäbe auftrat und auch das Laufrad signifikant weniger häufig als unter den beiden anderen Haltungsbedingungen benutzt wurde. Auch bei Tieren mit einer Einstreudicke von 40 cm war bereits eine Abnahme der Häufigkeit des Benagens des Käfiggitters und der Benutzung des Laufrads zu beobachten, die allerdings nicht so ausgeprägt war wie bei Tieren in Käfigen mit 80 cm Streudicke. Weiterhin lag das Körpergewicht der Tiere in Käfigen mit 80 cm Einstreu zum Ende der Untersuchung signifikant höher als bei den Tieren in Käfigen mit 10 cm Einstreudicke (im allgemeinen gilt eine Zunahme des Körpergewichts, sofern es sich dabei nicht um eine Verfettung handelt, als ein Indikator für das Wohlbefinden eines Tieres). Die Goldhamster in Käfigen mit 40 cm und 80 cm

Einstreudicke legten alle Baue mit einer Schlafkammer an, in die sie sich tagsüber zurückzogen, während dies den Tieren bei nur 10 cm Einstreudicke nicht möglich war. Dabei lag die Schlafkammer in Käfigen mit 80 cm Einstreudicke ca. 50 cm unterhalb der Streuoberfläche, also in etwa in der Tiefe, in der auch wildlebende Goldhamster ihre Schlafkammern anlegen (vergleiche Kapitel 3.2, S. 64). Einen Nachteil geben die Autoren bei der Haltung der Goldhamster in Käfigen mit 80 cm Einstreudicke jedoch zu bedenken. So zeigen sich die Tiere, wenn diese aus dem Käfig herausgefangen werden müssen, deutlich gestresster als Tiere, denen Käfige mit nur 10 cm Einstreu zur Verfügung stehen. Zurückzuführen ist dies wahrscheinlich darauf, dass sich die Tiere in ihren selbst gegrabenen Bauern relativ sicher fühlen und dann das Handling als viel bedrohlicher empfinden als Tiere unter anderen Haltungsbedingungen. Darüber hinaus ist es bei den handelsüblichen Käfigen schon schwierig, selbst eine Einstreudicke von nur 10 cm zu erreichen, da die Käfige hierfür überhaupt nicht ausgelegt sind. Um eine höhere Einstreudicke zu ermöglichen, bleibt dem Halter daher wohl nichts anderes übrig, als selber Hand beim Käfigbau anzulegen.

In handelsüblichen Käfigen sollte die Einstreu etwa einmal wöchentlich ausgewechselt werden. Die Einstreu an den Stellen, die die Tiere bevorzugt zum Absetzen des Urins aufsuchen, sollte täglich ausgetauscht werden. Bei allen Arbeiten am und im Käfig ist darauf zu achten, dass diese während der Aktivitätszeit des Tieres, also in den frühen Abendstunden, durchgeführt werden. Störungen während der Ruhezeiten am Tag sind für Goldhamster mit sehr viel Stress verbunden. Außerdem reagieren die Tiere in einem solchen Fall sehr gereizt und können dann auch schon mal zubeißen.

Neben der Dicke der Einstreu spielt auch die Käfigausstattung eine entscheidende Rolle für das Wohlbefinden des Goldhamsters. So zeigen Vergleiche von Tieren, denen nur ein Laufrad als Käfigausstattung zur Verfügung stand, mit solchen, denen neben dem Laufrad unter anderem auch noch ein Platz zum Sandbaden, Kork- und Tonröhren als Bauersatz, sowie Zweige zum Benagen zur Verfügung standen, dass sich die Häufigkeit und die Dauer, die die Tiere in dem Laufrad verbrachten,

in den komplexer ausgestatteten Käfigen signifikant verkürzte. Wenn die Tiere also alternative Beschäftigungsmöglichkeiten nutzen können, so verbringen sie viel weniger Zeit in dem Laufrad. Der Einsatz von Laufrädern ist bei vielen Haltern heftig umstritten. Laufräder als Käfigausstattung werden von vielen Goldhamsterbesitzern strikt abgelehnt, da die Vermutung besteht, dass es bei den Tieren zu einer Art Abhängigkeit bei der Benutzung kommt. Wissenschaftlich belegt ist, dass die Tiere im Laufe der Zeit das Laufrad immer häufiger frequentieren. Dabei ist jedoch keinesfalls klar, ob es sich hierbei um ein stereotypes, also um ein nicht-funktionelles bzw. keinem Zweck dienendes Verhalten handelt oder nicht. Die häufigere Benutzung kann auch dadurch erklärt werden, dass das Explorationsverhalten der Tiere zur Erkundung des Käfigs nach einiger Zeit nachlässt und dann verstärkt das Laufrad aufgesucht wird. Je mehr Abwechslung der Käfig allerdings bietet, je mehr Explorationsverhalten wird das Tier zeigen und desto weniger wird das Laufrad benutzt werden. Warum die Tiere überhaupt das Laufrad benutzen ist ebenfalls nicht ganz klar. Zum Teil wird es als Anzeichen dafür gedeutet, dass die Tiere aus dem Käfig fliehen wollen (im Sinne von Weglaufen). Eine andere Erklärungsmöglichkeit wäre, dass Goldhamster als Teil ihres natürlichen Verhaltens einen sehr hohen Laufbedarf haben. Im Freiland sind die Tiere mitunter gezwungen, zur Nahrungssuche relativ große Strecken zurückzulegen. Die großen Entfernungen von mindestens 118 m zwischen bewohnten Hamsterbauen im Freiland könnten hierfür ein Indiz sein. Da aber über das Verhalten wild lebender Goldhamster so gut wie nichts bekannt ist, bleiben diese Vermutungen allerdings eher spekulativ.

Es liegen relativ aktuelle, wissenschaftliche Arbeiten vor, die die Auswirkungen eines Laufrads auf den physischen Zustand (Körpergewicht und Körperzusammensetzung) männlicher Tiere und die Reproduktionsleistung weiblicher Tiere analysieren. Demnach sind Männchen, die ein Laufrad benutzen können schwerer als Männchen, die keinen Zugang zu einem Laufrad hatten. Obwohl die Männchen mit Laufrad etwa die doppelte Futtermenge verzehrten, äußerte sich dies nicht etwa in einem zunehmenden Fettanteil am Aufbau der Körpermasse. Die weiblichen Tiere, die ein Laufrad

benutzen konnten, hatten durchschnittlich größere Würfe als die Weibchen ohne Laufrad. Erklärt werden diese Unterschiede damit, dass die Aktivität im Laufrad zu einer Steigerung der körperlichen Fitness führt, was sich wiederum positiv auf das Wohlbefinden der Tiere auswirkt. Wenn der Käfig des Goldhamsters mit einem Laufrad ausgestattet werden soll, dann ist allerdings darauf zu achten, dass dieses sicher am Käfiggitter befestigt wird. Außerdem sollte das Rad nur an einer Seite offen sein und über eine geschlossene Laufläche verfügen, damit sich die Tiere nicht verletzen können. Kunststoffräder mit Sprossen als Laufläche und Speichen in der Rückwand sollten auf keinen Fall verwendet werden, da hierbei das Verletzungsrisiko für die Tiere viel zu groß ist (die Tiere können mit den Extremitäten zwischen die Sprossen oder Speichen geraten und sich durch die auftretenden Scherkräfte bei der Drehung des Rades Arme und Beine brechen). Ganz wichtig ist auch, dass der Durchmesser des Laufrades mindestens 25 cm, besser noch 30 cm und mehr beträgt, um Schädigungen der Wirbelsäule zu vermeiden. In Rädern mit geringerem Durchmesser nehmen die Tiere zwangsläufig eine stark gekrümmte Körperhaltung ein, was auf Dauer unweigerlich zu Wirbelsäulenschäden führt.

Als weiterer Einrichtungsgegenstand des Käfigs sollte unbedingt ein Unterschlupf – idealerweise aus unbehandeltem Holz und nicht aus Kunststoff – für die Tiere vorhanden sein (auch wenn die Möglichkeit zum Graben gegeben ist). Der Unterschlupf imitiert vor allem in Käfigen, die keine Möglichkeit zum Graben bieten, die Schlafkammer des im Freiland angelegten Baus. Zu beachten ist, dass der Unterschlupf nur einen Zugang hat, der mindestens einen Durchmesser von 4,5 cm aufweisen sollte, damit die Tiere nicht stecken bleiben. Außerdem muss den Tieren Material angeboten werden, mit dem sie ihren Unterschlupf auspolstern können. Dabei sollte möglichst auf natürliche Materialien wie Stroh oder Heu zurückgegriffen werden, die noch den Vorteil bieten, dass die Tiere beim Zerspleißen der einzelnen Halme beschäftigt sind. Die oft im Handel angebotene „Hamsterwolle“ ist denkbar ungeeignet, da sich die Tiere sehr schnell an den längeren Fäden Zehen oder sogar eine ganze Extremität abschnüren können (siehe auch Kapitel 3.7.8, S. 94). Wenn die Tiere keinen sicheren Unterschlupf und kein Mate-

rial zum Nestbau zur Verfügung haben, führt dies zu einer Art Dauerstress. Die Tiere werden zunehmend aggressiv, stellen zum Teil die Nahrungsaufnahme ein und sterben relativ früh.

Neben den bisher schon beschriebenen Einrichtungsgegenständen können in den Käfig auch noch Röhren aus der Rinde der Korkeiche, Tonröhren oder andere, tunnelartige Rindenstücke verteilt werden. Dabei sollte darauf geachtet werden, dass stets ein Innendurchmesser von mindestens 4,5 cm eingehalten wird, damit die Tiere nicht stecken bleiben. Äste von Weichhölzern oder Obstbaumarten werden von den Tieren sehr gerne benagt, was für einen ausreichenden Abrieb der Schneidezähne und außerdem zur Beschäftigung der Tiere beiträgt. Eine weitere Bereicherung der Käfigausstattung stellt die Möglichkeit zum Sandbaden für die Tiere dar. Neben einer zusätzlichen Beschäftigungsmöglichkeit dient das Sandbaden darüber hinaus auch noch der Pflege des Fells. Allerdings wird ein solches Sandbad nicht immer von allen Tieren gleichermaßen genutzt werden. Je abwechslungsreicher der Käfig gestaltet wird (im englischen Sprachgebrauch wird dies als *environmental enrichment* bezeichnet), desto geringer wird das Tier Stereotypien wie das Benagen der Gitterstäbe zeigen und desto mehr natürliche Verhaltensweisen wird der Halter bei seinem Tier beobachten können.

Bei der Ausstattung sollte Wert darauf gelegt werden, dass möglichst nur natürliche oder naturnahe Materialien Verwendung finden. Die oftmals im Handel angebotenen, bunt gefärbten Kunststoffröhren sind völlig ungeeignet und außerdem unter Umständen für die Tiere gefährlich, da sie zum Teil zu eng und oftmals auch nicht ausreichend belüftet sind. Bewegliche „Hamsterspielzeuge“ wie „Hamsterkugeln“ oder „Hamsterautos“ sollten sich im Interesse der Tiere von selbst verbieten. Abgesehen von dem hohen Verletzungsrisiko sollte man kein Lebewesen derart herabwürdigen, dass es zu einem „lebendigen Spielzeug“ zur Belustigung des Halters wird.

### 3.6.3 Besonderheiten der Ernährung

Obwohl auch der Goldhamster über einen relativ großen Blinddarm verfügt (siehe Kapitel 3.3.3,

S. 69), ist der Aufschluss der rohfaserhaltigen Nahrungsbestandteile jedoch mit der Umsatzleistung von typischen Blinddarmverdauern wie dem Meerschweinchen oder dem Kaninchen nicht zu vergleichen. Dies äußert sich auch in der Ernährung wildlebender Hamster, die neben grünen Pflanzenteilen, unterirdischen pflanzlichen Speicherorganen, Sämereien und Früchten, zur Deckung des Proteinbedarfs auch aus kleineren wirbellosen Tieren besteht. Über die Ernährungsweise wildlebender Goldhamster ist zwar so gut wie nichts bekannt, jedoch lassen Untersuchungen an den verschiedenen Zwerghamsterarten vermuten, dass sich auch der Goldhamster neben der pflanzlichen Nahrung zusätzlich von Insekten, Spinnen und anderen Wirbellosen ernährt. Ob vom Goldhamster ähnlich wie vom Europäischen Feldhamster auch kleinere Wirbeltiere erbeutet und gefressen werden, ist nicht bekannt. Denkbar wäre aber beispielsweise, dass vom Goldhamster, ähnlich wie von Spitzmäusen bekannt, die Jungtiere verschiedener Echt- und Wühlmausarten verzehrt werden.

In menschlicher Obhut ist darauf zu achten, dass die Tiere möglichst abwechslungsreich gefüttert werden, da ansonsten durch einen Gewöhnungseffekt an das Futter die Fresslust schnell abnimmt. Wie auch schon bei den Kaninchen und Meerschweinchen ist jedoch auch beim Goldhamster darauf zu achten, dass eine Futterumstellung niemals plötzlich erfolgen sollte, um den mikrobiellen Symbionten des Verdauungstraktes Zeit zu geben, sich an eine veränderte Nahrungszusammensetzung anzupassen und es damit nicht zu Verdauungsstörungen kommt.

Neben der Fütterung von Sämereien wie beispielsweise Getreidekörnern, Sonnenblumenkernen, Mais, Erbsen, Kürbiskernen, Erdnüssen, Haselnüssen und Walnüssen, kann auch Frisch- oder Grünfütter in Form von frischen Süßgräsern und Kräutern und frischem Gemüse zugefüttert werden. Obst wird von den meisten Goldhamstern ebenfalls gerne gefressen, sollte jedoch auf Grund des meist hohen Fruchtzuckergehalts mehr als eine Form der Belohnung gegeben werden. Zitrusfrüchte sollten wegen der damit verbundenen Gefahr von Verdauungsstörungen nicht an Goldhamster verfüttert werden. Der Bedarf an tierischem Protein

kann über Rinderhack, gekochten Schinken, Leber, Fisch, Ei, Quark, Joghurt oder auch Hundekuchen gedeckt werden. Vor allem bei trächtigen oder laktierenden Weibchen empfiehlt sich die Fütterung von Milchprodukten (z.B. Quark, Joghurt). Eine besondere Bereicherung des Speiseplans stellt die Fütterung lebender Insekten wie etwa Mehlwürmern, Grillen oder Wanderheuschrecken dar. Neben einer artgerechten Ernährung wird auf diese Art zusätzlich auch noch die Erlebniswelt des Goldhamsters in menschlicher Obhut durch eine natürliche Komponente bereichert (siehe hierzu auch Kapitel 3.4.3, S. 72).

Der Bedarf an Rohfaser (das Futter sollte bis maximal 10 % Rohfaser enthalten) ist zwar deutlich geringer als bei Kaninchen und Meerschweinchen, jedoch sollte auch dem Goldhamster ständig Heu zur Verfügung stehen. Zum einen dient dies den Tieren als natürliches Baumaterial für ihre Nester und zum anderen sorgt der Verzehr des Heus für einen ausreichenden Zahnabrieb und einer Unterstützung des Verdauungsvorgangs. Außerdem kann die Beschäftigung mit dem Heu dem Auftreten von Langeweile bei den Tieren vorbeugen. Ein ähnlicher Effekt kann ebenfalls durch die Gabe von Ästen von Laub- und Obstgehölzen erreicht werden. Durch das Benagen der Zweige wird die stark ausgeprägte Nageappetenz der Tiere befriedigt und so Langeweile, die sich häufig in einem Benagen der Gitterstäbe äußert, vorgebeugt. Völlig ungeeignet ist die Fütterung von hart gewordenem Brot, um einen ausreichenden Zahnabrieb zu gewährleisten. Das Brot wird im Mundraum durch den Speichel sehr schnell aufgeweicht und muss zum Zerkleinern von den Tieren nur wenig gekaut werden. Dadurch kommt es dann nur zu einem ungenügenden Abrieb der Zähne aneinander (die Zähne schleifen sich generell nur aneinander ab, nicht an dem aufgenommenen Futter). Außerdem ist Brot auch ernährungsphysiologisch kein geeignetes Futtermittel für ein Nagetier.

Mitunter können einzelne Goldhamster in Bezug auf die Futterraufnahme recht wählerisch sein. Ein Problem besteht dann, wenn sich die Tiere hauptsächlich auf die fett- oder stärkereichen Komponenten (z.B. Nüsse bzw. Getreidekörner) konzentrieren und dann stark übergewichtig werden. Ei-

ne Abhilfe kann in einem solchen Fall pelletiertes Futter bieten, welches alle, für eine ausgewogene Ernährung wichtigen Nahrungskomponenten enthält, ohne dass die Tiere für den Stoffwechsel wichtige aber mitunter weniger schmackhafte Bestandteile aussortieren können. Bei der Fütterung von Pellets sollte neben der artgerechten Zusammensetzung (für Kaninchen oder Meerschweinchen entwickeltes Pelletfutter ist für Goldhamster ungeeignet!) darüber hinaus auch noch darauf geachtet werden, dass die Pellets nicht zu groß sind, so dass die Tiere sie auch noch in den Bäckentaschen in ihr Vorratslager transportieren können. Außerdem sollte eine Partikelgröße der verpressten Bestandteile von 0,3 mm nicht unterschritten werden, um auch beim Verzehr dieses Trockenfutters noch einen ausreichenden Zahnabrieb zu gewährleisten. Auch bei der Fütterung von Pellets sollte den Tieren immer zusätzlich noch Heu zur Verfügung gestellt werden (s.o.).

Als eine ernährungsphysiologische Besonderheit haben Goldhamster im Vergleich zu anderen Nagetierarten einen erhöhten Bedarf an Vitamin E (alpha-Tocopherol) und an Vitamin A (Retinol). Für ein 100 g schweres Tier beträgt die tägliche Menge an Vitamin E etwa 0,4 mg, die benötigte Menge an Vitamin A etwa 0,375 g. Natürliche Vitamin E-Quellen sind vor allem pflanzliche Öle wie Weizenkeimöl oder Sonnenblumenöl. Vitamin A ist unter anderem in Fisch, Leber, Eigelb und Milchprodukten vorhanden. Eine Vorstufe des Vitamin A, das Beta-Carotin (Provitamin A), ist in vielen Gemüsesorten wie beispielsweise Karotten, Spinat, Broccoli und Grünkohl enthalten.

Je nach Art der Fütterung kann für einige Tiere ein Salzleckstein wichtig werden, um deren Bedarf an Mineralien zu decken. Als ein Zeichen für eine zu geringe Versorgung mit Mineralien ist das verstärkte Beleckten von Gegenständen oder auch der menschlichen Haut (die Tiere nehmen dabei die salzhaltigen Absonderungen der menschlichen Schweißdrüsen auf) zu werten. Wird dies bei einem Tier beobachtet, so sollte ein solcher Salzleckstein in dem Käfig des Tieres angebracht werden. Zu beachten ist allerdings, dass solch ein Mineralleckstein bei gesunden Tieren zur Bildung von Blasen- und Nierensteinen beitragen kann und solche Lecksteine



daher nur in begründeten Fällen gegeben werden sollten (im Zweifelsfall sollte ein Tierarzt konsultiert werden).

Obwohl Goldhamster als Bewohner trockener Lebensräume in der Lage sind, sehr ökonomisch mit dem Wasser umzugehen, sollte den Tieren immer eine ständig erreichbare Wasserquelle zur Verfügung stehen. Mitunter ist zwar zu lesen, dass die Tiere ihren Wasserbedarf alleine über das aufgenommene Frischfutter decken können, bei diesbezüglich durchgeführten Versuchen nahmen aber alle Tiere denen Saftfutter gereicht wurde, auch noch zusätzlich Wasser auf, wenn sie dazu Gelegenheit hatten. Es mag einzelne Tiere geben, die bei entsprechender Fütterung niemals bei der Wasseraufnahme beobachtet werden können, dies sollte aber nicht auf alle Tiere verallgemeinert werden. Bei vielen Tieren entsteht auch eine gewisse Gewöhnung an die Aufnahme von Trinkwasser und manche Goldhamster werden zunehmend aggressiv, wenn ihnen kein Wasser mehr zur Verfügung steht. Die täglich aufgenommene Wassermenge schwankt, je nach Fütterungsart und in Abhängigkeit von der Umgebungstemperatur und der relativen Luftfeuchtigkeit, zwischen 5 bis 20 ml pro 100 g Körpergewicht (siehe auch Kapitel 3.4.1, S. 70). Bei einer unzureichenden Wasserzufuhr besteht auch beim Goldhamster ein erhöhtes Risiko für die Bildung von Blasen- oder Nierensteinen.

### 3.6.4 Umgang mit den Tieren

Viele Haustiere mögen es nicht, vom Menschen angefasst zu werden, dies gilt ebenfalls für den Goldhamster. Für das Tier bedeutet ein angefasst werden daher immer eine große Menge Stress und viele Goldhamster beißen in einer solchen Situation auch schon einmal kräftig zu. Um den Stress möglichst gering zu halten, sollten die Tiere daher langsam an die menschliche Hand gewöhnt werden. Dies erfolgt am einfachsten über kleine Futtergaben direkt aus der Hand. Wenn es sich dabei um Futterstückchen handelt, die besonders gerne gefressen werden, kann so das Tier nach und nach an den Kontakt mit der menschlichen Hand gewöhnt werden. Mitunter ist hierfür allerdings sehr viel Geduld nötig und einige Tiere werden auch niemals besonders zutraulich werden.

Muss der Goldhamster in die Hand genommen werden, so sollte dies nicht einfach am Nackenfell erfolgen, da dies mit dem Ergreifen durch einen Fressfeind assoziiert wird und die Tiere in der Regel heftig anfangen zu strampeln. Dies ist besonders bei trächtigen Tieren zu vermeiden. Ist eine andere Handhabung außer dem Ergreifen am Nackenfell nicht möglich, so sollte das Tier beim Hochheben auf die andere Hand aufgelegt werden. Am besten wird ein Goldhamster ergriffen, indem die Handfläche dem Rücken des Tieres anliegt und der Daumen und der Zeigefinger vor der Brust unterhalb der Vorderextremitäten zusammengeführt werden. Dabei ist darauf zu achten, dass sich das Tier weder durch einen zu lockeren Griff befreien kann, noch durch einen zu festen Griff im Bereich des Brustkorbs verletzt wird. Alternativ kann mit beiden Händen auch ein Hohlraum gebildet werden, in dem das Tier dann hochgehoben wird. Zu beachten ist bei jeder Form der Handhabung, dass sich die Tiere schon bei einem Sturz aus geringer Höhe schwer verletzen können.

Angefasst werden sollte ein Tier nur, wenn es unbedingt nötig ist, etwa zur Fellpflege bei einem Teddy-Hamster oder wenn das Tier im Falle einer Erkrankung behandelt werden muss. Soll dagegen beispielsweise lediglich der Käfig gereinigt werden, so kann das Tier auch durch das Anbieten eines beliebigen Leckerbissens in einen Transportbehälter gelockt werden und so aus dem Käfig genommen werden ohne angefasst werden zu müssen.

Jeder Transport sollte in einem Behälter erfolgen, aus dem die Tiere nicht entkommen können. Für eine längere Unterbringung sind beispielsweise Pappschachteln nicht geeignet, da diese von den Tieren schnell zernagt werden. Bewährt haben sich dagegen kleinere Kunststoffbehälter, die durch einen, mit Lüftungsschlitzen versehenen Deckel fest verschlossen werden können. Um den Stress für die Tiere zu reduzieren, sollte in den Transportbehälter immer ein wenig benutzte Einstreu aus dem Käfig gegeben werden, da diese nach dem Tier riecht und so einen gewissen „Heimeffekt“ vermittelt.



## 3.7 Häufige Krankheiten des Syrischen Hamsters

Im Folgenden sind einige der beim Goldhamster häufiger auftretenden Krankheiten angeführt.

Ebenso wie eine angemessene Unterbringung und Ernährung der Tiere gehört auch die regelmäßige Kontrolle des Allgemeinzustandes zu den Anforderungen einer artgerechten Haltung. Da vor allem Tiere, die nur zu einem gewissen Grad domestiziert sind wie der Goldhamster, Krankheitssymptome erst dann erkennen lassen, wenn es für eine erfolgreiche Behandlung schon fast zu spät ist, sollten die Tiere alle zwei bis drei Tage während ihrer Aktivitätsphase sorgfältig auf Anzeichen für eine mögliche Erkrankung beobachtet werden. Solche Anzeichen sind beispielsweise ein mattes, struppiges Fell, unnatürliche Bewegungsabläufe wie etwa ein steifbeiniger Gang, Bewegungsunlust, verschmutzte Fellpartien vor allem im Bereich des Afters oder eine verminderte Nahrungsaufnahme. Ein guter Indikator für das Wohlbefinden eines Tieres ist die regelmäßige, wöchentliche Kontrolle und Dokumentation des Körpergewichts (Gewichtsangaben zusammen mit dem Datum aufschreiben!). Eventuelle übermäßige Gewichtsabnahmen lassen sich so relativ sicher erkennen. Erfolgt innerhalb eines kurzen Zeitraums unter gleichbleibenden Haltungsbedingungen ein Gewichtsverlust von mehr als 10 g, so liegt häufig eine Erkrankung des Tieres vor (sofern es sich dabei nicht um trächtiges Weibchen handelt, welches gerade Jungtiere zur Welt gebracht hat).

**Beachte** Es sei an dieser Stelle wiederum darauf hingewiesen, dass die folgende Zusammenfassung im Falle einer Erkrankung keinesfalls den Gang zu einem Tierarzt ersetzen kann!

### 3.7.1 Ernährungsbedingte Erkrankungen

Ernährungsbedingte Erkrankungen sind auch beim Hamster immer noch die häufigste Krankheitsursache. Eine plötzliche Futterumstellung kann beispielsweise eine Verschiebung der Darmflora hin zu einer überwiegenden Besiedlung des Darms mit *Escherichia coli* bewirken (Koliinfektion). Die Tiere bekommen Fieber, es zeigt sich

ein wässriger Durchfall verbunden mit Blähungen und übermäßigem Speichelfluss. In schweren Fällen, d.h. bei einer akuten Enteritis, kann eine Koliinfektion zum Tod des betroffenen Tieres führen. Diesem Krankheitsverlauf kann relativ einfach dadurch vorgebeugt werden, dass die Tiere abwechslungsreich mit qualitativ hochwertigen Futterkomponenten versorgt werden und eine abrupte Futterumstellung vermieden wird. Falls ein Tier dennoch an einer Enteritis erkrankt ist, wird oft geraten, das Tier einen Tag lang hungern zu lassen. Dies ist jedoch bei der hohen Stoffwechselrate des Goldhamsters nicht unproblematisch. Gerade bei einer mit einer Enteritis verbundener Nahrungsverweigerung (Inappetenz) ist es wichtig, dass die Tiere ausreichend mit Energie versorgt werden. Dies kann beispielsweise durch eine Zwangsfütterung oder einer Glucose-Infusion (durch den Tierarzt) erreicht werden. Nach dem Abklingen der Beschwerden sollte anschließend eine zeitlang auf Saftfutter verzichtet werden. Nach Absprache mit dem Tierarzt können zusätzlich Elektrolyte und Antibiotika verabreicht werden.

Durch sehr harte Futterbestandteile kann es zu Verletzungen der Mund- und Backentaschenschleimhaut kommen, die sekundär von Streptokokken (v.a. *Streptococcus zooepidemicus*) oder Staphylokokken (*Staphylococcus aureus*) infiziert werden können, wodurch es zur Bildung von schmerzhaften Abszessen im Mundraum kommen kann.

Werden den Tieren unangemessene Nahrungsmittel wie etwa Schokolade gereicht, so kann es zu einem Verkleben der Backentaschen kommen, wenn das Tier die Schokolade hamstert und diese in den Backentaschen anfängt zu schmelzen. Vor allem Kindern sollte man klar machen, dass menschliche Süßigkeiten für ihren Schützling völlig ungeeignet sind.

Durch einen ausreichenden Rohfaseranteil in der Nahrung (siehe Kapitel 3.4.3, S. 72) wird ein hinlänglicher Zahnabrieb sichergestellt und so Zahnfehlstellungen bzw. einem übermäßigen Längenwachstum und den damit verbundenen Verdauungsstörungen vorgebeugt. Durch einen Verzicht auf die Fütterung stark zuckerhaltiger Komponenten

ten können die Backenzähne weitestgehend vor Karies geschützt werden.

Mitunter kommt es durch ein falsche bzw. einseitige Ernährung zu einem Vorfall des Rektums (Rektumprolaps), wobei besonders anfällig fehlerernährte Tiere sein sollen, die auf Sägespänen als Einstreumaterial gehalten werden. Der genaue Zusammenhang zwischen einer Fehlernährung und dem Einstreumaterial auf einen Rektumsvorfall ist allerdings bislang nicht befriedigend geklärt.

Wird dem Goldhamster statt künstlichem Nistmaterial (Hamsterwolle) Heu gereicht und weiterhin darauf geachtet, dass dem Tier immer ausreichend Wasser und Futter zur Verfügung steht, so kann einer Verstopfung (Obstipation), unter der manche Tiere zu leiden haben, relativ einfach entgegengewirkt werden. Zu einer ungenügenden Wasserzufuhr kann es beispielsweise kommen, wenn sich etwa die Auslauföhre der Tränkflasche durch Kalkbildung oder mit Futterbestandteilen oder Einstreu zusetzt. Die Wasserflasche sollte also regelmäßig auf einen freien Auslauf hin kontrolliert werden. Durch eine ausreichende Wasserversorgung wird darüber hinaus auch noch dem Risiko einer Bildung von Harn- oder Nierensteinen recht effektiv entgegengewirkt.

Durch eine ausgewogene Futterzusammenstellung bei der für das Tier Mangelerscheinungen ausgeschlossen werden, sowie durch die Vermeidung unnötiger Stresssituationen kann eine übermäßige Vermehrung von Protozoen (tierische Einzeller; hier vor allem *Giardia* und *Spironucleus muris*) des Verdauungstraktes weitestgehend vorgebeugt werden. Eine übermäßige Vermehrung dieser Einzeller, die im Dünndarm fast aller Goldhamster nachzuweisen sind, bewirkt bei Jungtieren eine Wachstumsverzögerung und bei erwachsenen Tieren mitunter eine chronische Dünndarmentzündung. Eine Behandlung sollte immer durch einen Tierarzt erfolgen.

Bei einer ausreichenden Versorgung des Goldhamsters mit tierischen Proteinen und einer ausreichenden Menge an Vitaminen, vor allem Vitamin E, kann einer Erkrankung des Muskel- und Skelettsystems in Form einer Muskelatrophie relativ

wirksam vorgebeugt werden. Ein Vitaminmangel ist häufig auch Ursache für Wachstumsstörungen. Außerdem wird eine Vitamin E-Unterversorgung und ein Mangel an tierischem Eiweiß auch noch für die Tendenz einiger weiblicher Tiere zum Kannibalismus, d.h. zum Verzehr ihres eigenen Nachwuchses, verantwortlich gemacht.

In seltenen Fällen kann es, bedingt durch eine Stoffwechselstörung, bei der Kalzium aus den Knochen freigesetzt und durch kollagenes Bindegewebe ersetzt wird (Osteodystrophie), zu Knochenaufreibungen vor allem an den Kieferknochen und zu spontanen Knochenbrüchen kommen. Verursacht wird diese Stoffwechselstörung durch eine Überfunktion der Epithelkörperchen (manchmal auch „Nebenschilddrüsen“ genannt), die ein Hormon ausschütten (das Parathormon), welches dazu führt, dass verstärkt Kalzium aus den Knochen freigesetzt wird. Manchmal wird eine Osteodystrophie allerdings auch durch eine chronische Nierenerkrankung (Nephritis) ausgelöst. Die betroffenen Tiere zeigen eine eingeschränkte Mobilität und vermeiden das Klettern und die Benutzung des Laufrades. Forciert wird diese Stoffwechselstörung noch durch einen Kalziummangel bei gleichzeitigem Überschuss an Phosphor in der Nahrung.

### 3.7.2 Erkrankungen des Fells und der Haut

Eine ganze Anzahl verschiedener Hautmilben sind als Ektoparasiten beim Goldhamster bekannt. Allen Milben ist gemeinsam, dass ein Befall der Tiere zur Bildung von mehr oder weniger stark juckenden Krusten und Borsten und zumindest teilweise zu Haarausfall führt. Häufige Milbenvertreter sind verschiedene Demodex-Arten (verursachen eine Demodikose), *Sarcoptes anacanthos* (Sarcoptes-Räude), *Notoedres notoedres* (Notoedres-Räude), sowie Rattenmilben (*Ornithonyssus bacoti*). Mit Ausnahme der Rattenmilben sind alle anderen Arten nur unter dem Mikroskop sichtbar und eine eindeutige Diagnose kann daher nur der Tierarzt stellen. Die Übertragung erfolgt in der Regel von Tier zu Tier (bei der Demodikose beispielsweise stecken sich Jungtiere bei der Mutter an) oder auch durch andere Haustiere (Sarcoptes-Räude kann durch Hunde, Katzen, Kaninchen, Rat-

ten oder Mäuse übertragen werden) bzw. durch kontaminiertes Futter oder Einstreu. Eine Einschleppung von Milben über die Einstreu kann zwar durch die Verwendung von Hamsterwolle verhindert werden, diese sollte jedoch auf Grund der Verletzungsgefahr für die Tiere nicht verwendet werden (siehe Kapitel 3.6.2, S. 83 und Kapitel 3.7.8, S. 94).

Die Behandlung eines Milbenbefalls sollte von einem Tierarzt durch die Verabreichung eines speziellen Milbenmittels (Akarizid) erfolgen. Bei der Therapie ist darauf zu achten, dass regelmäßig auch der Käfig und die Käfigeinrichtung mit einem Milbenmittel behandelt werden sollte und die Einstreu immer komplett ausgewechselt wird. Unbehandelt können alle genannten Milbenerkrankungen zum Tod des betroffenen Tieres führen.

Eine Hautentzündung (Dermatitis) kann beim Goldhamster verschiedene Ursachen haben. So können Hautpilze (häufig z.B. der Dermatophyt *Trichophyton mentagrophytes*), Strahlenpilze (z.B. *Actinomyces israeli*) oder eine Sekundärinfektion von Bisswunden durch Staphylokokken oder Streptokokken zu einer entzündlichen Hautveränderung führen. Häufig wird eine solche Dermatitis durch einen mehr oder weniger ausgeprägten Haarausfall begleitet. Klarheit über die Ursache und damit auch über die Form der Behandlung kann in solchen Fällen in der Regel nur der Tierarzt geben.

Vor allem bei männlichen, unkastrierten Goldhamstern können geschwulstartige Veränderungen der Flankendrüsen beobachtet werden. Diese Gewebsneubildungen (Neoplasien) sind hormonell verursacht und können, vor allem bei älteren Tieren, mitunter auch bösartig sein. Das solcherart veränderte Gewebe sollte daher punktiert und zytologisch untersucht werden. Bei einem bösartigen Tumor wird der Tierarzt in der Regel den Brustkorb röntgen und das Tier auf die Bildung von Lungenmetastasen hin untersuchen.

Zu einer Verletzung durch Bisswunden kommt es häufig, wenn zu Zuchtzwecken ein weiblicher Goldhamster mit einem fremden Männchen zusammengesetzt wird. In der Regel wird in einem solchen Fall das männliche Tier von dem weiblichen gebissen. Verpaarungen sollten deshalb immer unter Aufsicht

erfolgen und den Tieren sollte durch ein reich strukturiertes Gehege die Möglichkeit zum Ausweichen geboten werden.

### 3.7.3 Erkrankungen des Verdauungsapparates

Neben den in Kapitel 3.7.1 (siehe S. 89) bereits erwähnten Erkrankungen des Verdauungstraktes kann eine Entzündung des Krumm- oder Hüftdarms, also des unteren Abschnitts des Dünndarms, auftreten, wobei es zu einer Verdickung der Dünndarmwand kommt (proliferative Ileitis). Wodurch diese Erkrankung letztendlich ausgelöst wird ist unbekannt. Diskutiert werden die Beteiligung von Viren, Bakterien oder mehrzelligen Parasiten (Endoparasiten), sowie stressauslösende Faktoren wie qualitativ minderwertiges Futter, plötzliche Temperaturschwankungen, ein Transport der Tiere oder eine genetische Prädisposition.

In Mitleidenschaft gezogen werden vor allem Jungtiere im Alter zwischen 2 – 8 Wochen, wobei eine akute, zumeist tödlich verlaufende und eine subakute, weniger kritische Verlaufsform unterschieden werden können. Bei der akuten Form kommt es zu wässrigen Durchfällen und einer damit verbundenen Dehydratation. Die Tiere sind apathisch und nehmen kaum noch Nahrung auf. In vielen Fällen sterben die betroffenen Goldhamster nach etwa 48 Stunden. Die subakute Form wird zwar ebenfalls von Durchfall und einer Dehydratation der Tiere begleitet und ist damit nicht einfach von der akuten Verlaufsform zu unterscheiden, jedoch sind die Durchfälle weniger heftig und die betroffenen Tiere überleben die Erkrankung häufig, wobei es allerdings zu Wachstumsverzögerungen kommen kann. Bedingt durch den wässrigen Durchfall ist das Fell rund um die Afterregion und am Schwanz oft völlig durchnässt, weshalb diese Erkrankung im englischen Sprachraum auch die Bezeichnung „wet tail“ (also „nasser Schwanz“) erhalten hat. Die Behandlung kann nur durch einen Tierarzt erfolgen. Beim Goldhamster gilt, dass bei allen Durchfallerkrankungen die länger als 24 Stunden andauern, ohne dass es zu einer sichtlichen Verbesserung kommt, unbedingt ein Tierarzt aufzusuchen ist. Wird das Tier nicht behandelt, so führt ein solcher Durchfall in der Regel zum Tod des betroffenen Individuums.

Relativ häufig ist beim Goldhamster auch noch die Bildung von Leber- und Gallengangzysten zu beobachten. Die Tiere erfahren innerhalb einer kurzen Zeit eine deutliche Umfangsvermehrung, die zum Teil mit starkem Haarausfall verbunden ist. Eine Behandlungsmethode solcher Zysten gibt es bislang nicht und die Tiere versterben, wenn sie nicht vorher eingeschlüfert werden, in der Regel an einer massiven Funktionsstörung der betroffenen Organe.

### 3.7.4 Erkrankungen der Harnwege

Eine Blasenentzündung entsteht beim Goldhamster in der Regel durch eine aufsteigende Infektion, wobei weibliche Tiere, auf Grund der kürzeren und weiteren Harnröhre öfter betroffen sind als die Männchen.

Wie auch das Kaninchen und das Meerschweinchen resorbiert der Goldhamster alles mit der Nahrung aufgenommene Kalzium und scheidet das nicht für den Stoffwechsel benötigte über die Nieren wieder aus. Ein erhöhter Kalziumgehalt des Futters und ein Flüssigkeitsmangel können daher eine Konkrementbildung (Blasen- der Nierensteine) begünstigen. Da der Urin des Goldhamsters, als einem Bewohner trockener Regionen, in Anpassung an den Wassermangel bereits natürlicherweise vergleichsweise stark konzentriert ist, kommt es bei diesem jedoch relativ selten zur Bildung solcher Konkremente.

Mitunter kann vor allem bei älteren Tieren eine übermäßige Produktion bestimmter Proteine von krankhaft veränderten Zellen des Immunsystems beobachtet werden. Diese Proteine sind anders aufgebaut als die Proteine gesunder Zellen, können daher vom Körper nicht abgebaut werden und lagern sich deshalb in verschiedenen Geweben ab (man spricht in diesem Fall von einer Amyloidose). Eine Ablagerung dieser Proteine in den Nieren führt zu einer sogenannten Nierenamyloidose und letztendlich zum Nierenversagen (weiterhin sind häufig noch die Leber und die Milz von einer Amyloid-Ablagerung betroffen).

Erkrankte Tiere zeigen eine Bauchfellwassersucht (Ascites) oder eine Ödembildung im Unter-

hautfettgewebe und sehen daher aufgeschwemmt aus. Die Nieren sind verkleinert und weisen eine höckerige Oberfläche auf. Eine Behandlung der Amyloidose ist derzeit nicht möglich.

### 3.7.5 Neurologische Symptome

Die bekannteste neurologische Erkrankung des Goldhamsters ist die durch einen Virus ausgelöste lymphozytäre Choriomeningitis oder kurz LCM, an der neben dem Goldhamster noch eine Reihe anderer Nagetiere erkranken können. Die Erkrankung tritt bei Nagetieren hauptsächlich bei Jungtieren im Alter von drei bis sechs Monaten auf und bleibt häufig ohne äußerlich erkennbare Symptome. Wenn doch Symptome auftreten, so sind diese relativ unspezifisch. Die betroffenen Tiere zeigen ein gesträubtes Fell, Schnupfen, Niesen, Krämpfe, Lähmungserscheinungen, eine Bindehautentzündung (Konjunktivitis) mit verklebten Augen oder Entwicklungsstörungen wie ein verzögertes Wachstum. Eine Ausscheidung von Erregern ist über Urin, Kot oder Speichel möglich, erfolgt aber nur bis zum Erreichen des vierten Lebensmonats. Eine Ansteckung, sofern diese nicht bereits über die Infektion der Embryos im Uterus eines erkrankten Muttertieres erfolgt, ist über Bisswunden, die Atemwege oder auch über blutsaugende Gliedertiere möglich. Meistens kann eine endgültige Diagnose erst nach dem Tod des Tieres durch eine Isolierung des Virus aus der Lunge erfolgen.

Eine Behandlung der LCM ist so gut wie unmöglich und entsprechend hoch ist die Mortalitätsrate der befallenen Tiere. Als einzige Behandlungsform ist die Verabreichung von Antibiotika zur Vermeidung von bakteriellen Sekundärinfektionen zu nennen.

Bei der LCM handelt es sich um eine Zoonose, also um eine Erkrankung, die auch auf den Menschen übertragbar ist. Bislang konnte bei Haltern von Goldhamstern jedoch keine vermehrte Ansteckung beobachtet werden. Nach einer Inkubationszeit von sechs bis 13 Tagen ruft eine Infektion beim Menschen grippeähnliche Symptome oder eine Gehirnhautentzündung mit oder ohne Beteiligung des Gehirns (Meningitis bzw. Meningoenzephalitis) hervor. Bei schwangeren Frauen kann es sogar zu Missbildungen des Embryos bis hin zu Fehlgeburten

kommen. Um einer Übertragung des Virus auf den Halter vorzubeugen, sollten beim Kauf eines Goldhamsters daher darauf geachtet werden, dass das Tier aus einer LCM-freien Zucht stammt.

Bei der manchmal beim Goldhamster zu beobachtenden Drehbewegungen um die eigene Achse oder die Schiefhaltung des Kopfes (Torticollis) spielen in der Regel keine neurologischen Erkrankungen eine Rolle, sondern eine durch Mykoplasmen verursachte Mittelohrentzündung.

### 3.7.6 Erkrankungen des Atemtraktes

Als Erkrankungen des Atemtraktes treten beim Goldhamster häufig bakterielle Infektionen mit *Pasteurella pneumotropica*, *Bordetella bronchiseptica*, *Streptococcus* sp. oder *Staphylococcus* sp. auf. Die Symptome sind relativ unspezifisch, äußern sich häufig jedoch unter anderem mit Atemnot (Dyspnoe) mit verstärkter Flanken- oder Maulatmung, Schnupfen (Rhinitis), eitrigem Augen- und Nasenausfluss bis hin zu einer Lungenentzündung unter Beteiligung der Bronchien (Bronchopneumonie). Sekundär kann es, vor allem bei einer Infektion mit Staphylokokken, weiterhin zu einer Blutvergiftung (Septikämie) kommen.

Begünstigend für ein Auftreten der genannten Erreger wirken Stressfaktoren wie unzureichende Haltungsbedingungen, etwa eine zu geringe Luftfeuchtigkeit oder unzureichende hygienische Bedingungen mit einer Anreicherung ammoniakhaltiger Gase, wenn beispielsweise die Einstreu nicht regelmäßig gewechselt wird.

Die Behandlung einer solchen bakteriellen Infektion des Atemtraktes erfolgt in der Regel durch den Tierarzt durch die Gabe entsprechender Antibiotika.

Als eine weitere Erkrankung des Atemtraktes im weiteren Sinne sind beim Goldhamster Lungenblutungen als Folge von Traumata zu erwähnen. So führen beispielsweise Stürze aus größerer Höhe, unabsichtliche Fußtritte oder das Einklemmen in Türen beim Freilauf der Tiere mitunter zum Zerreißen

von Lungengefäßen, was sich durch Atemnot (Dyspnoe) und durch den Austritt von Blut oder blutigem Schaum aus den Nasenlöchern äußert. Häufig erleiden die betroffenen Tiere zusätzlich noch einen lebensbedrohenden Schock. Die Behandlung durch den Tierarzt beschränkt sich auf die Durchführung kreislaufstabilisierender Maßnahmen. Das Tier sollte auf die Körperseite gelegt werden, welche von der Lungenverletzung betroffen ist, um so einer Vermischung von Atemluft und Blut vorzubeugen und die Atmung zu erleichtern und eine ausreichende Sauerstoffversorgung des Organismus sicher zu stellen.

### 3.7.7 Herz- und Kreislaferkrankungen

Herzerkrankungen treten im Allgemeinen besonders bei älteren Tieren auf. Ursache hierfür sind vermutlich altersbedingte Veränderungen des Herzmuskels und der Herzklappen. Mitunter können aber auch Infektionen des Atemtraktes (siehe Kapitel 3.7.6, S. 93) sekundär auf die Herzklappen übergreifen und dann auch jüngere Tiere beeinträchtigen. Eine Erkrankung des Herzens wird häufig durch Atembeschwerden, die sich in pumpenden Bewegungen der Flanken äußern, durch ein gesträubtes Fell sowie durch Appetitlosigkeit (Inappetenz) angezeigt. Bei altersbedingten Veränderungen des Herzens ist keine Behandlung möglich, bei einer bakteriellen Infektion der Herzklappen jüngerer Tiere kann eine Antibiotikabehandlung Erfolg zeigen.

Eine Herzinsuffizienz kann zu Koordinationsstörungen (Ataxien) bis hin zu einer teilweisen Nervenlähmung (Parese) führen. Hierdurch wird mitunter der Anschein einer neurologischen Erkrankung erweckt. Als frühe Symptome einer Herzinsuffizienz können verlängerte Ruhezeiten und eine verminderte Nutzung des Laufrades gelten. Als eine Dauertherapie kann unter anderem die Gabe von harntreibenden Mitteln (Diuretika) unter Aufsicht eines Tierarztes in Frage kommen.

Als eine Erkrankung des Kreislaufsystems kann bei Goldhamstern vor allem in den Sommermonaten ein Hitzschlag auftreten. Da den meisten Nagetieren die Schweißdrüsen fehlen, sind diese nur bedingt in der Lage, eine zu hohe Körpertemperatur

effektiv herunterzuregulieren (im Freiland würden die Tiere bei zu hohen Temperaturen dazu den kühlen Bau aufsuchen). Zu hohe Umgebungstemperaturen – etwa wenn der Käfig direkt in der Mittagssonne steht – führen dazu, dass sich besonders die Blutgefäße in der Haut der Extremitäten und der Ohren sehr stark erweitern (periphere Vasodilatation), da die Tiere versuchen, durch eine verstärkte Durchblutung dieser Bereiche Wärme an die Umgebung abzugeben. Dadurch kommt es nach einiger Zeit zu einem Kreislaufversagen, da andere Organe und vor allem das Gehirn nur noch unzureichend durchblutet werden.

Ein solchermaßen betroffenes Tier wird apathisch, bekommt Gleichgewichtsstörungen und Muskelschwäche und verfällt nach einiger Zeit in einen Schockzustand, bei dem es auf einer Körperseite liegt. Als Sofortmaßnahme sollte das Tier in feuchte, kühle Tücher gewickelt werden, um die Körpertemperatur herunterzuregulieren. Der Tierarzt kann weiterhin kühlende Infusionen verabreichen und das Tier mit Antibiotika versorgen um einer möglichen Blutvergiftung (Septikämie) vorzubeugen (in der Regel arbeiten bei einem Kreislaufkollaps auch die Nieren und die Leber nicht mehr richtig, so dass sich giftige Stoffwechselprodukte im Blut anreichern können).

### 3.7.8 Erkrankungen des Bewegungsapparates

Erkrankungen des Bewegungsapparates im weitesten Sinne betreffen beim Goldhamster hauptsächlich die Hände und Füße. Wenn künstliches Nistmaterial (Hamsterwolle) verwendet wird, können sich einzelne Fäden um die Gliedmaßen schlingen, in die Haut einwachsen und im schlimmsten Fall zum Abschnüren einzelner Zehen oder auch eines gesamten Beines führen. Am einfachsten umgehen lassen sich solche Verletzungen, indem auf künstliches Nestmaterial (welches darüber hinaus beim Verschlucken auch noch zu Verdauungsproblemen führen kann, siehe Kapitel 3.7.1, S. 89) verzichtet wird und den Tieren als natürlicher Ersatz Heu angeboten wird.

Bei der Verwendung von Sägespänen als Einstreu, können Holzpartikel beim Graben in der

Streu durch die Haut in die Handflächen oder Fußsohlen eindringen und sich dann entzünden (vornehmlich durch den bakteriellen Einzeller *Mycobacterium chelonae*, einem Verwandten des Tuberkulose- und Lepra-Erregers). Unbehandelt kann diese Erkrankung zum Verlust der Zehen an der betroffenen Extremität führen und die verbleibenden Anteile sind dann knotenartig angeschwollen. Eine Behandlung hat oftmals keinen Erfolg, da die Tiere dem Tierarzt zu spät vorgestellt werden und die Entzündung dann bereits zu weit fortgeschritten ist. Um solchen Verletzungen vorzubeugen, sollte bei der Wahl der Einstreu darauf geachtet werden, dass diese nicht zu viele grobe und harte Bestandteile enthält (was allerdings mitunter schwierig zu beurteilen ist). Ein Wechsel auf Heu- oder Strohhäcksel schafft auch nur bedingt Abhilfe, da auch diese Einstreu zum Teil harte, spitze Pflanzenbestandteile enthält, an denen sich die Tiere beim Graben die Hand- und Fußsohlen verletzen können. Ebenso ist die Verwendung von Torf oder eines Torf-Sand-Gemisches nicht unproblematisch, da der Torf beim Trocknen zu einer starken Staubeentwicklung neigt, was wiederum zu einer Reizung der Schleimhäute und Atemwege führen kann. Ist der Torf dagegen zu feucht, so kann es zu einem Schimmelbefall kommen oder die Tiere können sich erkälten.

### 3.7.9 Erkrankungen des Geschlechtsapparates

Vor allem ältere, weibliche Goldhamster sind mitunter von Erkrankungen der Geschlechtsorgane betroffen, wie etwa einer Gebärmutter(schleimhaut)entzündung (Endometritis), der Zystenbildung an den Eierstöcken (Ovarialzysten) oder einer Gesäugeentzündung (Mastitis).

Die Gebärmutter(schleimhaut)- und auch die Gesäugeentzündung werden von bakteriellen Erregern wie Streptokokken, Staphylokokken oder auch *Pasteurella* hervorgerufen. In der Regel werden diese Entzündungen vom Tierarzt mit Antibiotika behandelt. Unbehandelt kann eine eitrige Gebärmutterentzündung zu einer Blutvergiftung (Septikämie) bei den betroffenen Tieren führen. Als Reaktion hierauf stellt das Tier die Nahrungsaufnahme ein und wird zunehmend matt, die Augen sind eit-



rig verklebt und die Atmung erfolgt unter auffällig pumpenden Flankenbewegungen. Im Folgenden geraten die Tiere in einen Schockzustand, bei dem sie typischerweise auf der Seite liegen.

Im Falle der Endometritis kann auch eine operative Entfernung der gesamten Gebärmutter samt der Eierstöcke (Ovariohysterektomie) sinnvoll sein.

Die Ursachen für die Entstehung von Ovarialzysten sind nicht genau bekannt, nur dass die Bildung wahrscheinlich hormonell bedingt ist. Ähnlich wie bei den Leber- und Gallengangzysten kommt es zu einer Anschwellung der Bauchregion, die mit Haarausfall, Atembeschwerden und Verdauungsstörungen verbunden sein kann. Als Behandlung kommt nur eine operative Entfernung der Eierstöcke samt der Gebärmutter (Ovariohysterektomie) in Frage.

### 3.7.10 Erkrankungen des Auges

Als Erkrankungen des Auges sind beim Goldhamster eine Bindehautentzündung (Konjunktivitis) bzw. eine gleichzeitige Entzündung von Horn- und Bindehaut (Keratokonjunktivitis) bekannt.

Eine Bindehautentzündung kann vielfältige Ursachen haben, wie etwa eine bakterielle Infektion mit Pasteurella oder Streptokokken, das Eindringen von Staub- oder Schmutzpartikel aus der Einstreu, oder auch die LCM (siehe Kapitel 3.7.5, S. 92). Des Weiteren kann auch bei ungünstiger Wahl des Käfigstandortes Zugluft eine solche Erkrankung bewirken. Auch unzureichende hygienische Bedingungen und hier vor allem die Anreicherung von Ammoniakgasen bei stark verschmutzter Einstreu und unzureichender Belüftung des Käfigs kann eine Bindehautentzündung auslösen. Als letzter Punkt seien noch Allergien z.B. gegen Heustaub erwähnt, die ebenfalls zu einer Reizung der Schleimhäute führen können.

Zu erkennen ist eine solche Bindehautentzündung an einer Gesichtsschwellung rund um die Augenhöhle, die entweder einseitig oder auch beidseitig ausgebildet sein kann und mitunter von einer Vorverlagerung des Augapfels (Exophthalmus oder „Glotzauge“) begleitet wird. Ein Exophthalmus kann aber auch durch einen fremdkörperindu-

zierten Abszess (häufig durch harte, spitze Futterbestandteile) in den Backentaschen hervorgerufen werden. Eine solche Vorverlagerung des Augapfels ist dann in der Regel nur einseitig ausgebildet und wird von einer Schwellung im Bereich der Backentaschen begleitet (als Folge eines solchen Backentaschenabszesses kann auch das Auge völlig zuschwellen). Weiterhin können auch hinter dem Augapfel liegende Tumore (retrobulbäre Tumore), eine Entzündung der Tränendrüsen, oder, bei gesunden Tieren, akuter Stress zu einem Exophthalmus führen.

Die Behandlung durch den Tierarzt erfolgt in der Regel durch die Verabreichung einer antibiotikahaltigen Augensalbe oder entsprechender Augentropfen, wobei die Heilungschancen aber eher als gering einzuschätzen sind.

Die Ursachen für eine Hornhautentzündung sind nicht genau bekannt. Wahrscheinlich spielt aber die Verletzung der Hornhaut durch Partikel aus der Einstreu hierbei eine Rolle. Häufige Symptome sind eine Blutansammlung in der vorderen Augenkammer (Hyphema), eine Vorverlagerung des Augapfels (Exophthalmus) oder eine Vergrößerung des Augapfels (Buphthalmus). Die Hornhaut trocknet aus und es kann zu Blutungen aus dem Auge kommen. Mitunter fällt auch der gesamte Augapfel in sich zusammen und liegt dann tiefer in der Augenhöhle. Als Behandlungsmethode bleibt häufig nur die operative Entfernung des Augapfels (Enukleation) übrig, was von den Tieren aber in der Regel problemlos verkraftet wird.

Bei Goldhamstern kann es darüber hinaus, im Zusammenhang mit einer Zuckererkrankung (*Diabetes mellitus*), zu einer Linsentrübung (Katarakt) kommen. Durch eine Urinuntersuchung auf Glucose oder eine Blutuntersuchung kann durch den Tierarzt abgesichert werden, ob es sich bei der Linsentrübung tatsächlich um eine Folge einer Zuckerkrankheit handelt. Mitunter wird ein solcher Katarakt aber auch durch einen altersbedingten oder erblichen Grauen Star verursacht.

### 3.7.11 Virale Erkrankungen

Neben der oben bereits erwähnten, durch einen Virus hervorgerufenen lymphozytären Choriome-

ningitis (LCM, siehe Kapitel 3.7.5, S. 92), gibt es beim Goldhamster noch zwei weitere, häufiger auftretende virale Erkrankungen, die Leukose und die Sialodacryoadenitis.

in den Bestand aufgenommene Tiere relativ einfach durch eine 14-tägige Quarantäne vorgebeugt werden.

**Leukose** Bei der Leukose handelt es sich um eine durch Oncornaviren hervorgerufene Erkrankung der in der Bauchhöhle gelegenen Lymphknoten, der Leber und der Milz. In Einzelfällen können aber auch die Lymphknoten in den Achselhöhlen und Kniekehlen betroffen sein. Diese Erkrankungen äußern sich in der Regel durch eine Gewebsneubildung (Neoplasie), die auf Dauer zu einer Beeinträchtigung der Funktion des betroffenen Gewebes führt.

Bei stark verfetteten Tieren kommt es häufig zu einer Fettablagerung im Bereich der Achselhöhlen und Kniekehlen, was nicht mit einer Leukose zu verwechseln ist. Die eher schwammigen Fettablagerungen unterscheiden sich in der Regel aber auch recht deutlich von den derben leukotischen Veränderungen. Eine Behandlung der Leukose ist derzeit nicht möglich.

**Sialodacryoadenitis** Bei der Sialodacryoadenitis handelt es sich, durch einen Virus hervorgerufene Schwellungen der Speichel- und Tränendrüsen. In der Regel sind auch die Lymphknoten im Halsbereich der Tiere betroffen (bei einer Leukose sind eher die Lymphknoten der Achselhöhlen und Kniekehlen betroffen). Schwere Verlaufsformen treten hauptsächlich bei Jungtieren auf, bei denen dann eine deutliche Schwellung des Halses zu erkennen ist. Die Augäpfel treten hervor und es kann zu einer Vorverlagerung des gesamten Augapfels (Exophthalmus) kommen. Da es sich um einen Virus handelt, können zurzeit nur die Symptome behandelt werden. Zur Verhinderung von Sekundärinfektionen sollte den betroffenen Tieren ein Antibiotikum verabreicht werden.

Eine Vermehrung des Virus findet in den Harderschen Drüsen, den Halslymphknoten, sowie in den Speichel- und Tränendrüsen statt. Das Virus kann über die Sekrete des Atemtraktes an die Umwelt abgegeben werden und so weiter Tiere infizieren. Da die betroffenen Tiere das Virus nur etwa 7 – 10 Tage in sich tragen, kann einer Ansteckung durch neu

# Kapitel 4

## Zwerghamster

### 4.1 Historie

Mit der Bezeichnung „Zwerghamster“ ist nicht eine einzelne Art, sondern eine Reihe von Arten mit mehreren Gattungen gemeint. Als Zwerghamster werden Vertreter aus den Gattungen der Grauen Zwerghamster (*Cricetulus* mit 6 Arten), der Mongolischen Zwerghamster (*Allocricetulus* mit 2 Arten) sowie der Kurzschwanz-Zwerghamster (*Phodopus* mit 3 Arten) zusammengefasst. Darüber hinaus werden zum Teil auch noch der Rattenartiger Zwerghamster (*Tscherskia triton*) und der Gansu-Zwerghamster (*Cansumys canus*) sowie die Mausartigen Zwerghamster (*Calomyscus* mit 8 Arten) zu den Zwerghamstern gerechnet.

Alle genannten Gattungen und Arten gehören wie auch die Mittelhamster (Gattung *Mesocricetus*) und der Europäische Feldhamster (*Cricetus cricetus*) zur Unterfamilie der Hamster (*Cricetinae*) innerhalb der Familie der Wühler (*Cricetidae*). Eine Ausnahme macht hier nur die Gattung *Calomyscus*, die mittlerweile auf Grund von einigen morphologischen Besonderheiten (den Vertretern fehlen beispielsweise die für die Hamster typischen Backentaschen) nicht mehr zu den Hamstern bzw. den Wühlern gezählt, sondern in eine eigene Familie, die *Calomyscidae*, gestellt wird (ursprünglich wurden alle Vertreter von *Calomyscus* nur einer einzigen Art, dem Mausartigen Zwerghamster *Calomyscus bailwardi*, zugeordnet).

Als Heimtiere spielen bislang nur die drei Vertreter der Kurzschwanz-Zwerghamster, nämlich der Dsungarische Zwerghamster (*Phodopus sungorus*), der Campbell-Zwerghamster (*Phodopus campbelli*)

#### Steckbrief (*Phodopus spec.*)

---

Kopf-Rumpf-Länge:	bis 10,2 cm
Gewicht:	bis 45 g
Zahnformel:	$\frac{1003}{1003}=16$
Ernährung:	vegetarisch/tierisch
Sozialverhalten:	solitär/paarweise
Wurfgröße:	6 (3 – 12) Jungtiere
Wurfanzahl pro Jahr:	3 – 4 Würfe/a
Tragzeit:	ca. 18 – 22 Tage
Entwöhnung nach	18 Tagen
Geschlechtsreife:	18 – 24 Tage
Lebenserwartung:	2 – 2,5 Jahre

#### Steckbrief (*Cricetulus barabensis*)

---

Kopf-Rumpf-Länge:	bis 12,7 cm
Gewicht:	bis 60 g
Zahnformel:	$\frac{1003}{1003}=16$
Ernährung:	vegetarisch/tierisch
Sozialverhalten:	solitär
Wurfgröße:	7 (2 – 12) Jungtiere
Wurfanzahl pro Jahr:	2 – 3 Würfe/a
Tragzeit:	ca. 20 – 22 Tage
Entwöhnung nach	18 Tagen
Geschlechtsreife:	20 – 27 Tage
Lebenserwartung:	2 – 2,5 Jahre

und der Roborovski-Zwerghamster (*Phodopus roborovskii*) sowie ein Vertreter der Grauen Zwerghamster, nämlich der Daurische Zwerg- bzw. Sibirische Streifenhamster (*Cricetulus barabensis*) eine Rolle. Die im Folgenden gemachten Aussagen treffen daher im Wesentlichen auf diese vier Arten zu.

Bei der Einordnung der Wildform des in menschlicher Obhut gehaltenen Sibirischen Streifenhamsters besteht bislang noch keine Einigung. Von einigen Autoren wird diesen Tieren Artstatus eingeräumt und dann der Art *Cricetulus griseus* zugeordnet. Andere Autoren halten ihn für eine Unterart von *Cricetulus barabensis* und bezeichnen ihn dann als *Cricetulus barabensis griseus*, wieder andere treffen gar keine solche Unterscheidung, sondern ordnen alle Tiere der Art *Cricetulus barabensis* zu. Die von einigen Autoren getroffenen Unterteilungen beruhen hauptsächlich auf Unterschieden in dem Chromosomensatz der Tiere, wobei *C. barabensis* in der Regel einen diploiden Chromosomensatz von 20 Chromosomen aufweist, während die als *C. griseus* angesprochenen Tiere über einen diploiden Satz von 22 Chromosomen verfügen. Auch bei der deutschen Bezeichnung gibt es mitunter Verwirrungen, da die Tiere z.T. als Daurischer Zwerghamster, als Sibirischer Streifenhamster oder als Chinesischer Streifenhamster angesprochen werden. Neuere Abhandlungen verzichten auf eine Abgrenzung von *C. griseus* und auch im Folgenden werden die Bezeichnungen „Sibirische Streifenhamster“ bzw. „*C. barabensis*“ verwendet.

Ebenso ist die Unterteilung in den Dsungarischen und den Campbell-Zwerghamster nicht ganz unumstritten. Lange Zeit galt der Campbell-Zwerghamster lediglich als eine Unterart des Dsungarischen Zwerghamsters und wurde als östliche Unterart *Phodopus sungorus campbelli* von der westlichen Unterart *Phodopus sungorus sungorus* abgegrenzt. Beide Formen verfügen zwar über einen identischen, diploiden Satz von 28 Chromosomen, jedoch gibt es eine Reihe von anatomischen, morphologischen, physiologischen und verhaltensbiologischen Unterschieden, die eine Einteilung in zwei getrennte Arten rechtfertigt. Der wohl auffälligste Unterschied ist die Winterfärbung: Beim Dsungarischen Zwerghamster färbt sich das Fell im Winter rein weiß, während dies beim Campbell-

Zwerghamster nicht der Fall ist (das Winterfell des Campbell-Zwerghamsters zeigt einen hellgrauen Anflug und ist weniger auffällig als beim Dsungarischen Zwerghamster, siehe auch Kapitel 4.3.1, S. 102). Der Dsungarische und der Campbell-Zwerghamster lassen sich außerdem auf Grund von Verhaltensunterschieden auch in menschlicher Obhut kaum kreuzen und wenn eine solche Verpaarung doch einmal gelingt, dann zeigen die weiblichen Nachkommen eine verminderte Fruchtbarkeit und die männlichen Nachkommen sind steril. Auch bei den Phodopus-Arten gibt es mitunter bei den Trivialnamen Verwirrungen, da im deutschen Sprachgebrauch *P. sungorus* als Dsungarischer Hamster bezeichnet wird, während im Englischen mit „Djungarian hamster“ *P. campbelli* gemeint ist (*P. sungorus* wird im Englischen als „Siberian dwarf hamster“ angesprochen).

Die ersten Hamster sind bereits aus dem Anfang des Oligozäns (vor etwa 33,9 bis 23 Millionen Jahren) bekannt. Die ersten Arten der Gattung *Cricetulus* sind fossil aus dem Mittelpliozän (vor 3,6 bis 2,58 Millionen Jahren) in Russland nachgewiesen. Im Pleistozän (vor 1,8 Mio. bis 11 700 Jahren) breiteten sich die Grauen Zwerghamster in Richtung Europa stark aus und sind ab dem Mittleren Pleistozän (vor 781 000 bis 126 000 Jahren) in Frankreich und ab dem Oberen Pleistozän (vor 126 000 bis 11 700 Jahren) in England nachweisbar. Die Vorkommen in Westeuropa sind jedoch später wieder erloschen.

Während der Expansionsphase im Pleistozän spaltete sich von der Gattung der Grauen Zwerghamster (*Cricetulus*) die Gattung der Kurzschwanz-Zwerghamster (*Phodopus*) ab. Der Dsungarische und der Campbell Zwerghamster sind fossil ebenfalls seit dem Oberen Pleistozän aus weiten Teilen Westeuropas bekannt, aber auch diese Vorkommen erloschen im Laufe der Zeit (zur rezenten Verbreitung siehe Kapitel 4.2, S. 99).

#### 4.1.1 Zwerghamster als Haustiere

Der Dsungarische Zwerghamster (*P. sungorus*) und der Sibirische Streifenhamster (*C. barabensis*) wurden bereits relativ früh von dem deutschen Zoologen PETER SIMON PALLAS im Jahre 1773 erstmalig beschrieben. Die beiden anderen

Phodopus-Arten fanden dagegen erst im Jahr 1903 (Roborovski-Zwerghamster) bzw. 1905 (Campbell-Zwerghamster) eine wissenschaftliche Erwähnung.

Obwohl der Dsungarische Zwerghamster und der Sibirische Streifenhamster also schon relativ lange bekannt sind, wurden die ersten Tiere erst seit den 80er Jahren des 20. Jahrhunderts als Heimtiere gehalten. Für eine Haltung eignen sich dabei vor allem der Dsungarische und der Campbell-Zwerghamster, da selbst Wildfänge dem Menschen gegenüber nur eine gering ausgeprägte Aggressivität zeigen. In Bezug auf die Haltungsbedingungen anspruchsvoller zeigen sich dagegen der Roborovski-Zwerghamster und der Sibirische Streifenhamster, die für Neulinge in der Hamsterhaltung daher weniger geeignet sind.

In der wissenschaftlichen Forschung, für die eine Haltung und Zucht der Tiere etwa seit den 60er Jahren des 20. Jahrhunderts etabliert wurde, werden Zwerghamster (hier vor allem die beiden Arten *P. sungorus* und *P. campbelli*) ähnlich wie der Goldhamster häufig zur Untersuchung der Wirkungsweise von Hormonen eingesetzt und hier im Besonderen zur Klärung des Einflusses der Tageslänge auf die hormonelle Steuerung des Organismus. Weiterhin sind auch die für Säugetiere eher ungewöhnliche Beteiligung der Männchen des Campbell-Zwerghamsters (siehe Kapitel 4.5.2, 111) an der Jungenaufzucht und die daran beteiligten, hormonellen Regulationsmechanismen Gegenstand intensiver Forschung.

Von wild lebenden Zwerghamstern ist bekannt, dass sie sich teilweise mehr oder weniger eng an den Menschen anschließen – man spricht in einem solchen Fall von Synanthropismus. So ist zum Beispiel vom Dsungarischen (und wohl auch vom Campbell-) Zwerghamster bekannt, dass diese Tiere zumindest zeitweise landwirtschaftliche Gebäude und ländliche Behausungen des Menschen (z.B. die Jurten der Mongolen und Kasachen) besiedeln. Der Sibirische Streifenhamster soll sogar in der Mongolei bis in die Städte vordringen und hier sogar mehrstöckige Gebäude bis in das Dachgeschoss dauerhaft besiedeln. In einigen Gebieten soll er bereits in den 60er Jahren des 20. Jahrhunderts sogar schon die Hausmaus (*Mus musculus*), die als die typische,

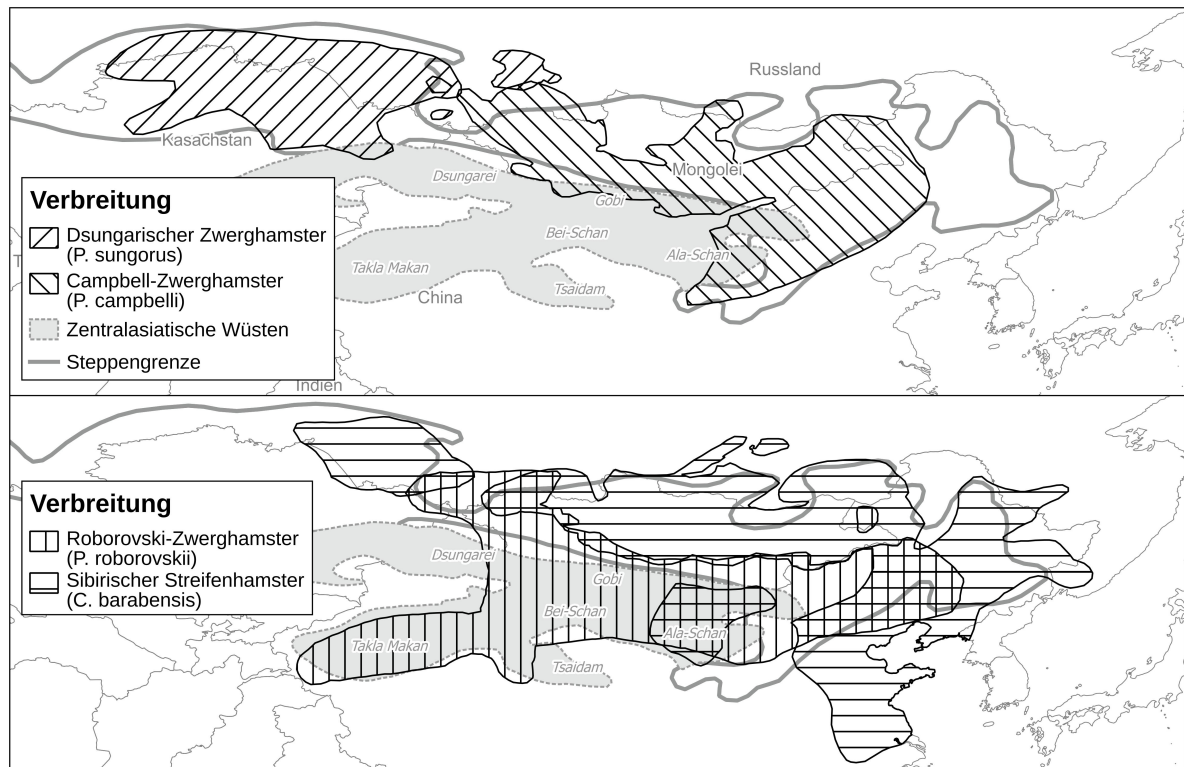
synanthrope Nagetierart gilt, aus den menschlichen Behausungen verdrängt haben.

Lediglich der Roborovski-Zwerghamster ist als einzige unter den vier hier behandelten Arten bislang niemals in menschlichen Behausungen nachgewiesen worden.

## 4.2 Natürlicher Lebensraum und Verbreitung

Ganz allgemein gelten die verschiedenen Zwerghamster als Bewohner trockener Steppen- oder Halbwüstenregionen des südlichen Russlands, der Mongolei und des Nordens Chinas. Das Verbreitungsgebiet des Sibirischen Streifenhamsters überschneidet sich zu einem großen Teil mit den Verbreitungsgebieten der drei Kurzschwanz-Zwerghamster-Arten. Auch der Campbell- und der Roborovski-Zwerghamster zeigen eine relativ große Überlappung ihrer Verbreitungsgebiete, während das Vorkommen dieser beiden Arten von dem des Dsungarischen Zwerghamsters deutlich getrennt ist. Ein Großteil der Verbreitung des Dsungarischen Zwerghamsters, des Campbell-Zwerghamsters und des Sibirischen Streifenhamsters liegt innerhalb des Steppengürtels, der in ostwestlicher Richtung durch das nördliche China, große Teile der Mongolei und den Norden Kasachstans reicht (siehe Abbildung 4.1, S. 100). Der überwiegende Teil des Verbreitungsgebiets des Roborovski-Zwerghamsters erstreckt sich dagegen über die nordchinesischen Wüstengebiete.

Unter einer Steppe (von dem russischen „stepj“) versteht man ein Grasland der gemäßigten Zone, auf der in der Regel auf Grund der geringen Niederschlagsmengen (in der Regel deutlich weniger als 500 mm/a) ein Baumbewuchs fehlt (die nordamerikanische Entsprechung wäre die Prärie; im südlichen Südamerika entspricht die Pampa dem Vegetationstyp der Steppe). Der Begriff Steppe sollte für die osteuropäischen, nord- und zentralasiatischen Grasländer vorbehalten werden, die sich etwa entlang des 50sten Breitengrades erstrecken. Eine tropische Entsprechung zu den Steppen der gemäßigten Klimate sind die Savannen Afrikas, die allerdings über ein ganz anderes Klima verfügen. Ähn-



**Abbildung 4.1:** Aktuelle Verbreitung des Dsungarischen Zwerghamsters (*Phodopus sungorus*), des Campbell-Zwerghamsters (*P. campbelli*), des Roborovski-Zwerghamsters (*P. roborovskii*) und des Sibirischen Streifenhamsters (*Cricetulus barabensis*).

lichkeiten zwischen den tropischen Savannen und der Steppe sind allerdings im Hinblick auf den Mangel an Wasser gegeben. Anders jedoch als bei den Savannen, spielt neben den Niederschlägen auch die Temperatur eine größere Rolle. So sind beispielsweise extrem kalte Winter (bis zu  $-40\text{ }^{\circ}\text{C}$ ), mit denen die hier lebenden Tiere umgehen müssen, für die osteuropäischen und asiatischen Steppen typisch.

Der Begriff Steppe wird vielfach mit einer öden, vegetationsarmen Landschaft in Verbindung gebracht. Dem ist jedoch nicht so – zumindest nicht im nördlichen Teil der osteuropäischen und asiatischen Steppen. Auf Grund der Trockenheit im Sommer und der sehr kalten Winter hat sich auf den Böden eine zum Teil mächtige Humusschicht abgelagert, da die anfallenden Pflanzenreste kaum mikrobiell zersetzt werden (die humusabbauende Mikroorganismen benötigen für ihre Arbeit Feuchtig-

keit und Wärme). Die Anzahl der dort wachsenden Pflanzenarten ist wesentlich größer als auf irgendeiner naturbelassenen Wiese im west- und mitteleuropäischen Raum. Lediglich im Herbst erwecken diese Regionen einen trockenen Eindruck. Die Böden sind auf Grund des hohen Humusgehaltes sehr fruchtbar, was dazu geführt hat, dass in Kasachstan in den 60er Jahren des 20. Jahrhunderts riesige Teile der ehemaligen Steppengebiete zu Ackerland umgewandelt wurden.

Die Niederschlagsmengen nehmen von Nord nach Süd ab und die Steppe geht allmählich in eine Halbwüste und diese wiederum in eine Wüste über. Dementsprechend ändert sich auch die Vegetation, was besonders deutlich am Beispiel der Gräser zu beobachten ist. Herrschen im Norden noch breitblättrige, rasenbildende Grasarten wie etwa die Aufrechte Trespe (*Bromus erectus*), der Flaumhafer (*Avena pubescens*) und das Sand-Straußgras



(*Agrostis vinealis*) vor, so weichen diese nach Süden hin immer mehr den schmalblättrigen, horstbildenden Gräsern, vor allem den Federgräsern (Gattung *Stipa*). Noch weiter südlich schließt sich an diese Federgrassteppe die Kurzgrassteppe mit niedrigen, weit voneinander entfernt stehenden kleinwüchsigen Gräsern an. Für die Kurzgrassteppen weiterhin typisch sind die sogenannten „Steppenläufer“. Dies sind kugelig wachsende Pflanzen (z.B. Mannstreu *Eryngium*, Sichelmöhre *Falcaria*, Sesel *Seseli* u.a.) die zum Ende der Vegetationsperiode vollständig vertrocknen, dann abbrechen und vom Wind über die Ebenen getrieben werden und dabei sehr effektiv ihren Samen verteilen. An die Kurzgrassteppen schließen sich dann schon die von Wermut (*Artemisia*) dominierten Wermut-Halbwüsten an, die dann in die eigentlichen, nahezu vegetationslosen Wüsten mit deutlich weniger als 250 mm Niederschlag pro Jahr überleiten. Im Verbreitungsgebiet der Kurzschwanz-Zwerghamster sind dies im Wesentlichen die Dsungarei an der Grenze Chinas zu Kasachstan, die Gobi („gobi“ ist das mongolische Wort für Wüste) an der Nordgrenze Chinas zur Mongolei, sowie die Takla Makan im Westen Chinas, die Bei-Schan und Ala-Schan im nördlichen China und darüber hinaus Teile des Tsaidam-Beckens nordöstlich von Tibet.

Auch wenn sich die Verbreitungsgebiete der vier Arten, wie oben bereits erwähnt, zu einem großen Teil überschneiden, so besiedeln die einzelnen Arten kleinräumig doch unterschiedliche Habitate.

**Dsungarischer Zwerghamster** Der Dsungarische Zwerghamster besiedelt vor allem mit Gräsern und Wermut bewachsene Steppen mit nur geringem Aufkommen an Sträuchern. Vor allem im kasachischen Teil seines Verbreitungsgebietes ist er darüber hinaus auch auf Weizen- und Luzernefeldern zu finden und im Nordwesten seines Vorkommens besiedelt er sogar lichte Birkenwäldchen. Bedingt durch die hohe Verfügbarkeit an Nahrung auf den Ackerflächen in Kasachstan, können hier auch Massenvermehrungen der Art vorkommen. In vom Menschen nicht beeinflussten Habitaten ist die Siedlungsdichte des Dsungarischen Zwerghamsters dagegen sehr viel geringer.

**Campbell-Zwerghamster** Der Campbell-Zwerghamster besiedelt ähnliche Habitate wie der Dsungarische Zwerghamster, also Gras-Wermut- und Fingerkraut-Wermut-Steppen. Dies ist möglich, da sich die Verbreitungsgebiete der beiden Arten nicht überlappen und sich die Tiere somit keine Konkurrenz machen. Die Populationsdichte bleibt ebenfalls das ganze Jahr über auf einem relativ niedrigen Niveau. Die Art neigt nicht zu extremen Populationsschwankungen mit Jahren, in denen eine Massenvermehrung stattfindet, wie dies beispielsweise von Wühlmäusen (Gattung *Microtus*) oder Lemmingen (Gattung *Lemmus*) bekannt ist.

**Roborovski-Zwerghamster** Deutlich abweichende Habitate werden vom Roborovski-Zwerghamster besiedelt. Diese Art zeigt eine Vorliebe für Böden aus lockerem Sand, welche nur spärlich mit Pflanzen bewachsen sind; in Gebieten mit festen, lehmhaltigen Böden und dichter Vegetation fehlt die Art dagegen. Der Pflanzenbewuchs an den Fundstellen des Roborovski-Zwerghamsters besteht überwiegend aus Tamarisken (*Tamariscus* sp.), Erbsenstrauch (*Caragana* sp.), Meerträubel (*Ephedra* sp.), Saxaul (*Haloxyton ammodendron*), Charmykstrauch (*Nitraria schoberi*), Jochblattgewächsen (*Zygophyllum* sp.) sowie dem Gras *Lasiogrostis*. Der Roborovski-Zwerghamster ist selbst in den extrem lockeren Sanden von Sicheldünen zu finden, in denen er zum Teil auch seine Baue anlegt, meidet dagegen aber Sandgebiete, die von einer dichten Grasdecke überzogen sind.

**Sibirischer Streifenhamster** Der Sibirische Streifenhamster ist, ebenso wie der Dsungarische und der Campbell-Zwerghamster, ein Steppenbewohner. Er bevorzugt Bereiche mit halbfesten Sandböden und Erbsenstrauch-Vegetation und ist selbst in felsigen Steppen mit oberflächennah anstehendem Grundgestein zu finden. Im Südosten des Verbreitungsgebietes dringt der Sibirische Streifenhamster sogar bis in die kühltemperate Zone laubabwerfender Wälder vor.

## 4.3 Morphologie und Anatomie

### 4.3.1 Äußere Merkmale

Von den vier hier behandelten Zwerghamstern ist der Sibirische Streifenhamster mit einer Kopf-Rumpf-Länge von 82 – 127 mm und einem Körpergewicht von bis zu 60 g die größte Art. Der Dsungarische und der Campbell-Zwerghamster erreichen eine Kopf-Rumpf-Länge von 70 – 103 mm. Die weiblichen Tiere erreichen ein Gewicht von bis zu 36 g, die männlichen werden bis zu 45 g schwer. Der Roborovski-Zwerghamster, als eine der kleinsten Zwerghamsterarten, weist dagegen lediglich eine Kopf-Rumpf-Länge zwischen 53 – 92 mm auf und wird nur bis zu etwa 25 g schwer.

Die Fellfärbung der Wildformen der drei Phodopus-Arten ist sehr ähnlich. Im Gegensatz zum Dsungarischen und Campbell-Zwerghamster fehlt dem Roborovski-Zwerghamster jedoch der vom Nacken bis zur Schwanzwurzel verlaufende dunkle Rückenstreifen in dem ansonsten fahlgelben Fell (ein solcher dunkler Strich wird auch als Aalstrich bezeichnet). Beim Campbell-Zwerghamster ist der Aalstrich darüber hinaus schmaler und deutlicher vom übrigen graugelblichen bis grau-braunen Fell abgegrenzt als beim Dsungarischen Zwerghamster, dessen Aalstrich breiter und weniger scharf begrenzt erscheint. Der Dsungarische Zwerghamster hat zusätzlich zu dem Aalstrich noch weitere dunkle Flecken auf dem Kopf und zum Teil auch an den Schultern und Flanken. Diese dunklen Flecken fehlen dem Campbell- und ebenso dem Roborovski-Zwerghamster. Dafür ist beim Roborovski-Zwerghamster über jedem Auge ein weißer Fleck zu finden und die ansonsten dunklen Ohrmuscheln zeigen einen hellen Rand. Die Haare an der Bauchseite sind an ihrer Basis beim Campbell-Zwerghamster schiefergrau, während sie beim Dsungarischen Zwerghamster weiß sind. Dadurch erscheint der Bauch beim Dsungarischen deutlich heller als beim Campbell-Zwerghamster. Die Extremitäten und der Bauch des Roborovski-Zwerghamsters sind ebenfalls weiß gefärbt. Beim Dsungarischen und beim Campbell-Zwerghamster schiebt sich die helle Färbung der Unterseite an den Körperseiten in drei Bögen auf

Schultern, Flanken und Hüfte zwischen das dunkler gefärbte Fell der Körperoberseite. Diese Bögen fehlen dagegen beim Roborovski-Zwerghamster.

Im Gegensatz zum Roborovski-Zwerghamster und auch dem Sibirischen Streifenhamster, zeigen der Dsungarische und Campbell-Zwerghamster im nördlichen Teil ihrer Verbreitungsgebiete zum Winter hin eine Verfärbung des Haarkleides. Diese kann das gesamte, oder auch nur Teile des Fells betreffen und ist beim Dsungarischen Zwerghamster reinweiß, während das Winterfell des Campbell-Zwerghamsters eher einen hellgrauen Anflug aufweist (es ist nicht richtig, dass sich die Campbell-Zwerghamster zum Winter hin gar nicht verfärben – die Umfärbung ist lediglich weniger auffällig als beim Dsungarischen Hamster). Im Freiland beginnt die Umfärbung zum Winterfell etwa Mitte bis Ende September und ist spätestens Mitte November abgeschlossen. Die Rückfärbung zum Sommerfell beginnt ab Mitte Januar bis Anfang Februar und ist etwa Mitte März abgeschlossen. In menschlicher Obhut ist eine Umfärbung der Tiere im Winter in der Regel nicht zu beobachten, da die Temperaturen in den Wohnhäusern zu hoch sind, um diesen Vorgang auszulösen.

Der Sibirische Streifenhamster unterscheidet sich neben seiner Größe auch durch die Färbung von den drei Phodopus-Arten. Die Fellfärbung der Oberseite wildfarbener Tiere kann von dunkelbraun bis rotbraun bzw. rötlichgrau variieren. Wie auch beim Dsungarischen und Campbell-Zwerghamster, verläuft auf dem Rücken ein mehr oder weniger deutlich ausgeprägter schwarzer Aalstrich vom Kopf bis zur Schwanzwurzel. Bei Tieren aus dem Südosten des Verbreitungsgebietes des Sibirischen Streifenhamsters kann der Aalstrich jedoch auch vollständig fehlen (diese Tiere werden in älteren Abhandlungen zum Teil als *Cricetulus griseus* angesprochen, siehe hierzu auch Kapitel 4.1, S. 97). Das Fell der Bauchseite und der Extremitäten ist gräulich gefärbt. Beim Sibirischen Streifenhamster verläuft die Grenze zwischen der Färbung von Ober- und Unterseite nicht in drei Bögen entlang der Körperseiten der Tiere wie beim Dsungarischen und Campbell-Zwerghamster und auch der Kontrast zwischen Ober- und Unterseite ist bei dem Sibirischen Streifenhamster nicht so stark ausgeprägt

wie bei den beiden Phodopus-Arten.

Als weiteres Unterscheidungsmerkmal zwischen den Phodopus-Arten und dem Sibirischen Streifenhamster kann die Schwanzlänge dienen, die beim Sibirischen Streifenhamster größer ist, als bei den drei Phodopus-Arten (die deshalb z.T. auch als Kurzschwanz-Hamster bezeichnet werden). Der Schwanz der *Cricetulus*-Arten ist stets länger als der Fuß aber immer kürzer als die halbe Körperlänge. Die Phodopus-Arten dagegen erscheinen fast schwanzlos, da der Schwanz beim lebenden Tier kaum aus dem Fell hervorragt. Ein auffälliges Merkmal männlicher Sibirischer Streifenhamster ist weiterhin das starke Hervortreten der Hoden während der Fortpflanzungszeit, welches bei den drei Phodopus-Arten in dieser Form nicht zu beobachten ist.

Alle vier hier genannten Arten besitzen eine unpaare Talgdrüse am Bauch, die bei den Männchen zumindest während der Fortpflanzungszeit größer ist, als bei den Weibchen. Flankendrüsen wie beim Gold- oder Feldhamster fehlen der Gattung Phodopus dagegen. Über das Vorkommen von Flankendrüsen bei Vertretern der Gattung *Cricetulus* liegen widersprüchliche Angaben vor. Bei Untersuchungen an *Cricetulus migratorius* konnte das Vorkommen von Flankendrüsen jedenfalls nicht bestätigt werden. Von einem Kratzmarkieren des Sibirischen Streifenhamsters auf das Vorkommen von Flankendrüsen zu schließen, wie dies die Autoren einiger Untersuchungen tun, erscheint etwas weit hergeholt.

Der Dsungarische und der Campbell-Zwerghamster verfügen zusätzlich noch über Drüsen in den Mundwinkeln (im englischen Sprachgebrauch als „sacculi“ oder „supplementary sacculi“ bezeichnet), die ein weiß-gelbliches, stark riechendes Sekret absondern. Die genaue Funktion dieses Sekretes ist nicht bekannt, es wird jedoch eine Markierung des Bäckentascheninhalts bzw. eine Verteidigungsfunktion des Sekrets diskutiert. Eine Markierung des Bäckentascheninhalts ist beispielsweise dann sinnvoll, wenn durch das Sekret fremde Tiere davon abgehalten werden, die eigenen, in den Bau eingetragenen Vorräte zu fressen. Beim Roborovski-Zwerghamster und dem Sibirischen

Streifenhamster sind diese Mundwinkeldrüsen nicht zu beobachten.

Sowohl die weiblichen Vertreter von Phodopus, als auch von *Cricetulus* bilden 8 Brustwarzen (4 Paare) aus.

### 4.3.2 Bewegungsapparat

Die Sohlen der Vorder- und Hinterextremitäten sind, mit Ausnahme der Laufschwienen, bei allen Phodopus-Arten das ganze Jahr über dicht behaart. Beim Sibirischen Streifenhamster (und den anderen *Cricetulus*-Arten) weisen die Sohlen dagegen nur in den Wintermonaten eine Behaarung auf.

Ähnlich wie der Goldhamster besitzen die Hände nur noch vier Finger, da der Daumen größtenteils reduziert und nur noch rudimentär vorhanden ist. Dies wird als eine Anpassung an das sogenannte Scharrgraben der Hamster und vieler anderer, bodenbewohnender Nagetiere interpretiert.

Beim Graben im Boden werden die Hände so gedreht, dass der kleine Finger zum Boden zeigt, während der Daumen vom Substrat abgehoben wird (dies wird auch als Supination der Extremität bezeichnet). Dabei wird vor allem der fünfte Strahl der Hand (der kleine Finger) mechanisch beansprucht, während der Daumen kaum belastet wird. Da Tierarten mit einem vorhandenen Daumen im Vergleich zu Tieren, denen der Daumen fehlt, nicht schneller oder besser graben können, gehen solche „überflüssigen“ Strukturen im Laufe der Evolution verloren (die Tiere ohne Daumen müssen im Verlauf ihrer Individualentwicklung keine zusätzliche Energie für die Entwicklung einer für sie „nutzlosen“ Struktur aufwenden). Eine ganz andere Form des Grabens hat beispielsweise der Maulwurf (*Talpa europaea*) entwickelt, welcher beim Graben die Handflächen so dreht, dass vor allem der Daumen belastet wird – man spricht in diesem Fall von einer Pronation der Hand und die Grabform wird als Schwimmgraben bezeichnet (im Verlauf der Evolution hat sich bei diesen Tieren sogar ein zusätzlicher Knochen im Bereich des Daumens ausgebildet, was zu einer Vergrößerung der Handfläche geführt hat).

Beim Grabvorgang der Zwerghamster wird das durch den abwechselnden Einsatz der Hände gelockerte Erdreich unter dem Bauch zusammengeschoben und von Zeit zu Zeit mit Hilfe der Hinterextremitäten weiter nach hinten geworfen. Durch langsames rückwärts gehen und wiederholten Einsatz der Füße wird das gelockerte Substrat nach und nach aus dem Bau befördert.

Eine weitere Anpassung an die grabende, unterirdische Lebensweise ist in der Verkürzung der Knochen des Arm- und Beinskeletts zu sehen. Dies führt dazu, dass von den Extremitäten fast nur noch die Hände und Füße äußerlich sichtbar aus dem Fell hervorragen. Bei Scharrgräbern wie den Gold- und Zwerghamstern ist die morphologische Anpassung an die grabende Lebensweise allerdings noch nicht so weit fortgeschritten wie beispielsweise bei anderen, ausschließlich unterirdisch lebenden Nagetieren (z.B. den Blindmullen – *Myospalax* oder den Blindmäusen – *Spalax*), da die Hamster noch einen größeren Teil ihrer Zeit – etwa zur Nahrungssuche – oberirdisch laufend verbringen und sich somit die morphologischen Veränderungen an die Ansprüche der vierfüßig laufenden bzw. beidhändig grabenden Fortbewegung die Waage halten.

Der Sibirische Streifenhamster kann sehr gut klettern, während die drei Phodopus-Arten diese Art der Fortbewegung nicht so gut beherrschen. Da der Sibirische Streifenhamster zwar ein ähnliches Verbreitungsgebiet wie der Dsungarische und Campbell-Zwerghamster aufweist, besiedelt er kleinräumig dennoch andere Mikrohabitate wie zum Beispiel Felssteppen mit oberflächlich anstehendem Gestein (vergl. Kapitel 4.2, S. 99), in denen die Phodopus-Arten nicht zu finden sind. In einem solchen Lebensraum ist ein gutes Klettervermögen hilfreich für die Tiere.

Ähnlich wie beim Goldhamster, lässt sich an der Fortbewegungsweise der Tiere erkennen, ob diese sich in ihrer Umgebung sicher fühlen oder nicht. In ersterem Fall bewegen sich die Zwerghamster mit durchgedrückten Ellbogen- und Kniegelenken relativ hochbeinig, während sie bei Beunruhigung in den Ellbogen- und Kniegelenken einknicken und den Bauch an den Untergrund andrücken.

### 4.3.3 Verdauungsapparat

Der Aufbau des Verdauungstraktes der Zwerghamster zeigt große Übereinstimmungen zu den entsprechenden Organen des Goldhamsters, weshalb an dieser Stelle auf die entsprechenden Ausführungen im Kapitel Goldhamster verwiesen wird (siehe Kapitel 3.3.3, S. 69).

Ebenso wie der Goldhamster verfügen auch die Zwerghamster in jeder Ober- und Unterkieferhälfte über einen Schneidezahn (*Incisivus*) und je drei Backenzähne (*Molaren*), so dass das vollständige Gebiss insgesamt 16 Zähne aufweist. Zwischen den Schneide- und den Backenzähnen befindet sich, wie bei anderen Nagetieren auch, eine relativ große Lücke, das sogenannte Diastema. Indem die Lippen im Bereich des Diastemas zusammengezogen werden, können die Tiere den Mundraum verschließen und so vor dem Eindringen unerwünschter Bestandteile schützen, aber trotzdem noch die Nagezähne einsetzen (dies ist beispielsweise bei dem gelegentlichen Einsatz der Zähne als Grabwerkzeuge von Vorteil).

Wie alle Hamsterarten verfügen auch die Zwerghamster über Backentaschen, in denen Nahrung zum Bau transportiert werden kann, um Nahrungsvorräte anzulegen (siehe hierzu auch Kapitel 3.3.3, S. 69).

Der Aufbau und die Abfolge der restlichen Verdauungsorgane (Speiseröhre, Magen, Dün- und Dickdarm) entsprechen den Verhältnissen beim Goldhamster (siehe Kapitel 3.3.3, S. 69). Ebenso wie beim Goldhamster ist der Magen der Phodopus-Vertreter mit einem verhornten Vor- und einem Drüsenmagen deutlich zweikammerig angelegt. Der Aufbau der Wandung des gut entwickelten Blinddarms lässt auf eine aktive Nährstoffaufnahme in diesem Bereich schließen. Der Dünndarm nimmt bei den meisten Zwerghamster-Arten etwa 60 %, der Dickdarm 27 % und der Blinddarm etwa 13 % der Darmgesamtlänge ein.

Als eine anatomische Besonderheit haben die Sibirischen Streifenhamster keine Gallenblase, die bei den anderen Arten als ein Speicherorgan für den in der Leber produzierte Gallensaft dient.

## 4.4 Ernährung

Ähnlich wie beim Goldhamster ist auch über die Ernährungsgewohnheiten frei lebender Zwerghamster bislang nur relativ wenig bekannt. Unklarheit besteht dabei sowohl über die jahreszeitlichen Variation in der Nahrungszusammensetzung, sowie über den Anteil der animalischen Kost bei der Ernährung der einzelnen Arten.

### 4.4.1 Nahrungs- und Wasserbedarf

Die vier hier behandelten Zwerghamsterarten ähneln in ihrer Ernährungsweise stark dem Goldhamster (vergl. Kapitel 3.4, S. 70). Ebenso wie von diesem werden auch von den Zwerghamstern die Samen von ein- und mehrjährigen Süß- und Sauergräsern und Kräutern, sowie von mehrjährigen Sträuchern verzehrt. Darüber hinaus spielt ebenfalls tierische Nahrung bei der Ernährung der Zwerghamster eine größere Rolle. Gefressen werden unter anderem Insekten, (v.a. Käfer – Familie Coleoptera), Spinnen, Schnecken und andere Wirbellose. Weiterhin scheinen von Zeit zu Zeit auch die Jungtiere anderer Kleinsäugetiere auf dem Speiseplan zu stehen (ähnliches wird auch vom Feldhamster – *Cricetus cricetus* berichtet und vom Goldhamster vermutet).

Vegetative Pflanzenteile spielen bei der Ernährung der Zwerghamster nur eine untergeordnete Rolle und werden vor allem dann verzehrt, wenn keine Sämereien zur Verfügung stehen. Dies ist vor allem im Winter der Fall, wobei die Tiere den Mangel an geeigneter Nahrung zu dieser Jahreszeit jedoch durch das Anlegen von Nahrungsvorräten zumindest zum Teil kompensieren können. Für den Roborovski-Zwerghamster ist eine Anlage von Nahrungsvorräten im Freiland bislang nicht nachgewiesen, in menschlicher Obhut trägt aber auch diese Art Futter ein.

Die Nahrungsvorräte können sich mitunter bis zu 300 m von der eigentlichen Bauanlage entfernt befinden und ein Eintragen findet auch im Sommer statt. Zumindest bei dem Sibirischen Streifenhamster und beim Dsungarischen Zwerghamster unterscheiden sich die Sommervorräte in ihrer Zusammensetzung nicht wesentlich von den Wintervorräten (anders ist dies beispielsweise beim Grauen Zwerghamster – *C. migratorius*, der im Som-

mer hauptsächlich unausgereifte Sämereien, Blütenstände und grüne Pflanzenteile einträgt, während der Wintervorrat dieser Art fast ausschließlich aus Sämereien besteht). Die Größe der Vorräte ist für den Sibirischen Streifenhamster mit etwa 200 g pro Tier ermittelt worden – für die drei Phodopus-Arten dürfte, ausgehend von der Körpergröße, die Vorratsmenge in etwa gleich groß sein. Experimentell wurde die höchste Eintrageintensität für den Herbst (August – November) ermittelt. In einigen Fällen wurde bei den Zwerghamstern auch das Eintragen von Insekten in Winterstarre beobachtet.

Eine deutliche Bevorzugung bestimmter Sämereien wurde im Freiland bislang bei keiner der vier Arten beobachtet. Es werden die Samen fast aller, im Verbreitungsgebiet der verschiedenen Arten vorkommenden Pflanzenarten gefressen, wobei vor allem die Pflanzen genutzt werden, die gerade die meisten Samen produzieren (das müssen nicht zwangsläufig auch die am häufigsten vorkommenden Pflanzen sein). Darüber hinaus unterscheidet sich die Nahrungszusammensetzung in Abhängigkeit von der Region, die von einzelnen Tieren besiedelt wird, sowie in Abhängigkeit von der Jahreszeit zum Teil sehr deutlich. Auch zwischen einzelnen Jahren ist mitunter ein beträchtlicher Unterschied in der Nahrungszusammensetzung der einzelnen Arten zu beobachten. Teilweise sind sogar die diesbezüglichen Unterschiede innerhalb einer Art größer als die Unterschiede zwischen zwei Arten.

Im Hinblick auf den Anteil der animalischen Kost an der Gesamternährung unterscheiden sich die Arten geringfügig voneinander. Innerhalb einer Art ist dieser Anteil jedoch relativ stabil. Wie Untersuchungen des Backentascheninhalts von Tieren im Freiland ergeben haben, liegt der Anteil an Tieren mit tierischer Nahrung in den Backentaschen beim Roborovski-Zwerghamster bei etwa 27,5 %, beim Sibirischen Streifenhamster bei 42,5 % und beim Dsungarischen Zwerghamster bei etwa 50,0 % (die Werte für den Campbell-Zwerghamster dürften ähnlich wie beim Dsungarischen Hamster sein). Die Tatsache, dass der Roborovski-Zwerghamster weniger animalische Kost zu sich nimmt als die anderen Arten, wird in erster Linie auf die – zumindest während der Trockenzeit – geringere Verfügbarkeit an

Insekten in den von dieser Art besiedelten Wüstenhabitaten zurückzuführen sein.

In Bezug auf die Ernährung sind die Zwerghamsterarten daher in ökologischer Hinsicht als Generalisten einzustufen, die ihre Nahrungsquellen entsprechend der Verfügbarkeit nutzen und sich nicht auf bestimmte Nahrungskomponenten spezialisiert haben.

Im Folgenden sind, getrennt für jede Art, die aus der Literatur bekannten pflanzlichen und tierischen Nahrungsbestandteile aufgeführt, die von Tieren im Freiland gefressen bzw. eingetragen werden:

**Dsungarischer Zwerghamster** (*Phodopus sungorus*):

- unter anderem Samen von Fingerkraut (*Potentilla* sp.), Salpeterkraut (*Nitraria* sp.), versch. Grassamen; vegetative Pflanzenteile fast gar nicht; in den Getreideanbaugebieten Kasachstans auch Sämereien von Kulturpflanzen;
- tierische Nahrung v.a. Heuschrecken;

**Campbell-Zwerghamster** (*P. campbelli*):

- unter anderem Samen von Federgras (*Stipa capillata*), Strand- oder Wildroggen (*Leymus* sp.), Wildem Lauch (*Allium* sp.), versch. Schwertlilien (*Iris ruthenica*, *I. flavissima*), Hohlzahn (*Galeopsis* sp.), Fingerkraut (*Potentilla* sp.); über 50 Nahrungspflanzen sind bekannt;
- tierische Nahrung v.a. Käfer;

**Roborovski-Zwerghamster** (*P. roborovskii*):

- unter anderem Samen von Sandsteinkraut (*Alyssum desertorum*), Erbsenstrauch (*Caragana* sp.), Salpeterkraut (*Nitraria* sp.), Drachenkopf (*Dracocephalum peregrinum*), Tragant (*Astragalus* sp.), versch. Seggen (*Carex* sp.);
- Art der tierischer Nahrung unklar;

**Sibirischer Streifenhamster** (*Cricetulus barabensis*):

- unter anderem Samen von Federgras (*Stipa capillata*), Grüner Borstenhirse (*Setaria viridis*), Quecke (*Agropyron* sp.), Fingerkraut (*Potentilla* sp.), Schwertlilien (*Iris flavissimus*, *I. ruthenica*), Hohlzahn (*Galeopsis* sp.), Salpeterkraut (*Nitraria* sp.), Lilien (*Lilium flavum*), Großblättrigem Wanzensamen (*Corispermum hyssopifolium*), Erbsenstrauch (*Caragana* sp.), Bockshornklee (*Trigonella* sp.), Sichelklee (*Medicago ruthenica*), versch. Seggen (*Carex* sp.); über 40 Nahrungspflanzen sind bekannt; Anteil vegetativer Pflanzenbestandteile gering;
- relativ hoher Anteil an Insekten;

Für den Dsungarischen Zwerghamster ist bei Käfighaltung nachgewiesen, dass die Tiere ihre Nahrung so auswählen, dass sie im Sommer, also unter Langtagbedingungen, hauptsächlich komplexe Kohlenhydrate (Oligo- und Polysaccharide wie Stärke, Cellulose oder Chitin) und Fett, dagegen aber relativ wenig Proteine zu sich nehmen, während im Winter unter Kurztagsbedingungen der Anteil an komplexen Kohlenhydraten und Proteinen größer als der Fettanteil in der von den Tieren aufgenommenen Nahrung ist.

Über die im Freiland von Zwerghamstern täglich aufgenommenen Nahrungsmengen liegen keinerlei Angaben vor. In menschlicher Obhut dürften sie, bezogen auf das Körpergewicht, in etwa die gleichen Futtermengen aufnehmen wie ein Goldhamster; also für ein Tier mit 40 g Körpermasse etwa 4 g Futter pro Tag (wenn das Futter eine Trockensubstanz von etwa 90 % aufweist). Die für den Erhaltungsumsatz benötigte Energiemenge wird ebenfalls in einer ähnlichen Größenordnung wie beim Goldhamster liegen, also zwischen 40 – 45 KJ verdaulicher Energie pro 50 g Körpermasse (vergl. Kapitel 3.4.1, S. 70).

Alle Zwerghamster-Arten zeichnen sich, als Anpassung an ihren trockenen Lebensraum, durch das Vermögen aus, lebensnotwendiges Wasser einzusparen. Dabei reichen die Möglichkeiten, die den Tieren zur Verfügung stehen, von einer Reduktion des



Körpergewichtes über eine Einschränkung der Verdunstung bis hin zu einer Konzentrierung des Urins. Beim Dsungarischen Zwerghamster ist experimentell eine Reduktion des Körpergewichtes um bis zu 40 % nachgewiesen, wenn die Tiere unter Wasserstress stehen. Bei derselben Art ist bei ungenügender Wasserversorgung weiterhin eine Einschränkung des evaporativen Wasserverlustes beobachtet worden. Während bei ausreichend mit Trinkwasser versorgten Tieren ein durch Transpiration verursachter Wasserverlust von mehr als 3 mg Wasser pro Gramm Körpermasse und Stunde zu verzeichnen ist, so sind Tiere unter Wasserstress in der Lage, diesen Wert auf weniger als 2 mg Wasser pro Gramm Körpermasse und Stunde zu reduzieren.

Bei einer Umgebungstemperatur zwischen 18 und 20 °C und einer relativen Luftfeuchtigkeit von 60 % zeigt der Harn beim Campbell-Zwerghamster bei ausreichender Versorgung mit Trinkwasser eine Osmolalität von etwa 2,627 Osm/kg (unter Osmolalität versteht man – vereinfacht ausgedrückt – die Konzentration an gelösten Stoffen in einem Kilogramm Flüssigkeit; die Osmolalität trägt die Einheit [Osm/kg]; je höher der Wert, desto konzentrierter ist die Flüssigkeit, d.h., desto mehr gelöste Stoffe befinden sich in der Flüssigkeit). Geraten die Tiere unter Wasserstress, so erhöht sich die Osmolalität des Harns auf einen Wert von 5,550 Osm/kg. Beim Dsungarischen Hamster liegt die Osmolalität des Harns unter normalen Bedingungen bei 1,519 Osm/kg und unter Wasserstress bei 2,852 Osm/kg. Die entsprechenden Werte für den Roborovski-Zwerghamster lauten 3,417 Osm/kg (normal) bzw. 4,278 Osm/kg (Wasserstress). Der Mensch ist in der Lage, die Harnkonzentration auf maximal 1,5 Osm/kg zu erhöhen, während extreme Wüstenbewohner wie z.B. die Wüstenspringmaus *Jaculus jaculus* in der Lage sind, ihren Urin auf bis zu 6,5 Osm/kg zu konzentrieren. Die Konzentration des Urins findet hauptsächlich im Mark der Nieren statt. Dementsprechend ist das Nierenmark bei wüstenbewohnenden Tieren relativ stark entwickelt. Den hier behandelten Vertretern der Zwerghamster fehlen allerdings besondere Mechanismen, über die sie das sich im Körper ansammelnde, überschüssige Salz ausscheiden könnten, wie dies von anderen Wüstenbewohnern bekannt ist.

Bei wildlebenden Zwerghamstern ist auf Grund ihres Lebensraumes nicht davon auszugehen, dass die Tiere regelmäßig Zugang zu Trinkwasser haben, so dass die Tiere ihren Flüssigkeitsbedarf wahrscheinlich zu einem großen Teil aus der aufgenommenen Nahrung decken werden. In menschlicher Obhut sollte den Tieren aber auf jeden Fall stets der Zugang zu frischem Trinkwasser ermöglicht werden. Vor allem bei hohen Temperaturen im Sommer führt fehlendes Trinkwasser dazu, dass die Tiere weniger Futter aufnehmen. Da dementsprechend dann auch weniger Saftfutter gefressen wird, verringert sich die Menge des aufgenommenen Wassers weiter. So kann, wie beim Goldhamster, ein sich selbst verstärkender Prozess in Gang kommen, bei dem die Tiere schließlich gesundheitliche Schäden davontragen oder sogar sterben können (vergl. Kapitel 3.4.1, S. 70).

Je nach Art des angebotenen Futters, der Umgebungstemperatur sowie der relativen Luftfeuchtigkeit variiert die in menschlicher Obhut von den Tieren aufgenommene Wassermenge. Absolut gesehen dürften die Tiere ähnlich wie der Goldhamster täglich etwa 4 ml Wasser pro 50 g Körpermasse benötigen (siehe Kapitel Kapitel 3.4.1, S. 70).

#### 4.4.2 Verdauungsvorgang

Der Verdauungsvorgang bei den Zwerghamstern ähnelt sehr stark den Verhältnissen beim Goldhamster. Im Mundraum beginnt dieser Vorgang mit dem Abbeißen, Zerkleinern und Einspeicheln der Nahrungsbrocken, die danach abgeschluckt und über die Speiseröhre in den zweikammerigen Magen gelangen. Die im Speichel enthaltene, Stärke spaltende Amylase, sorgt bereits im Mundraum für die Spaltung der langkettigen Stärkemoleküle zu kürzeren Ketten.

Ebenso wie beim Goldhamster erfolgt im Vormagen (*Pars cardiaca*) bereits die Absorption kurzkettiger Fettsäuren, die von den Tieren zur Deckung ihres Energiebedarfs genutzt werden. Ähnlich wie beim Goldhamster (siehe Kapitel 3.4.2, S. 71) ist die im Vormagen zu findende, pansenähnliche Mikroorganismenflora in der Lage, die in der Nahrung enthaltene Zellulose abzubauen. Allerdings ist auch hier die Verweildauer des Nahrungsbreis zu kurz,

als dass der Zelluloseabbau mit der gleichen Effektivität wie im Pansen der Wiederkäuer stattfinden könnte. Alternativ zum Zelluloseabbau wird diskutiert, dass der drüsenlose Magenabschnitt, der häufig einen wesentlich höheren pH-Wert aufweist, als der drüsenbesetzte Teil des Magens, dem weiteren Abbau von Stärke durch das aus dem Speichel stammende Ptyalin dienen könnte. Dies käme besonders solchen Arten zu Gute, bei denen Sämereien einen großen Anteil der Nahrung ausmachen. Für den Zelluloseabbau jedenfalls spielt auch bei den Zwerghamstern der Blinddarm eine wesentlich größere Rolle als der Vormagen. Durch einen schmalen Durchgang (*Isthmus*) vom Vormagen getrennt, folgt auf diesen der Drüsenmagen (*Pars pylorica*) in dem der Nahrungsbrei mit Salzsäure und dem proteinabbauenden Pepsin versetzt wird.

Im nachfolgenden Dünndarm, welcher über den Pförtner mit dem Drüsenmagen verbunden ist, wird dem Nahrungsbrei anschließend Gallensaft und Bauchspeicheldrüsensekret beigemischt, wobei der Gallensaft die aus dem Magen stammende Salzsäure neutralisiert und für eine Emulsion der in der Nahrung enthaltenen Fette sorgt, während das Bauchspeicheldrüsensekret für den enzymatischen Abbau der Fette und Kohlenhydrate bewirkt. Die Ausschüttung von Gallensaft und Bauchspeicheldrüsensekret wird von den in der Dünndarmwand produzierten Hormonen Sekretin und Cholecystokinin gesteuert, wobei die Ausschüttung dieser beiden Hormone ihrerseits durch die im Nahrungsbrei enthaltene Salzsäure und die fetthaltigen Bestandteile reguliert wird. Die mit dem Dünndarm in Verbindung stehende Leber speichert den Blutzucker kurzfristig in Form von Glykogen, wobei die Bauchspeicheldrüse (*Pankreas*) ebenfalls an der Regulation des Blutzuckers beteiligt ist.

Im hinteren Dünndarmabschnitt erfolgt dann über die Darmzotten die Resorption der Aminosäuren (die Bausteine der Proteine), der Monosaccharide (Einfachzucker) sowie der Fettsäuren. Der mikrobielle Abbau der mit der Nahrung aufgenommenen Zellulose erfolgt, wie oben schon angedeutet, hauptsächlich in dem am Übergang zwischen Dün- und Dickdarm gelegenen Blinddarm. Auch die Zwerghamster fressen zum Teil ihren eigenen Kot, um sich die Nährstoffe aus dem mikrobiellen

Abbau der Zellulose nutzbar zu machen, aber ähnlich wie beim Goldhamster ist dieses Verhalten weniger stark ausgeprägt als etwa bei Kaninchen und Meerschweinchen. Ebenso wie beim Goldhamster so kann auch bei den Zwerghamstern kaum zwischen normalem und Blinddarmkot unterschieden werden, wie dies bei den Kaninchen und Meerschweinchen der Fall ist.

Die bei den Hamstern im Allgemeinen viel geringer ausgeprägte Caecotrophie ist durch die Ernährung der Hamster erklärbar, da sich diese in sehr viel geringerem Maße von grünen Pflanzenteilen ernähren, als die Kaninchen oder Meerschweinchen. Der Anteil an Zellulose in der Nahrung ist also viel geringer als bei den beiden anderen Arten. In wie weit Caecotrophie bei den Zwerghamstern vorkommt, ist bislang ungeklärt. Zumindest für junge Sibirische Streifenhamster ist eine Aufnahme von mütterlichem Kot ab dem 11. Lebenstag beobachtet worden, was als eine Vorbereitung des Darmtraktes auf den Verdau pflanzlicher Nahrung gedeutet wird.

Im Dickdarm schließlich findet hauptsächlich die Resorption des im Nahrungsbrei befindlichen Wassers statt. Die im Dickdarm siedelnden Mikroorganismen sorgen dabei für eine Versorgung mit kurzkettigen Fettsäuren, die zur Energiegewinnung der Dickdarmzellen genutzt werden. Im Mastdarm werden letztendlich die Kotpillen geformt, die dann über den After ausgeschieden werden.

#### 4.4.3 Nährstoffe

Auf die wichtigsten Nährstoffklassen der Kohlenhydrate, der Proteine und der Fette wurde bereits in Kapitel 1.4.3 (siehe S. 9) ausführlich eingegangen. Da die Bedeutung dieser drei Nährstoffkomponenten für den Stoffwechsel aller Wirbeltiere die gleiche ist, wird an dieser Stelle lediglich auf das entsprechende Kapitel verwiesen.

Der Tabelle 4.1 sind die Nährstoff- und Energiemengen zu entnehmen, die die Zwerghamster für eine ausgewogene Ernährung benötigen. Ebenso wie die Goldhamster (vergl. Kapitel 3.4.3, S. 72), so sind auch die Zwerghamster auf die Zufuhr von tierischem Protein angewiesen. Vor allem bei trächti-

**Tabelle 4.1:** Empfohlene Nährstoffmengen für eine gesunde Ernährung von Zwerghamstern. Die Angaben für Tiere im Wachstum gelten auch für trächtige oder laktierende Weibchen.

	ausgewachsene Tiere	Tiere im Wachstum
Rohprotein	14 - 18 %	bis 24 %
Rohfett	5 - 7 %	dto.
Rohfaser	max. 8 %	max. 7%
Calcium Ca	0,5 - 0,8 %	1,0 - 1,2 %
Phosphor P	0,3 - 0,4 %	dto.
Ca-P-Verhältnis	1,5 - 2 : 1	dto.
Vitamin A	3 000 - 4 000 IE/kg AF	dto.
Vitamin D <sub>3</sub>	max. 1 000 IE/kg AF	dto.
Vitamin E	20 - 30 mg/kg AF	dto.
Energie	17,5 MJ DE/kg AF	dto.

IE Internationale Einheit; 1 IE Vitamin A  $\triangleq$  0,3  $\mu$ g Retinol  $\triangleq$  0,6  $\mu$ g Beta-Carotin;

1 IE Vitamin D<sub>3</sub>  $\triangleq$  0,025  $\mu$ g Vitamin D<sub>3</sub>

AF = Alleinfutter; MJ DE = Megajoule Digestable Energy = Megajoule verdauliche Energie

gen und laktierenden Weibchen ist dies sehr wichtig. Auch wenn in den Fertigfutter-Mischungen für Hamster oftmals bereits ein gewisser Anteil an tierischem Protein enthalten ist, so sollte dennoch ein- bis zweimal pro Woche eine entsprechende Proteinquelle verfüttert werden.

Als Lebendfutter bieten sich auch für die Zwerghamster Mehlwürmer (Larven der Mehlkäfer *Tenebrio molitor* oder von *Zoophobas morio*), Heuschrecken oder Grillen (im Zoohandel gibt es verschiedene Arten) an. Vor allem von den Mehlwürmern sollten allerdings pro Woche nur ein bis zwei Larven pro Zwerghamster verfüttert werden, da diese Larven einen hohen Fettgehalt aufweisen. Wenn keine lebenden Tiere verfüttert werden sollen, so kann der Proteinbedarf auch über die Gabe kleiner Portionen von Speisequark, Frischkäse, Rindergehacktes (Schweinegehacktes enthält zu viel Fett) oder auch Dosenfutter für Hunde gedeckt werden.

## 4.5 Verhalten

Trotz der mittlerweile recht umfassenden wissenschaftlichen Literatur vor allem über die Vertreter der Gattung *Phodopus* und der recht großen Verbreitung der vier hier vorgestellten Arten als Heimtier, liegen – ähnlich wie beim Goldhamster – kaum

Untersuchungen über das natürliche Verhalten der Tiere im Freiland vor. Die neuere wissenschaftliche Literatur beschäftigt sich fast ausschließlich mit dem Einfluss verschiedener Hormone auf die Steuerung des Verhaltens der Tiere, die dazu in der Regel in einer sehr künstlichen Umgebung gehalten werden.

### 4.5.1 Sozialstruktur

Im Allgemeinen gelten Zwerghamster als weniger aggressiv gegenüber Artgenossen als der Goldhamster (siehe Kapitel 3.5.1, S. 74), allerdings trifft diese Behauptung nur bedingt zu. Als untereinander verträglicher sind nur der Dsungarische und der Campbell-Zwerghamster einzustufen, der Roborovski-Zwerghamster und der Sibirische Streifenhamster dagegen sind ähnlich unverträglich wie auch der Goldhamster (dies betrifft nicht nur das Verhalten gleichgeschlechtlicher Tiere untereinander, sondern auch das Verhalten der weiblichen Tiere gegenüber den Männchen).

Auch beim Dsungarischen und beim Campbell-Zwerghamster bezieht sich die Verträglichkeit allerdings hauptsächlich auf den Geschlechtspartner. Gleichgeschlechtliche Tiere gehen sich im Freiland dagegen gewöhnlich aus dem Weg. Für den

Campbell-Zwerghamster ist beispielsweise nachgewiesen, dass sich die männlichen und weiblichen Reviere im Freiland gewöhnlich nicht mit den Revieren anderer, gleichgeschlechtlicher Artgenossen überlappen. Die Reviere von Weibchen und Männchen können dagegen vollständig überlappen, wobei innerhalb des Reviers eines Männchens die Reviere mehrerer Weibchen liegen können. Darüber hinaus siedelt der Campbell-Zwerghamster auch in viel geringeren Dichten als beispielsweise der Dsungarische Zwerghamster. Für weibliche Campbell-Zwerghamster sind etwa in der Mongolei Reviergrößen von 3,5 ha (35 000 m<sup>2</sup>) nachgewiesen worden, was für ein Tier von der Größe eines Zwerghamsters extrem groß ist und auf sehr geringe Populationsdichten schließen lässt. Da dieses Gebiet laut Literaturangaben exklusiv von nur einem einzigen Weibchen genutzt wird, beziehen sich die Größenangaben wohl tatsächlich auf ein Revier und nicht etwa auf den Aktionsraum der Tiere. Etwas dichter sollen die anderen drei hier behandelten Arten siedeln, wobei jedoch Angaben zu Reviergrößen aus dem Freiland nicht vorliegen. Für den Dsungarischen Zwerghamster ist bekannt, dass in Gefangenschaft gleichgeschlechtliche Tiere untereinander eine stabile Dominanzbeziehung aufbauen können – diese Fähigkeit sollen die Campbell-Zwerghamster nicht haben.

Die dämmerungsaktiven Tiere, die im Winter vermehrt auch tagsüber aktiv sind, legen Bauanlagen an oder nutzen zum Teil auch die Baue anderer Tiere. Der Dsungarische Zwerghamster ist beispielsweise häufiger in den Bauen von Steppenmurmeltieren (*Marmota bobak*) oder Pfeifhasen (*Ochotona daurica* und *Ochotona mantchurica*) zu finden. Der Roborovski-Zwerghamster und der Sibirische Streifenhamster tendieren eher dazu, eigene Baue anzulegen. Alle Baue sind – wie beim Goldhamster – vor allem durch senkrechte Fallröhren gekennzeichnet, die in dieser Form von keinem anderen Nagetier angelegt werden. In dem von einem Zwerghamster bewohnten Bau werden, mit Ausnahme des eigenen Nachwuchses, keine anderen, gleichgeschlechtlichen Artgenossen geduldet.

Auseinandersetzungen zwischen zwei Männchen laufen bei *P. campbelli* in der Regel aggressiver ab, als bei *P. sungorus* und können bei den ersteren

auch schnell bis zum Tod des unterlegenen Tieres führen. Dabei wird der Opponent durch gezielte Bisse in den Kopf und den Nacken attackiert. Bei *P. sungorus* sind solche Auseinandersetzungen zwischen zwei Männchen weit weniger aggressiv, was mit dem Vermögen der Tiere, stabile Dominanzbeziehungen aufzubauen, erklärt wird. Beim Aufbau der Dominanzstruktur verhalten sich die weiblichen Tiere des Dsungarischen Zwerghamsters aggressiver gegenüber gleichgeschlechtlichen Artgenossen als die männlichen Tiere untereinander. Auch beim Sibirischen Streifenhamster sind die weiblichen Tiere untereinander aggressiver als die Männchen und können sogar dominant über die männlichen Tiere sein. Bei Untersuchungen im Labor etablierten die Tiere ähnlich wie die Dsungarischen Zwerghamster eine relativ stabile Dominanzstruktur. Dabei wird der Rang eines Tieres in einer solchen Hierarchie kaum von räumlichen Faktoren (beispielsweise davon, in welchem Territorium der Kampf stattfindet) beeinflusst, sondern hängt im Wesentlichen von der Kampfkraft des betreffenden Tieres ab.

Ob die beobachteten Dominanzbeziehungen auch von freilebenden Zwerghamstern etabliert werden, ist fraglich. Wahrscheinlich handelt es sich hierbei ebenfalls um ein Verhalten, welches nur in der Käfighaltung auftritt, ähnlich wie bei den Meerschweinchen (siehe Kapitel 2.5.1, S. 41), nicht jedoch bei den eher solitär lebenden Wildformen.

Beim Dsungarischen Zwerghamster können die Weibchen ebenfalls dominant über die Männchen sein und sich auch erfolgreich mit mehr als einem Männchen verpaaren. Beim Campbell-Zwerghamster dagegen sind in der Regel die Männchen dominant über die Weibchen und weibliche Tiere, die sich mit mehr als einem Männchen verpaaren, werden normalerweise nicht trächtig.

Aggressive Auseinandersetzungen laufen bei den Zwerghamstern ähnlich ab wie bei den Goldhamstern. Zu Beginn einer Auseinandersetzung gehen die Tiere aufeinander zu und beriechen sich gegenseitig an der Nasengegend (Naso-nasal-Kontakt). Dann richten sich die beiden Tiere auf den Hinterextremitäten auf und beginnen mit den Händen nacheinander zu schlagen. Das dominante Tier beugt meistens den Oberkörper in Richtung auf das

unterlegene Tier, während das unterlegene Tier den Oberkörper von dem dominanten Tier wegdreht. Dabei stoßen sie mitunter laute Schreie aus oder wetzen als Drohgebärde die oberen und unteren Schneidezähne aneinander. In der Regel lässt sich dann eines der beiden Tiere (meistens das unterlegene) zur Abwehr des dominanten Tieres auf den Rücken fallen. Wie auch beim Goldhamster kann es zwischen den Tieren zu ernsthaften Beißereien kommen, wobei oftmals gezielt in den Bauch und die Genitalregion gebissen wird. Eine solche Beißerei kann, ähnlich wie beim Goldhamster, für das unterlegene Tier durchaus mit dem Tod enden.

Alle Zwerghamster sind sehr mobil und entfernen sich regelmäßig mehr als 300 m von ihrem Wohnbau. Dabei benutzen die Tiere zur Markierung ihres Reviers Urin, Faeces sowie unter anderem das Sekret der Bauchdrüse, wobei vor allem – wie bei vielen anderen Säugetieren auch – die Reviergrenzen markiert werden. Wie oben schon erwähnt, wurde die Größe des Reviers weiblicher Campbell-Zwerghamster im Freiland mit 3,5 ha ermittelt. Des Weiteren ist für die Männchen des Campbell-Zwerghamsters nachgewiesen, dass diese im Freiland innerhalb einer Nacht für eine Tierart dieser Größe extrem weite Entfernungen (bis zu mehreren Kilometern) zurücklegen können, etwa wenn die Tiere auf der Partnersuche sind. Dies unterstreicht die große Mobilität der Tiere und ist unter anderem ein Indiz dafür, dass auch die Campbell- und die Dsungarischen Zwerghamster im Freiland eher solitär leben.

Interessant ist im Zusammenhang mit der hohen Mobilität der Tiere, dass zumindest für den Dsungarischen Hamster eine räumliche Orientierung unter Nutzung des Erdmagnetfeldes nachgewiesen ist – eine Fähigkeit, die bis vor kurzem nur für unterirdisch lebende Nagetiere wie den Blindmäusen (Gattung *Spalax*) oder den Graumullen (Gattung *Cryptomys*) bekannt war. Der genaue Mechanismus dieser Kompassorientierung ist allerdings noch nicht aufgeklärt.

#### 4.5.2 Fortpflanzung

Die Fortpflanzung der vier hier vorgestellten Zwerghamsterarten ähnelt sich sehr stark. Die Fortpflanzungszeit im Freiland beginnt etwa Ende April

– Anfang Mai und endet im Ende September – Anfang Oktober. Einzig der Sibirische Streifenhamster beginnt im Freiland – je nach Wetterlage – mitunter bereits Ende Februar mit der Fortpflanzung. Einen großen Einfluss hat bei den anderen drei Arten allerdings auch die Witterung bzw. die geographische Lage auf den Beginn und die Länge der Fortpflanzungszeit. Im Schnitt beträgt die Länge der Fortpflanzungsperiode bei den drei Phodopus-Arten etwa 6 Monate, beim Sibirischen Streifenhamster dagegen ca. 9 Monate. Vom Roborovski-Zwerghamster ist bekannt, dass dessen Fortpflanzungsaktivität auch im Winter nicht vollständig aufzuhören scheint, da auch zu dieser Zeit im Freiland fortpflanzungsaktive Individuen gefunden werden können.

Im Verlauf der Fortpflanzungszeit werden bei allen Arten 3 – 4 Würfen pro Jahr zur Welt gebracht. Dabei variiert die Tragzeit der Weibchen des Roborovski-Zwerghamsters zwischen 20 – 22 Tagen, die des Dsungarischen Zwerghamsters von 18 – 25 Tagen und die des Campbell-Zwerghamsters sowie des Sibirischen Streifenhamsters zwischen 17 – 22 Tagen. Häufig überleben die Jungtiere aus dem dritten und vierten Wurf jedoch den teilweise extrem kalten Winter (Temperaturen bis zu  $-40\text{ }^{\circ}\text{C}$  sind keine Seltenheit) nicht, so dass faktisch nur 2 Würfe pro Jahr überhaupt groß werden.

Beim Roborovski-, dem Dsungarischen Zwerghamster und dem Sibirischen Streifenhamster bringen die Weibchen im Mittel 6 Jungtiere pro Wurf zur Welt, während weibliche Campbell-Zwerghamster im Schnitt pro Wurf 8 Jungtiere haben. Die Höchstzahl an Jungtieren in einem einzigen Wurf beträgt bei allen Arten im Freiland bis zu 9 Jungtiere. Dabei ist die Anzahl der Jungtiere pro Wurf sowohl vom Nahrungsangebot, als auch von der Witterung abhängig.

Weibliche Jungtiere sind beim Dsungarischen, beim Campbell-Zwerghamster und beim Sibirischen Streifenhamster mit etwa 1,5 – 2 Monaten geschlechtsreif, während weibliche Roborovski-Zwerghamster die Geschlechtsreife erst im Alter von 4 Monaten erreichen. In der Regel werden im Freiland aber auch die Weibchen des Dsungari-

schen, des Campbell-Zwerghamsters und des Sibirischen Streifenhamsters erst im Alter von 4 – 5 Monaten das erste Mal trächtig. Wie Untersuchungen in menschlicher Obhut belegen, erreichen die Weibchen des Campbell-Zwerghamsters früher die Geschlechtsreife, wenn sie zusammen mit einem erwachsenen Männchen aufwachsen. Ausgelöst wird dies wahrscheinlich durch die im Urin des Männchens enthaltenen Androgene (d.h. männlichen Geschlechtshormonen wie etwa das Testosteron).

Die Jungtiere des Dsungarischen und Campbell-Zwerghamsters aus dem jeweils ersten Wurf eines Jahres können sich noch im selben Jahr selber fortpflanzen, während die Jungen des Roborovski-Zwerghamsters im Freiland erst nach ihrem ersten Winter, also im Alter von etwa einem Jahr, an der Fortpflanzung teilnehmen. Anderen Beobachtungen zur Folge, beteiligt sich aber auch ein Teil der Jungtiere des Roborovski-Zwerghamsters bereits kurz nach dem Erreichen der Geschlechtsreife an der Fortpflanzung.

Ähnlich wie Kaninchen und Meerschweinchen zeigen auch die Zwerghamster einen Postpartum-Östrus – also einen Östrus unmittelbar nach der Geburt eines Wurfes. Mit Ausnahme des ersten Wurfes nach Einsetzen der jährlichen Fortpflanzungsperiode im Frühjahr, werden die Weibchen also unmittelbar nach der Geburt eines Wurfes wieder rezeptiv und können erneut von einem Männchen begattet werden. So können zwei aufeinanderfolgende Würfe in einem Abstand von etwa 25 Tagen geboren werden. Der Ovulationszyklus wiederholt sich ähnlich wie beim Goldhamster alle 4 Tage, solange keine Befruchtung der weiblichen Eizellen stattfindet. Der eigentliche Östrus – also die Zeitspanne, in der eine Befruchtung stattfinden kann – dauert bei Zwerghamstern etwa 10 Stunden an.

Die Jungtiere, die als typische Nesthocker unbehaart und mit geschlossenen Augen und Ohren geboren werden, wiegen bei der Geburt lediglich zwischen 1 und 2,5 Gramm. Bei den Jungtieren des Dsungarischen und des Campbell-Zwerghamster öffnen sich die Gehörgänge nach etwa 4 Tagen, die Augen nach etwa 10 Tagen und die Tiere sind im Alter von 8 Tagen vollständig behaart. Mit etwa 17 Tagen werden die Jungtiere entwöhnt.

Die Entwicklung der Jungtiere des Roborovski-Zwerghamsters verläuft dagegen deutlich langsamer. Die Jungtiere sind erst im Alter von 11 Tagen vollständig behaart und das Seh- und Hörvermögen ist erst nach etwa 14 Tagen vollständig entwickelt. Entwöhnt werden die Jungtiere im Alter von etwa 19 Tagen. Im Alter von etwa 2 Monaten sind die Jungtiere genau so groß wie ihre Eltern.

Für den Campbell-Zwerghamster wird in der Literatur ein monogames Fortpflanzungssystem – also die Verpaarung von einem Männchen mit jeweils nur einem Weibchen – angegeben, welches für Säugetiere vergleichsweise ungewöhnlich ist. Das vorherrschende Paarungssystem bei Säugetieren ist eine Polygynie – also die Verpaarung eines Männchens mit mehreren Weibchen. Ein solches Fortpflanzungssystem ist beispielsweise beim Dsungarischen, beim Roborovski-Zwerghamster und beim Sibirischen Streifenhamster zu finden. Eine Monogamie geht häufig mit einer Beteiligung des Männchens an der Jungtieraufzucht einher, wohingegen sich die Männchen von Arten mit polygynen Paarungssystemen nicht an der Jungtieraufzucht beteiligen.

Beim Campbell-Zwerghamster lässt sich die Bedeutung der Monogamie für den Aufzuchtserfolg daran erkennen, dass bei Anwesenheit des Vaters ca. 95 % der Jungtiere eines Wurfes überleben, während dies bei Abwesenheit des Vaters nur 45 % sind. Bei den Dsungarischen Zwerghamstern wirkt sich dagegen die Anwesenheit des Männchens, etwa bei der paarweisen Haltung dieser Art in menschlicher Obhut, eher nachteilig auf das Überleben der Jungtiere aus, wie dies bei vielen Arten mit polygynen Paarungssystemen zu beobachten ist (häufig verhalten sich die Männchen solcher Arten aggressiv gegenüber dem eigenen Nachwuchs).

Die abweichende Form des Paarungssystems des Campbell-Zwerghamsters wird zum einen mit der geringen Populationsdichte der Tiere im Freiland in Zusammenhang gebracht, die es einem männlichen Tier kaum gestattet, mehr als ein Weibchen für sich zu monopolisieren und gegenüber anderen Männchen zu verteidigen. Durch die oben bereits erwähnten, vergleichsweise großen Reviere der Weibchen von etwa 3,5 ha und die nahezu exklusive Nutzung



dieses Reviers durch ein einziges Weibchen, kann ein einzelnes Männchen höchstwahrscheinlich nicht mehr als ein einzelnes Weibchen gegenüber anderen Männchen verteidigen.

Ein weiterer Grund für die Monogamie des Campbell-Zwerghamsters ist in seiner, im Vergleich zu den anderen Arten abweichenden Physiologie zu suchen. Alle Phodopus-Arten sind sehr tolerant gegenüber extrem niedrigen Temperaturen und bleiben auch im Winter bei Umgebungstemperaturen von bis zu  $-40\text{ °C}$  aktiv und verbringen diese Zeit nicht im Winterschlaf. Diese ausgeprägte Kältetoleranz macht die Tiere aber gleichzeitig anfällig gegenüber höheren Temperaturen, denen sie beispielsweise auf Grund des in ihrem Lebensraum herrschenden Wassermangels nicht durch ein Beleben des Fells und der dabei entstehenden Verdunstungskälte entgegenwirken können, wie dies andere Tiere tun. Da die Tiere sich auch in menschlicher Obhut bei ausreichender Wasserversorgung unter Hitzestress nicht das Fell lecken, hat wahrscheinlich der Wasserstress evolutiv dazu geführt, dass sich die Verhaltensweise des Fell-Leckens bei den Tieren erst gar nicht ausgebildet hat bzw. diese Verhaltensweise sekundär im Verlauf der Evolution dieser Arten wieder verloren gegangen ist.

Als besonders anfällig gegenüber höheren Umgebungstemperaturen ab etwa  $20\text{ °C}$  hat sich der Campbell-Zwerghamster erwiesen. Dies zwingt die Weibchen dazu, das warme Nest in regelmäßigen Intervallen zu verlassen und kühlere Bereiche des Baus aufzusuchen, um ihre eigene Körpertemperatur wieder auf ein vertretbares Maß herunterzuregulieren. Dies führt dann allerdings bei den Jungtieren dazu, dass sie sehr stark auskühlen, da sie – vor allem in noch unbehaartem Zustand – noch nicht in der Lage sind, ihre eigene Körpertemperatur zu regulieren. Wenn nun aber das Männchen anwesend ist, so übernimmt dieses die Betreuung der Jungtiere während der Zeit, in der das Muttertier das Nest zur eigenen Thermoregulation verlassen muss. Im Verlaufe der Evolution könnte dies mit dazu geführt haben, dass sich beim Campbell-Zwerghamster ein monogames Paarungssystem herausgebildet hat.

Es ist nicht ganz klar, ob das Männchen neben dem eher passiven Beitrag zur Aufrechterhaltung der Körpertemperatur der Jungtiere auch aktive Hilfe bei der Jungtieraufzucht, etwa durch die Bereitstellung von Nahrung, leistet. Aus dem Freiland liegen Beobachtungen vor, nach denen das Männchen Nahrung in den Wurfbau des Weibchens einträgt, wobei aber nicht klar ist, ob es dies auch getan hätte, wenn keine Jungtiere anwesend gewesen wären (das „Hamstern“ von Nahrung ist ein fester Bestandteil des Verhaltensrepertoires der Tiere). Unter Laborbedingungen konnte beobachtet werden, dass männliche Campbell-Zwerghamster aktiv bei der Geburt der Jungtiere helfen. So packten einige die Männchen die Jungtiere und zogen sie bei der Geburt aus dem Geburtskanal des Weibchens. Ein Teil der Männchen leckten anschließend die Nasenregion der Jungtiere sauber um diese von anhaftendem Schleim zu säubern und so den Jungtieren das Luft holen zu ermöglichen. Weiterhin säuberten sie die Neugeborenen von den Resten der Fruchtblase, fraßen die Nachgeburt und beleckten die Anogenitalregion der Neugeborenen (dient der Stimulation der Kot- und Urinabgabe) – eigentlich alles Aufgaben, die ansonsten das Muttertier erledigt. Darüber hinaus wurde ein Teil der männlichen Tiere bei der Ausbesserung des Nests sowie beim Tragen der Neugeborenen beobachtet.

Bei männlichen Dsungarischen Zwerghamstern konnte keine dieser Verhaltensweisen registriert werden. Allerdings zeigten die *P. sungorus*-Männchen ebenso wie die *P. campbelli*-Männchen keinerlei Aggressionen gegenüber ihrem Nachwuchs. Ausgelöst wird das männliche Pflegeverhalten durch Änderungen im Hormonspiegel der betroffenen Männchen. So steigt bei den Männchen des Campbell-Zwerghamsters beispielsweise der Prolaktin- (bewirkt beim Weibchen die Entwicklung der Milchdrüsen und die Synthese der Milchproteine) und Cortisol-Spiegel (ein Stresshormon, welches die Kohlenhydratsynthese aus Proteinen und Fetten und dadurch eine Erhöhung des Blutzuckerspiegels bewirkt; wirken hemmend auf Sexualhormone) kurz vor der Geburt und die Testosteron-Konzentration sinkt unmittelbar nach der Geburt der Jungtiere (ähnliches ist übrigens bei menschlichen Männern zu beobachten). Bei den Männchen des Dsungarischen Hamsters fehlt

im Unterschied hierzu der Anstieg der Cortisol-Konzentration kurz vor der Geburt. Daher wird der Anstieg der Cortisol-Konzentration bei *P. campbelli* als Auslöser des Brutpflegeverhaltens gewertet (höchstwahrscheinlich über eine Hemmung des männlichen Sexualhormons Testosteron, welches seinerseits aggressive Verhaltensweisen auslöst).

Es soll aber an dieser Stelle nicht unerwähnt bleiben, dass diese Erklärungsansätze zur Monogamie beim Campbell-Zwerghamster nicht ohne Kritik geliebt sind. Zum einen sind die Männchen, wie oben bereits angedeutet, im Freiland extrem mobil und können in einer Nacht mehrere Kilometer zurücklegen, so dass es ihnen eventuell doch möglich ist, mehr als ein Weibchen gegenüber einem männlichen Konkurrenten zu verteidigen. Untersuchungen aus dem Freiland zeigen zudem, dass ein Männchen zwar häufig etwa 24 Stunden vor dem Einsetzen der Geburt und des Postpartum-Östrus seine Zeit im Bau des Weibchens verbringt, dies aber zum Einen das Weibchen nicht daran hindert, weiterhin die Umgebung ihres Baus zu markieren und so andere Männchen auf sich aufmerksam zu machen, die sich dann ebenfalls mit diesem Weibchen verpaaren können. Bei einer echten Monogamie mit einer Beteiligung des Männchens an der Aufzucht der Jungtiere, sollte dieses Männchen eigentlich dafür sorgen, solche zusätzlichen Verpaarungen zu unterbinden. Zum anderen tritt die beschriebene Hitzeanfälligkeit des Campbell-Zwerghamsters erst ab einer Umgebungstemperatur von 20 °C und mehr auf. Im Freiland liegen die Nesttemperaturen in der Regel jedoch lediglich bei etwa 18 °C. Dies lässt vermuten, dass bei der evolutiven Entwicklung der Monogamie höchstwahrscheinlich noch andere Faktoren eine Rolle gespielt haben müssen und dass sich die bisher gelieferten Ansätze zur Erklärung der Monogamie eher auf Gehegeartefakte beziehen, die in dieser Form im Freiland keine Rolle spielen (was wiederum ein Zeichen dafür wäre, dass Untersuchungen zum Verhalten von Tieren in menschlicher Obhut nicht unbedingt Rückschlüsse auf des Verhalten im Freiland zulassen – siehe hierzu auch das Goldhamster-Kapitel 3.5, S. 73). Vor allem zeigt sich hieran aber die Verhaltensflexibilität der Tiere, die es ihnen ermöglicht, auf bestimmte Umweltbedingungen mit einem der Situation angemessenen Verhalten zu reagieren. In den letzten Jahren fin-

den sich in der aktuellen Forschung immer mehr Hinweise darauf, dass sich einer bestimmten Tierart in den meisten Fällen zum Beispiel gar kein festes Fortpflanzungssystem zuordnen lässt, sondern dass die Tiere je nach Umweltbedingungen zwischen den verschiedenen Möglichkeiten auswählen können und damit viel flexibler und im evolutiven Sinne angepasster reagieren, als man dies bisher für möglich gehalten hat.

Eine weitere ungelöste Frage ist die Beobachtung, dass die Populationsdichten der verschiedenen Zwerghamsterarten relativ stabil bleiben und die Tiere nicht zu einer Massenvermehrung wie etwa die Wühlmäuse (hier v.a. die Gattung *Microtus*) neigen und das, obwohl das Fortpflanzungspotential der Zwerghamster etwa auf dem gleichen Niveau wie das der Wühlmäuse liegt. Dass für die relativ stabilen Populationsdichten zumindest zum Teil die Art und die Verfügbarkeit der Nahrung eine Rolle spielt, zeigen Beobachtungen in Kasachstan nach der Umwandlung eines großen Teils der natürlichen Steppe in landwirtschaftliche Nutzflächen. Bei der auf solchen Flächen hohen Verfügbarkeit an qualitativ hochwertiger Nahrung (v.a. Getreide) für die Zwerghamster, kann auch hier z.B. beim Dsungarischen Hamster eine Massenvermehrung ähnlich wie bei den Wühlmäusen beobachtet werden. Im natürlichen Lebensraum der Tiere sind Sämereien, von denen sich die Zwerghamsterarten hauptsächlich ernähren, dagegen nicht in solchen Massen, in einer solchen Qualität im Hinblick auf den Nährstoffgehalt und darüber hinaus auch nur zeitlich begrenzt verfügbar (mit ein Grund, warum die Tiere Vorräte anlegen). Auf Grund der begrenzten Nahrungsverfügbarkeit in den natürlichen, nicht vom Menschen beeinflussten Habitaten der verschiedenen Arten unterbleibt daher vermutlich eine Massenvermehrung.

### 4.5.3 Signale und Kommunikation

Die von den drei Phodopus-Arten und vom Sibirischen Streifenhamster genutzten akustischen, olfaktorischen und optischen Signale gleichen im Großen und Ganzen den vom Goldhamster genutzten Signalen (vergleiche Kapitel 3.5.3, S. 80). Bei der direkten Interaktion zwischen zwei Individuen sind in der Regel sowohl akustische, als auch olfaktorische und optische sowie mitunter taktile Signale

nötig, um erfolgreich kommunizieren zu können. Im Gegensatz zum Menschen tritt bei der Kommunikation der Zwerghamster jedoch – wie bei vielen anderen Säugetieren auch – besonders die geruchliche Komponente stark in den Vordergrund.

**Akustische Kommunikation** Ähnlich wie beim Goldhamster rufen die Jungtiere mit einem leisen Fiepen nach der Mutter, wenn diese längere Zeit das Nest verlassen hat. Häufig ist dieses Fiepen ein Anzeichen dafür, dass den Jungtieren kalt wird oder dass sie Hunger haben. Ob die Jungtiere der Zwerghamster ähnlich wie die Goldhamsterjungtiere ebenfalls Laute im Ultraschallbereich produzieren ist nicht bekannt. Da diese Art der Kommunikation bei Nagetieren aber weit verbreitet ist, steht zu vermuten, dass die Zwerghamsterjungtiere dies ebenfalls tun.

Erwachsene Tiere lassen Lautäußerungen vor allem bei aggressiven Auseinandersetzungen hören. So äußert bei einem Kampf vor allem das unterlegene Tier laute Abwehrschreie (siehe auch Kapitel 4.5.1, S. 109). Ähnlich wie bei den meisten Nagetieren wird das Wetzen der Schneidezähne bei Auseinandersetzungen als Drohsignal eingesetzt.

In wieweit auch bei den erwachsenen Tieren die Kommunikation über Laute im Ultraschallbereich eine Rolle spielt, wie dies beispielsweise für den Goldhamster nachgewiesen ist (siehe 3.5.2, S. 77 und 3.5.3, S. 80), ist bislang ebenfalls noch nicht geklärt.

**Olfaktorische Kommunikation** Für eine Kommunikation über verschiedene Geruchsstoffe steht den hier behandelten Zwerghamstern neben den im Speichel, im Urin und im Vaginalsekret enthaltenen Duftstoffen noch zusätzlich das Sekret aus der unpaaren Bauchdrüse zur Verfügung. Bei den beiden Phodopus-Arten *campbelli* und *songorus* findet sich in den Mundwinkeln in der Nähe der Backentaschen zusätzlich noch eine weitere Drüse (die sogenannten Mundwinkeldrüsen, im Englischen als „sacculi“ bezeichnet; vergl. auch 4.3.1, S. 102). Diese Drüse ist beim Roborovski-Zwerghamster und beim Sibirischen Streifenhamster nicht vorhanden. Weiterhin befinden sich noch hinter den Ohrmuscheln, am Auge (Hardersche Drüse) sowie an den

Fußsohlen Duftdrüsen, die bei der Weitergabe von Informationen eine Rolle spielen können. Zumindest beim Campbell-Zwerghamster scheinen Faeces bei der olfaktorischen Kommunikation eine weniger große Rolle zu spielen, als dies von anderen Säugetieren bekannt ist.

Die Bedeutung der einzelnen Drüsensekrete ist unter anderem vom sexuellen Status des Tieres abhängig. Bei Untersuchungen am Campbell-Zwerghamster wurde beispielsweise festgestellt, dass der Geruch weiblichen Urins, Vaginalsekrets und Speichels für männliche Tiere am attraktivsten ist, wenn sich die Weibchen im Postpartum-Östrus befinden. Das Sekret der Bauchdrüse war dagegen etwa einen Tag vor der Geburt eines Wurfes besonders interessant für die Männchen. Dabei konnten auch Unterschiede in der Signalqualität bzw. der Wirkung des Signals auf die Männchen beobachtet werden. Während die Wirkung des Urins, des Speichels und des Bauchdrüsensekrets auf die Männchen plötzlich einsetzt und nur einen relativ begrenzten Zeitraum anhält, baut sich die Wirkung des Vaginalsekrets mit Fortschreiten der Trächtigkeit langsam auf, um dann während des Postpartum-Östrus unmittelbar nach der Geburt seine stärkste Wirkung auf die Männchen zu entfalten. Somit erlaubt die Kombination dieser verschiedenen Geruchsstoffe und deren Wirkungsweise den Männchen eine sehr genaue Einschätzung des reproduktiven Status eines weiblichen Tieres. Interessant ist in diesem Zusammenhang auch die Beobachtung, dass die Häufigkeit mit der ein bestimmter Duftstoff beispielsweise zu Markierungszwecken abgegeben wird, zu dem Zeitpunkt sprunghaft ansteigt, zu dem der entsprechende Duftstoff seine größte Wirkung entfaltet.

Für die weiblichen Campbell-Zwerghamster erwies sich besonders der Urin, das Sekret der Bauchdrüsen sowie (eingeschränkt) das der Mundwinkeldrüsen („sacculi“) männlicher Tiere als besonders attraktiv. Die gleichen Geruchsquellen weiblicher Tiere riefen dagegen signifikant weniger Reaktionen bei den getesteten Weibchen hervor.

Es wird vermutet, dass vor allen Dingen der Geruch von Urin und Bauchdrüsensekret für die Identifizierung des Geschlechts eines Tieres sowohl

für die Weibchen als auch für die Männchen von Bedeutung ist. Darüber hinaus enthält Urin und Bauchdrüsensekret ebenfalls noch Informationen über die Zugehörigkeit zu einer bestimmten Art: Sowohl Campbell- als auch Dsungarische Zwerghamster sind in der Lage den Geruch eines Individuums der eigenen Art von dem eines Artfremden zu unterscheiden (dies verhindert im Freiland beispielsweise eine Kreuzung der beiden Arten). Der Geruch des Speichels und des Mundwinkeldrüsensekrets enthält dagegen eher Informationen für die Männchen über den rezeptiven Status eines weiblichen Tieres.

Da beide Geschlechter ihre Reviere mit Urin, Bauchdrüsensekret und die Weibchen darüber hinaus auch noch mit Vaginalsekret markieren, können andere Tiere bereits an Hand dieser Geruchsquellen die Anwesenheit und das Geschlecht (und über das Vaginalsekret weiblicher Tiere zu einem bestimmten Ausmaß auch deren rezeptiven Status) bestimmen. Bei einem direkten Kontakt zweier Tiere (z.B. über einen Naso-nasal-Kontakt) werden diese Informationen dann über den Speichel und das Mundwinkeldrüsensekret weiter ergänzt.

Von dem Mundwinkeldrüsensekret ist bekannt, dass es das Wachstum und die Entwicklung junger Campbell-Zwerghamster beeinflussen kann. Ebenso kann die Entwicklung junger Campbell-Zwerghamster durch die Anwesenheit eines adulten Männchens beeinflusst werden: Die weiblichen Jungtiere erreichen in einem solchen Fall schneller die Geschlechtsreife, was wahrscheinlich durch die Androgene im Urin männlicher, erwachsener Tiere ausgelöst wird.

Die Qualität und Quantität der verschiedenen Sekrete und Geruchsstoffe unterliegt wahrscheinlich einer hormonalen Kontrolle. Dabei scheinen vor allen Dingen das Testosteron der Männchen bzw. die Östrogene der Weibchen eine Rolle zu spielen. Für bestimmte Sekrete ist darüber hinaus aber noch bekannt, dass deren Zusammensetzung von der Art der aufgenommenen Nahrung beeinflusst wird (z.B. das Sekret der Mundwinkeldrüsen). Dies lässt vermuten, dass über die verschiedenen Geruchsstoffe noch weitere, weitaus detaillier-

tere Informationen als die hier beschriebenen ausgetauscht werden können.

**Optische Kommunikation** Ebenso wie beim Goldhamster erfolgt auch bei den Zwerghamstern eine optische Kommunikation hauptsächlich im Nahbereich über die Körperhaltung der Tiere (vergl. hierzu Kapitel 3.5.3, S. 80). Zwar fehlt den Zwerghamstern im Hinblick auf aggressive Auseinandersetzungen ein auffälliger Brustfleck wie beim Gold- oder auch Feldhamster, dennoch kann allein durch die Körperhaltung auf das dominante bzw. subordinierte Tier geschlossen werden. So wird das dominante Tier sein Gegenüber mit den Blicken fixieren, während das unterlegene Tier einen Blickkontakt durch ein Abwenden des Kopfes vom Gegner eher vermeiden wird.

Um ihre Umgebung zu erkunden, etwa wenn die Tiere ein ungewöhnliches Geräusch oder eine ungewohnte Bewegung wahrgenommen haben, richten sich Zwerghamster ebenfalls auf ihren Hinterextremitäten auf. Dabei wird der Kopf auf die Signalquelle zugedreht, die Ohren sind aufgerichtet und die Luft wird olfaktorisch überprüft wozu die Tiere manchmal den Kopf zusätzlich leicht anheben. Nicht zu verwechseln ist diese Körperhaltung mit einer Drohhaltung der Tiere. Beim Drohen werden die Ohrmuscheln in der Regel an den Kopf angelegt und eine oder beide Hände werden mit einer abwehrenden Geste angehoben. In höherer Intensität lassen die Tiere beim Drohen zum Teil auch ein Zähnewetzen hören. Diese Verhaltenskomponenten sind dagegen beim Eingangsbeschriebenen Sichern nicht zu beobachten.

Bewegen sich Zwerghamster auf ihnen unbekanntem Gelände oder sind sie erschreckt worden, so drücken die Tiere bei der Fortbewegung den Körper so weit wie möglich dem Substrat an und versuchen eine Deckung zu erreichen, wie dies ähnlich auch beim Goldhamster zu beobachten ist.

## 4.6 Haltungsmanagement

Ähnlich wie beim Goldhamster (siehe Kapitel 3.6, S. 82) sind auch die Zwerghamster in menschlicher Obhut fast ausschließlich dämmerungs- bzw. nachtaktiv. Es sollte dem Halter also schon vor der

Anschaffung eines solchen Tieres klar sein, dass er dieses tagsüber kaum zu Gesicht bekommen wird. Auch Zwerghamster werden stark gestresst, wenn sie tagsüber, also während ihrer Ruhephase, gestört werden und reagieren dann auch schon mal mit Zubeißen. Häufen sich die Störungen durch den Halter während der Ruhephase, so kann dies, bedingt durch den entstehenden Stress zu einer Verkürzung der Lebensdauer der Tiere führen. Jegliche Beschäftigung mit den Tieren, die Reinigung des Käfigs, sowie eventuell anstehende Besuche beim Tierarzt sollten daher auf die späten Nachmittags- bzw. frühen Abendstunden verlegt werden.

Weiterhin muss bedacht werden, dass die nächtliche Aktivität der Tiere mit einer gewissen Lärmentwicklung verbunden ist, was bei der Wahl des Käfigstandortes berücksichtigt werden sollte.

#### 4.6.1 Vergesellschaftung mehrerer Tiere

Wie schon aus Kapitel 4.5.1 (siehe S. 109) ersichtlich, sind auch die Zwerghamster, ähnlich wie die Goldhamster, eher als Einzelgänger einzustufen. Als untereinander verträglicher gelten nur der Dsungarische und der Campbell-Zwerghamster, allerdings bezieht sich diese Verträglichkeit hauptsächlich auf die gemeinschaftliche Haltung eines Männchens mit einem Weibchen. Beobachtungen aus dem Freiland belegen beispielsweise für den Campbell-Zwerghamster, dass es zwischen gleichgeschlechtlichen Tieren zu keiner Überlappung der Reviere kommt, was auf eine Unverträglichkeit gleichgeschlechtlicher, erwachsener Tiere untereinander schließen lässt. Über die Bildung von erweiterten Familiengruppen, wie dies zum Teil in der Literatur für die Haltung des Dsungarischen und Campbell-Zwerghamster beschrieben wird, liegen aus dem Freiland keinerlei nachweisbare Belege vor. In wieweit es zur Bildung von „Überwinterungsgemeinschaften“ erwachsener Tiere außerhalb der Fortpflanzungszeit kommt, ist für das Freiland nicht wirklich belegt (unter Umständen könnte es sich hierbei lediglich um das Muttertier mit ihrem letztem Nachwuchs handeln, die den Winter über zusammen bleiben).

Vor allem vom Sibirischen Zwerghamster ist bekannt, dass die weiblichen Tiere extrem unverträglich gegenüber den Männchen sind und dies auch, wenn die Weibchen gerade keinen Nachwuchs haben. Geduldet werden die Männchen nur für den Augenblick der Paarung.

Für die Zwerghamster ist daher ebenso wie für den Goldhamster jeweils eine Einzelhaltung zu empfehlen. Auch wenn in den einschlägigen Quellen zur Pflege und Haltung von Zwerghamstern (und zum Teil auch Goldhamstern) immer wieder von einer Gemeinschaftshaltung zu lesen ist, so ist das friedliche Zusammenleben dieser Tiere jedoch mit Sicherheit nicht als Normalfall anzusehen. Auch wenn es zwischen den Tieren nicht gleich zu blutigen Beißereien kommt, so ist – unter Berücksichtigung der natürlichen Verhältnisse im Freiland – dennoch davon auszugehen, dass eine solche Haltungsform auf Dauer mit einem hohen Maß an sozialem Stress verbunden sein dürfte. Nur weil eine solche Gemeinschaftshaltung in einigen Fällen funktionieren kann, heißt dies noch lange nicht, dass ein Leben in der Gruppe die natürliche Sozialform der Zwerghamster ist. Im Hinblick auf das Wohlbefinden der Tiere sollten solche „Experimente“ besser unterbleiben. Lediglich beim Campbell-Zwerghamster kann eine Paarhaltung über einen längeren Zeitraum möglich sein, wobei dann aber bei unkastrierten Tieren über kurz oder lang mit Nachwuchs zu rechnen ist. Der Nachwuchs wird aber spätestens bei Erreichen der Geschlechtsreife von den Eltern getrennt werden müssen, um Streitigkeiten unter den Tieren zu unterbinden. Beim Dsungarischen Zwerghamster sollte auf eine dauerhafte Paarhaltung verzichtet werden, sobald das Weibchen Jungtiere zur Welt gebracht hat, da sich die Anwesenheit des Männchens negativ auf den Aufzuchtserfolg der Jungtiere auswirkt (siehe auch Kapitel 4.5.2, S. 111).

Auch bei den anderen drei Arten sollten, sofern nachgezüchtet wird, die Jungtiere beim Erreichen der Selbständigkeit, spätestens aber zu Beginn der Geschlechtsreife, von den Müttern getrennt werden, um unnötigen Streitereien aus dem Weg zu gehen.

Teilweise vertragen sich Wurfgeschwister noch eine Zeit lang nach Erreichen der Geschlechtsreife.



Allerdings kann dieses friedliche Zusammenleben von einem Tag auf den anderen vorbei sein und die Tiere können sich dann relativ unvermittelt heftige Beißkämpfe liefern, die unter Umständen auch mit dem Tod eines der beteiligten Tiere enden können.

Wenn zwei adulte Tiere mit dem Ziel der Verpaarung zusammengesetzt werden sollen, so ist darauf zu achten, dass dies unter kontrollierten Bedingungen geschieht. Um Revierstreitigkeiten als einen Grund für Beißereien auszuschließen, ist es sinnvoll, die Tiere an einem „neutralen“ Ort zusammenzuführen, den keines der beiden Tiere als Teil seines eigenen „Reviere“ betrachtet. Bei der Zucht ist es häufige Praxis, dass die Weibchen zur Verpaarung in den Käfig des Männchens gesetzt werden, wahrscheinlich aus dem Grund, dass die Männchen den Weibchen gegenüber weniger aggressiv sind und auch eine Verletzung ihrer „Reviergrenzen“ durch ein Weibchen eher tolerieren, als umgekehrt. Allerdings läuft eine solche Praxis den Verhältnissen im Freiland zu wieder, da hier in der Regel die männlichen Tiere die Weibchen zur Verpaarung in deren Bau aufsuchen und nicht umgekehrt. Die Praxis, das Weibchen zur Verpaarung zu dem Männchen zu setzen, ist wahrscheinlich deshalb erfolgreicher, weil die Männchen im umgekehrten Fall unter den beschränkten Platzverhältnissen bei der Haltung in menschlicher Obhut keine Möglichkeit haben, den eventuell aggressiv reagierenden Weibchen auszuweichen. Dies stellt dagegen im Freiland kein Problem dar.

Zum Teil kann es allerdings passieren, dass sich trotz einer vorsichtigen, schrittweisen Gewöhnung aneinander, zwei Tiere absolut nicht verstehen und eine Verpaarung unmöglich ist. Wie Untersuchungen der letzten Jahre an einer Vielzahl verschiedener Tierarten belegen, können sich die meisten Männchen nicht einfach wahllos mit einem Weibchen verpaaren. Vielmehr konkurrieren die Männchen auf die eine oder andere Weise um einen Zugang zu den Weibchen, werden dann aber von diesen Weibchen aktiv zur Verpaarung ausgewählt (im englischen Sprachgebrauch wird dies als „*female choice*“ bezeichnet). Nicht jedes Männchen eignet sich also in den Augen des Weibchens für eine Verpaarung und für die Zeugung gemeinsamer Nachkommen. Oftmals ist dies der Grund dafür, dass die

Verpaarung bei vom Menschen zusammengesetzten Partnern erfolglos bleibt, da das Weibchen das ihr vorgesetzte Männchen als für eine Paarung ungeeignet erachtet. In einem solchen Fall bleibt dann nur die Möglichkeit, einen der beiden oder auch beide Partner auszutauschen.

#### 4.6.2 Unterbringung der Tiere

Prinzipiell gelten für die Unterbringung von Zwerghamstern die gleichen Überlegungen wie beim Goldhamster (siehe Kapitel 3.6.2, S. 83). Auf Grund der nächtlichen Aktivität der Tiere sollte der Käfigstandort dementsprechend gewählt werden. Weiterhin ist darauf zu achten, dass der Standort zugfrei und nicht der direkten Sonneneinstrahlung ausgesetzt ist (vor allem im Sommer nicht). Auch ein Platz direkt neben der Heizung ist zu vermeiden. Trotz ihrer Herkunft aus Gegenden mit wüstenartigem Charakter und relativ hohen Sommertemperaturen und zum Teil extrem niedrigen Wintertemperaturen (bis zu  $-40\text{ }^{\circ}\text{C}$ ), sollte die Umgebungstemperatur in menschlicher Obhut dauerhaft  $15\text{ }^{\circ}\text{C}$  nicht unter- und  $25\text{ }^{\circ}\text{C}$  nicht überschreiten. Dabei sollte die relative Luftfeuchtigkeit auf Dauer nicht höher als 70 % liegen. So weit bekannt, sind alle 4 Arten den ganzen Winter über aktiv und verfallen, anders als der Goldhamster, auch bei sehr niedrigen Temperaturen nicht in einen Winterschlaf oder eine Winterruhe. Die Umfärbung des Fells beim Dsungarischen Zwerghamster ist bei im Haus gehaltenen Tieren in der Regel nicht zu beobachten.

Auch für die Zwerghamster gilt, je größer der Käfig, desto besser, wobei eine Käfiggrundfläche von  $80 \times 40\text{ cm}$  als Untermaß anzusehen ist. Oftmals findet sich in der einschlägigen Literatur der Hinweis, dass kleinere Käfige durch das Einziehen eines Zwischenbodens aufgewertet werden können. Damit einhergehend wird dann weiterhin erklärt, dass dies neben dem größeren Platzangebot für die Tiere auch noch deren „Spaß“ am Klettern entgegenkommt. Mit Ausnahme des Sibirischen Zwerghamsters deutet der Körperbau der drei Phodopus-Arten mit ihren relativ kurzen Extremitäten jedoch eher auf eine laufende, als auf eine kletternde Lebensweise hin, ähnlich wie bei den einheimischen Wühlmäusen der Gattung *Microtus*. Ebenso dürfte auch der topographisch eher strukturarme Lebensraum



der Phodopus-Vertreter relativ wenig Gelegenheit zum Klettern bieten. Anders sind dagegen die Verhältnisse beim Sibirischen Streifenhamster, bei dem auf Grund seines Lebensraums (siehe Kapitel 4.2, S. 99) und der etwas abweichenden Morphologie mit – im Vergleich zu den Phodopus-Arten – längeren Extremitäten das Klettern ein Teil seines alltäglichen, natürlichen Verhaltens ist.

Natürlich werden auch die in menschlicher Obhut gehaltenen Phodopus-Vertreter die Zwischenböden solcherart ausgestatteter Käfige nutzen, zumal dann, wenn der restliche Käfig ihrem ausgeprägten Laufbedürfnis nur unzureichend entgegenkommt. Bei einem adäquaten Platzangebot mit ausreichenden Möglichkeiten zur Beschäftigung dürfte die artgerechte Fortbewegungsweise jedoch bevorzugt laufend in der Fläche als kletternd in der dritten Dimensionen erfolgen. Bei einer zunehmenden Verarmung der Umwelt werden die Tiere allerdings dann wohl auch vermehrt klettern um ihr Explorationsverhalten auszuleben. Dass Zwerghamster in menschlicher Obhut häufig Kletterverhalten zeigen, ist nicht unbedingt dahingehend zu interpretieren, dass die Tiere an dem Klettern eine besondere Freude entwickeln (die Häufigkeit, mit der ein bestimmtes Verhalten gezeigt wird, ist nicht unbedingt ein Indikator dafür, dass das Tiere dieses Verhalten besonders gerne ausführt). In den meisten Fällen dürfte dieses Verhalten zumindest bei den drei Phodopus-Arten wohl eher auf Langeweile bzw. auf unzureichende Platzverhältnisse hindeuten.

Der Käfig sollte möglichst etwas erhöht und nicht direkt auf den Fußboden gestellt werden und im Idealfall von der Seite zu öffnen sein. So kann vermieden werden, dass sich die Tiere bei der Annäherung des Pflegers oder beim Hantieren am bzw. im Käfig unnötig erschrecken. Durch den erhöhten Käfigstandort wirkt die Annäherung eines Menschen nicht so bedrohlich auf die Tiere und das Hantieren im Käfig von der Seite her wird nicht mit dem Zugriff eines Beutegreifers assoziiert.

Für die Haltung von Zwerghamstern eignen sich auch geräumige Terrarien. Auf Grund der meist nur unzureichenden Belüftungseigenschaften sind dagegen Aquarien für die Unterbringung der Tiere eher

ungeeignet.

Idealerweise erhalten die Zwerghamster auch unter Aufsicht regelmäßig Auslauf in der Wohnung. Dabei ist jedoch darauf zu achten, dass sich die Tiere nicht unter oder hinter Möbelstücken verkriechen können, da sie sich dort unter Umständen einklemmen und dann nicht mehr ohne fremde Hilfe befreien können. Ebenso muss darauf geachtet werden, dass die Tiere keine Stromkabel annagen und sich dabei einen tödlichen Stromschlag zuziehen. Im Hinblick auf die geringe Körpergröße der Zwerghamster ist es am sinnvollsten, den Tieren einen größeren Auslauf zu bauen, denn die Tiere dann ohne Gefahr nutzen können. Dabei ist aber dem Klettervermögen vor allem des Sibirischen Streifenhamsters Rechnung zu tragen, und die Wandung des Auslaufs so zu gestalten, dass die Tiere diese nicht überklettern können.

Das Futter sollte in standfesten Keramik- oder Tonschalen angeboten werden, die nicht so ohne weiteres von den Tieren umgestoßen werden können. Wenn die Futterschale in die Mitte des Käfigs gesetzt wird und nicht in eine der Ecken, so werden die Zwerghamster die Schale kaum mit Kot und Urin, welcher bevorzugt in den Käfigecken abgesetzt wird, verschmutzen.

Zu einer möglichst hygienischen Versorgung mit Trinkwasser eignen sich Nippeltränken, die außen am Käfig angebracht werden. In der einschlägigen Literatur zur Haltung und Pflege von Kleintieren findet sich manchmal der Hinweis, dass Nippeltränken abzulehnen sind, da diese die Tiere beim Trinken in eine unnatürliche Körperhaltung zwingen und dies auf Dauer zu Haltungsschäden führen soll. Aus diesem Grund seien Wasserschalen besser geeignet, da diese den natürlichen Bedingungen bei der Wasseraufnahme aus Wasserlachen eher entgegenkommen. Auf Grund der klimatischen Bedingungen im natürlichen Lebensraum der Zwerghamster (und ebenso des Goldhamsters) werden die Tiere zumindest im Sommer wohl kaum die Möglichkeit haben, ihren Wasserbedarf aus offen zugänglichen Wasseransammlungen zu decken, da solche in den Steppen und Halbwüsten schlichtweg nicht existieren. Falls die Tiere ihren Trinkwasserbedarf nicht sowieso ausschließlich über die Nah-

rung decken, werden sie dies höchstwahrscheinlich über das Ablecken von Tautropfen tun, die sich beispielsweise am frühen Morgen durch Kondensationsvorgänge an den Pflanzen bilden. Die Körperhaltung, die die Tiere dabei einnehmen, wird dabei eine ähnliche sein, wie beim Trinken aus einer Nippeltränke.

Darüber hinaus haben Wasserschalen den großen Nachteil, dass diese innerhalb kürzester Zeit durch die Einstreu sowie den Urin und den Kot der Tiere stark verschmutzt werden und häufig auch die Einstreu rund um die Wasserschale nass wird, was schnell zur Bildung von hygienisch kritischen Verhältnissen führt. Ein weiteres Problem im Zusammenhang mit Trinkschalen ist gerade bei Zwerghamstern die Gefahr, dass die Tiere in diesen Schalen ertrinken können (dies ist wohl ebenfalls mit darauf zurück zu führen, dass im natürlichen Umfeld der Tiere kaum offene Wasserflächen vorkommen und die Zwerghamster den Umgang damit nicht gewöhnt sind). All diesen Problemen kann durch den Einsatz von Nippeltränken sehr einfach begegnet werden.

Die Trinkflasche und der Futternapf sollte mindestens einmal pro Woche unter heißem Wasser ausgewaschen und mit einer Bürste gesäubert werden. Auf den Einsatz von Spülmitteln ist zu verzichten, da sich oftmals noch Reste in den Schalen oder Wasserflaschen halten, die ungesund für die Tiere sind. Der Auslauf der Tränkflaschen ist regelmäßig auf Verstopfungen und Verkalkungen zu überprüfen, auch wenn die Tiere die Flaschen nur wenig benutzen.

Noch viel ausgeprägter als beim Goldhamster ist bei den Zwerghamstern das Bedürfnis für ein regelmäßiges Sandbad gegeben. Um diesem Umstand Rechnung zu tragen, kann beispielsweise eine Tonschale mit einem erhöhten Rand etwa 2 – 3 cm mit Vogelsand befüllt werden. Das Sandbad hilft den Tieren unter anderem dabei, Verfilzungen des Fells zu vermeiden.

Da das Graben und das Anlegen von unterirdischen Bauanlagen und Nestkammern ähnlich wie beim Goldhamster ein Teil des natürlichen Verhaltens der Zwerghamster ist, so sollte auch der Kä-

fig der Zwerghamster mit einer möglichst dicken Schicht Einstreu (möglichst 40 cm oder mehr) ausgestattet werden. Wie Untersuchungen am Goldhamster gezeigt haben, nehmen mit zunehmender Einstreudicke unter anderem Verhaltensstereotypen, wie beispielsweise das Benagen der Gitterstäbe, signifikant ab. Weiterhin zeigen sich die Tiere mit zunehmender Einstreudicke auch weniger stressanfällig, was unter anderem dadurch deutlich wird, dass Tiere in Käfigen mit einer dickeren Lage Einstreu eine höhere Körpermasse aufweisen als Tiere aus Käfigen mit einer dünneren Lage (wobei die schwereren Tiere jedoch keinen erhöhten Körperfettanteil aufwiesen; vergleiche Kapitel 3.6.2, S. 83).

Da sich Zwerg- und Goldhamster in Bezug auf ihre Lebensweise recht ähnlich sind, können diese Ergebnisse ebenfalls auf die Zwerghamster übertragen werden. Als Einstreu kann handelsübliche Kleintierstreu verwendet werden, wobei sich Sägespäne von Laubhölzern besser eignen als solche von Nadelhölzern. Da Zwerghamster den Urin nach einiger Zeit der Eingewöhnung bevorzugt in einer bestimmten Ecke des Käfigs absetzen, reicht es aus, die Einstreu in diesem Bereich einmal in der Woche zu entnehmen und durch neue zu ersetzen. Eine Komplettreinigung des Käfigs ist immer mit großem Stress für die Tiere verbunden, da anschließend alle vertrauten Gerüche verschwunden sind. Eine solche vollständige Reinigung sollte daher allenfalls einmal pro Monat erfolgen. Der Stress wird noch ausgeprägter, wenn zusätzlich noch der Standort der Einrichtungsgegenstände verändert wird. Bei der Reinigung des Käfigs sollte daher immer ein gewisser Anteil alter Streu im Käfig verbleiben und es sollte darauf geachtet werden, dass die Einrichtungsgegenstände wieder an ihrem ursprünglichen Standort platziert werden. Während der Reinigungsarbeiten sollte das Tiere in einer Transportbox mit etwas alter Einstreu und einer Rückzugsmöglichkeit untergebracht werden.

Obwohl sich die Tiere bei einer ausreichend dicken Einstreu eine Nestkammer anlegen werden, ist es trotzdem ratsam einen Unterschlupf zur Verfügung zu stellen. Dabei sollte als Material unbehandeltem Holz oder Ton der Vorzug vor Kunststoff gegeben werden. Der Unterschlupf sollte nicht zu groß sein und nur über einen Eingang verfügen.

Wichtig ist weiterhin noch, dass den Zwerghamstern ein geeignetes Material zur Verfügung gestellt werden muss, mit dem sie den Unterschlupf oder die selbst gegrabene Nestkammer auspolstern können. Dazu eignet sich am besten Stroh oder Heu, was den Tieren eine zusätzliche Beschäftigungsmöglichkeit beim Zerspleißen der Halme bietet und den Zwerghamstern darüber hinaus gleichzeitig genügend Rohfaser für eine adäquate Ernährung zur Verfügung steht. Auf die im Handel angebotene Hamsterwolle sollte verzichtet werden, da sich die Tiere damit einzelne Gliedmaßen oder sogar ganze Extremitäten abschnüren können.

Wie schon bei den Goldhamstern erwähnt (siehe Kapitel 3.6.2, S. 83) ist der Einsatz eines Laufrades bei Haltern heftig umstritten. Wie aktuelle Untersuchungen am Goldhamster belegen, wirkt sich ein Laufrad positiv auf das Konstitution der Tiere aus, was sich bei den Weibchen in einer gesteigerten Reproduktionsleistung (die Würfe vergrößern sich) und bei den Männchen in einer gesteigerten physischen Fitness (die Männchen erreichen ein höheres Körpergewicht bei reduziertem Fettanteil) äußert. Demnach liegt es also durchaus im Sinne der Tiere, den Käfig mit einem Laufrad auszustatten. Auch Zwerghamster legen im Freiland zur täglichen Nahrungssuche sehr große Strecken zurück, so dass die Benutzung des Laufrads dem Bewegungsbedürfnis der Tiere entgegenkommt. Die Häufigkeit, mit der die Tiere ein solches Laufrad benutzen werden, wird dabei aber maßgeblich von der übrigen Käfigausstattung beeinflusst. Wird der Käfig durch die Möglichkeit eines Sandbades (s.o.), durch das Verbauen von Rindenhälften und/oder Tonröhren oder durch die Einbringung frischer Obst- oder Weichhölzer abwechslungsreich gestaltet, dann werden die Tiere mehr Zeit mit Explorationsverhalten verbringen und dementsprechend verringert sich die Zeit, die die Tiere in dem Laufrad verbringen. Je abwechslungsreicher und naturnäher der Käfig gestaltet ist (man spricht in diesem Zusammenhang auch von *environmental enrichment*), desto mehr der natürlichen Verhaltensweisen eines Zwerghamsters können vom Halter dann auch beobachtet werden. Im Handel angebotenes „Hamsterspielzeug“ aus Kunststoff sollte sich im Interesse der Tiere eigentlich von selber verbieten. Es gibt so viele Möglichkeiten, den Käfig mit Gegenständen aus natürlichen

oder naturnahen Materialien auszustatten, dass für die Kunststoffmaterialien eigentlich gar kein Bedarf besteht (siehe auch Kapitel 3.6.2, S. 83).

### 4.6.3 Besonderheiten der Ernährung

Ähnlich wie die Goldhamster verfügen auch die Zwerghamster über einen relativ großen Blinddarm (vergleiche Kapitel 4.3.3, S. 104), ebenso wie bei diesen ist jedoch die Umsatzleistung für rohfasergehaltige Nahrungsbestandteile nicht mit der von typischen Blinddarmfermentierern wie dem Kaninchen oder dem Meerschweinchen zu vergleichen. Dies äußert sich deshalb auch in dem Nahrungsspektrum der Zwerghamster, das sich nur zu einem geringen Teil aus rohfaserreichen Pflanzenteilen wie etwa den Blattspreiten verschiedener Gräser, sondern eher aus kleineren Sämereien, Früchten und unterirdischen Speicherorganen zusammensetzt. In menschlicher Obhut sollte dennoch auch den Zwerghamstern immer Heu in ausreichenden Mengen (sprich *ad libitum*) zur Verfügung stehen. Zum einen unterstützt das Heu die Verdauung und gewährleistet durch den intensiven Kauvorgang einen ausreichenden Abrieb der Zähne (die Zähne schleifen sich hauptsächlich aneinander ab und nicht an der Nahrung), zum anderen können die Tiere das Heu zum Auspolstern des Nests verwenden und die Beschäftigung mit dem Heu trägt zur Reduktion der Langeweile bei, so dass dem Auftreten stereotypen Verhaltens vorgebeugt wird. Als zusätzliche Rohfaserquelle und Möglichkeit zur Beschäftigung eignen sich ebenfalls Äste und Zweige von Obst- (am besten Kernobst) und Weichhölzern (Birke, Weide, Pappel). Dabei ist darauf zu achten, dass vor allem die Äste und Zweige von Obstgehölzen von ungespritzten Bäumen stammen.

Zur Deckung des – im Vergleich zu reinen Pflanzenfressern wie dem Kaninchen oder Meerschweinchen – vergleichsweise hohen Bedarfs an tierischem Protein, ernähren sich auch die Zwerghamster im Freiland zusätzlich von kleineren Insekten, Spinnen und anderen Wirbellosen. Ähnlich wie die Goldhamster müssen daher auch die Zwerghamster möglichst abwechslungsreich ernährt werden, um eine Gewöhnung an das Futter und der damit einhergehenden Fressunlust vorzubeugen. Aber auch hier gilt, dass eine Umgewöhnung an neue Futtermittel wie bei allen Nagetieren immer schrittweise erfolgen

muss, damit die den Darm besiedelnden Mikroorganismen Zeit haben, sich auf die veränderte Nahrungszusammensetzung umzustellen. Wird dies bei der Ernährung der Tiere beachtet, so können Verdauungsstörungen weitestgehend vermieden werden.

Ähnlich wie beim Goldhamster eignen sich zur Ernährung der Zwerghamster getrocknete Sämereien wie beispielsweise Getreidekörner (neben den Brotgetreidearten etwa auch Hirse), Mais, Kürbiskerne oder auch Erbsen. Stark fetthaltige Sämereien wie Sonnenblumenkerne, Erdnüsse (ungesalzen) oder andere Nüsse sollten nur sparsam verfüttert werden. Als Frisch- oder Grünfutter kann Gemüse wie etwa Karotten, Gurken oder Salat und Obst wie zum Beispiel Äpfel oder Birnen angeboten werden. Nicht verfüttert werden sollte Kohl, Zwiebeln, Lauch, Spinat, Bohnen, Sauerampfer, Rhabarber, rohe Kartoffeln sowie Zitrusfrüchte und Steinobst. Diese Lebensmittel sind zum Teil schwer verdaulich, verursachen Blähungen oder weisen einen zu hohen Säuregehalt auf. Ebenso ungeeignet sind Kastanien, Eichel und Mandeln, da diese eine hohe Konzentration an Gerbstoffen bzw. Blausäure (in Mandeln) aufweisen.

Als Quelle für tierisches Protein kommt beispielsweise Quark, Frischkäse, Rindergehacktes oder auch Dosenfutter für Hunde in Frage. Als Lebendfutter können Mehlwürmer, Grillen oder Heuschrecken gereicht werden. Vor allem die Beschäftigung der Tiere mit dem Lebendfutter stellt eine wesentliche Bereicherung der Umwelt des Zwerghamsters in menschlicher Obhut dar (*environmental enrichment*) und ist als Teil einer artgerechten Ernährung zu sehen. Zu beachten ist, dass die Tiere dieses Futter auf Grund des relativ hohen Fettgehalts nicht zu häufig bekommen (etwa einmal pro Woche). Werden Eier verfüttert, so sollte dies nur in gekochter Form erfolgen und es sollte nur das Eiweiß verfüttert werden, da das Eigelb einen zu hohen Fettanteil aufweist. Milch sollte ebenfalls nicht gegeben werden, da dies häufig zu Durchfall führt.

Zwerghamster neigen ähnlich wie Goldhamster dazu, das Futter in ihren Unterschlupf oder ihre Nestkammer einzutragen. Im Fall der Sämereien ist dies unbedenklich und die Vorratslager können im

Käfig verbleiben. Nur bei der Fütterung von Frischfutter sollte der Käfig täglich auf Reste untersucht und diese gegebenenfalls entfernt werden, damit es nicht zur Schimmelbildung kommt.

Oftmals wird – auch in aktuellen Ratgebern – altes, trockenes Brot als wichtiger Bestandteil der Ernährung von Hamstern angeführt und damit argumentiert, dass das Benagen des harten Brotes wichtig für den Zahnabrieb sei. Zum Einen ist Brot (oder andere Bäckereierzeugnisse wie Zwieback) aus ernährungsphysiologischer Sicht für alle Heimtiere (nicht nur für die Hamster) als völlig ungeeignet einzustufen, da es beispielsweise Salz enthält (kann die Nieren schädigen) und zum Anderen lässt sich ein ausreichender Zahnabrieb sehr viel artgemäßer über die Gabe von Heu und Ästen oder Zweigen erreichen (s.o.). Weiterhin siedeln sich auf altem Brot oftmals Schimmelpilze an, von denen schon die Sporen gesundheitsschädlich sein können. Auch wenn von der Schimmelbildung (d.h. der Bildung der mit bloßem Auge sichtbaren Sporangienträger) noch gar nichts zu sehen ist, kann sich das oft nicht sichtbare Mycel bereits im Brot ausgebreitet und giftige Stoffwechselprodukte produziert haben. Altes Brot stellt also in gar keinem Fall ein geeignetes Nahrungsmittel für Heimtiere dar.

Ebenso wie den Goldhamstern sollte auch den Zwerghamstern immer die Möglichkeit eingeräumt werden, frisches Trinkwasser aufnehmen zu können. Zwar sind die Tiere in Anpassung an ihren trockenen Lebensraum in der Lage, ihren Wasserbedarf alleine über das aufgenommene Futter zu decken (vor allem dann, wenn ausreichend Frischfutter gegeben wird), dennoch wurde bei Versuchen mit dem Goldhamster festgestellt, dass auch bei der Gabe von Frischfutter von den meisten Tieren noch zusätzlich Wasser aufgenommen wurde. Einzelne Tiere gewöhnen sich auch an eine regelmäßige Wasseraufnahme und reagieren zunehmend aggressiv, wenn dies nicht mehr zur Verfügung steht. Auch wenn einige Zwerghamster unter Umständen das ihnen angebotene Wasser niemals nutzen, sollte dies jedoch nicht auf alle Tiere verallgemeinert werden, da es auch bei Zwerghamstern durchaus individuelle Unterschiede im Verhalten gibt. Durch eine zusätzliche Wassergabe kann weiterhin das Risiko einer Bildung von Blasen- oder Nierensteinen mit

vergleichsweise geringem Aufwand reduziert werden.

Zum Teil neigen auch Zwerghamster bei Gabe eines Misch- oder Buntfutters dazu, selektiv nur bestimmte Komponenten des Futters zu fressen. Häufig sind dies vor allem die relativ fetthaltigen Sonnenblumenkerne oder Nüsse, was dann dazu führen kann, dass diese Tiere stark verfetten. Eine Abhilfe kann in einem solchen Fall ein pelletiertes Futter schaffen, bei dem die Tiere nicht selektiv bestimmte Futterkomponenten auswählen können und so alle, für eine ausgewogene Ernährung wichtigen Nahrungsbestandteile aufnehmen müssen. Bei der Wahl eines solchen pelletierten Futtermittels ist allerdings darauf zu achten, dass die Bestandteile ohne den Zusatz von zuckerhaltiger Melasse verpresst wurden und die Partikelgröße eine Länge 0,3 mm nicht unterschreitet um einen ausreichenden Zahnabrieb zu gewährleisten.

#### 4.6.4 Umgang mit den Tieren

Da Zwerghamster nur eine geringe Körpergröße aufweisen, ist beim Umgang mit diesen Tieren besondere Sorgfalt nötig. Die meisten Tiere mögen es nicht sonderlich, vom Menschen angefasst zu werden und daher bedeutet eine solche Prozedur für sie immer ein gewisses Maß an Stress. Muss das Tier nicht unbedingt in die Hand genommen werden, etwa zur Säuberung des Käfigs, dann ist es oftmals einfacher, den Zwerghamster, beispielsweise mit einer wenig Futter, welches das Tier besonders gerne frisst, direkt in einen Transportbehälter zu locken.

Um den Stress des angefasst werdens möglichst gering zu halten, ist es sinnvoll, den Zwerghamster langsam an die menschliche Hand zu gewöhnen. Dies geht am einfachsten über Gaben von kleinen Mengen Futter, das die Tiere ganz besonders mögen, direkt aus der Hand.

Zum Hochheben des Tieres kann am einfachsten mit beiden Händen ein Hohlraum gebildet werden, mit dem das Tier umfasst wird. Dabei ist darauf zu achten, dass das Tier dabei nicht von der Hand springt, da schon Stürze aus geringer Höhe zu schweren Verletzungen führen können.

Wenn das Tier im Nackenfell ergriffen werden muss, so sollte der Körper mit der anderen Hand unterstützt werden, damit das Tier nicht unkontrolliert an zu zappeln fängt und dabei fallen gelassen wird. Auf Grund der geringen Größe eines Zwerghamsters ist dazu jedoch sehr viel Übung nötig, um dem Tier dabei nicht die Knochen zu brechen oder es anderweitig zu verletzen.

## 4.7 Häufige Krankheiten der Zwerghamster

Gerade kaum domestizierte Haustiere wie die verschiedenen Zwerghamsterarten lassen häufig eine Erkrankung erst dann erkennen, wenn es für eine Behandlung schon fast zu spät ist. Daher gehört eine regelmäßige Kontrolle des Allgemeinzustandes mit zu einer artgerechten Haltung einer Tierart. Eine sorgfältige Beobachtung der Bewegungsabläufe während der normalen Aktivitätszeit der Tiere, der Zustand des Fells sowie eine regelmäßige Kontrolle des Körpergewichts können relativ zuverlässige Hinweise auf den Zustand des Tieres geben. Werden hierbei irgendwelche Unregelmäßigkeiten festgestellt, so ist unverzüglich ein Tierarzt aufzusuchen. Ein Großteil der in der veterinärmedizinischen Literatur behandelten Krankheiten des „Hamsters“ beziehen sich auf den Goldhamster – die vorgestellten Krankheitsbilder dürften in ähnlicher Form allerdings auch bei den Zwerghamstern zu beobachten sein (vergleiche auch die Hinweise in Kapitel 3.7, S. 89).

**Beachte** Die im Folgenden gemachten Angaben zu den am häufigsten auftretenden Krankheiten der Zwerghamster können unter keinen Umständen im Falle einer Erkrankung als Ersatz für die Konsultation eines Tierarztes herangezogen werden.

### 4.7.1 Ernährungsbedingte Erkrankungen

Auch beim Zwerghamster sind Fehler bei der Ernährung immer noch die häufigste Ursache für eine Erkrankung der Tiere. Bei einer plötzlichen Futterumstellung verändert sich häufig die Zusammensetzung der Darmflora, was sich in einer zunehmenden Dominanz von *Escherichia coli* (Koliinfektion)



äußert. Die Folge einer solchen Enteritis sind starker Durchfall, Blähungen, übermäßiger Speichelfluss sowie Fieber, was im Extremfall bis zum Tod des betroffenen Tieres führen kann.

Bereits bei den ersten Anzeichen einer Enteritis sollte umgehend der Tierarzt aufgesucht werden, der das betroffene Tier mit einer Glucose-Infusion sowie der Gabe von Elektrolyten und Antibiotika behandeln kann.

Vermieden werden kann eine durch Futterumstellung hervorgerufene Enteritis dadurch, dass diese Umstellung schrittweise erfolgt und nicht plötzlich. Weiterhin sollte auf eine abwechslungsreiche Ernährung (siehe Kapitel 4.6.3, S. 121) mit qualitativ hochwertigen Futterkomponenten geachtet werden. Unmittelbar nach einer erfolgreich behandelten Enteritis sollte eine Zeit lang auf die Gabe von Saftfutter verzichtet werden (siehe auch Kapitel 3.7.1, S. 89).

Durch eine ausgewogene, abwechslungsreiche Ernährung der Zwerghamster kann relativ einfach Erkrankungen wie einem Vorfall des Rektums (Rektumprolaps), einer chronischen Dünndarmentzündung durch die übermäßige Vermehrung bestimmter Protozoen, oder einem Vitaminmangel und den dadurch bedingten Wachstumsstörungen oder Muskelatrophien vorgebeugt werden (vergl. Kapitel 3.7.1, S. 89).

Wird den Tieren ausreichend Rohfaser in Form von Heu und etwa Zeigen und Ästen angeboten, so ist ein ausreichender Zahnabrieb sicher gestellt und Zahnfehlstellungen können vermieden werden. Außerdem kann so auf die Gabe von künstlichem Nistmaterial (Hamsterwolle) verzichtet werden und es kommt bei gleichzeitigem Angebot von frischem Trinkwasser kaum zu Verstopfungen. Eine ausreichende Wasserversorgung vermeidet darüber hinaus die Bildung von Harn- und Nierensteinen (siehe auch Kapitel 3.7.1, S. 89).

Ein ausgeglichenes Kalzium-Phosphor-Verhältnis in der Nahrung kann die Auswirkung einer, durch die Überfunktion der Epithelkörperchen („Nebenschilddrüse“) bedingten Osteodystrophie mildern, bei der durch eine erhöhte Ausschüttung

des Parathormons verstärkt Kalzium aus den Knochen freigesetzt wird (siehe Kapitel 3.7.1, S. 89).

Beim Hamstern sehr harter, scharfkantiger Nahrungsbrocken kann es zu einer Verletzung der Backentaschenschleimhaut und in deren Folge durch eine Entzündung mit Strepto- und Staphylokokken zur Bildung schmerzhafter Abszesse kommen, die durch den Tierarzt behandelt werden müssen. Das Verfüttern unangemessener Nahrungsmittel wie etwa Schokolade oder Bonbons vor allem durch Kinder, kann zum Verkleben der Backentaschen führen, wenn die Schokolade oder die Bonbons anfangen in den Backentaschen zu schmelzen (vergl. Kapitel 3.7.1, S. 89).

Eine weitere Erkrankung, die allerdings nicht unmittelbar mit der Ernährung der Tiere zusammenhängt, ist das Auftreten einer Zuckerkrankheit (*Diabetes mellitus*), wovon besonders der Campbell-Zwerghamster und der Sibirische Streifenhamster betroffen sind. Als Ursache wird eine genetische Prädisposition diskutiert, besonders wenn jüngere Tiere hiervon betroffen sind. Tritt die Erkrankung dagegen erst bei älteren Individuen auf, so betrifft dies häufig besonders fettleibige Tiere, was dann wiederum auf Ernährungsfehler als Auslöser schließen lässt.

#### 4.7.2 Erkrankungen des Fells und der Haut

Wie auch der Goldhamster so können auch die Zwerghamster von einer Reihe von Milben befallen werden. Dabei erfolgt die Ansteckung entweder von Tier zu Tier (z.B. Demodikosen) oder auch durch andere Haustiere (z.B. Sarcoptes-Räude über Hunde, Katzen, Kaninchen, Ratten oder Mäuse) oder über kontaminiertes Futter oder die Einstreu. Bei allen Milbenerkrankungen kommt es in der Regel zur Bildung von stark juckenden Krusten oder Borken begleitet von Haarausfall. Auf Grund der geringen Größe der Milben, können eine endgültige Diagnose und die anschließende Behandlung mit dem entsprechenden Akarizid nur durch den Tierarzt erfolgen. Bei der Therapie dieser Erkrankung ist darauf zu achten, dass in regelmäßigen Abständen ebenfalls der Käfig und die Käfigeinrichtung



mit behandelt werden. Ebenso ist die Einstreu häufiger komplett zu wechseln. Zu beachten ist, dass nicht behandelt ein Milbenbefall bis zum Tod des entsprechenden Tieres führen kann (vergl. Kapitel 3.7.2, S. 90).

Das Auftreten von Hautentzündungen (Dermatitis) kann bei den Zwerghamstern durch Hautpilze (Dermatophyten), Strahlenpilze (Actinomyceeten) oder durch eine Sekundärinfektion von Verletzungen durch Staphylo- oder Streptokokken verursacht werden und wird ebenfalls häufig von Juckreiz und Haarausfall begleitet. Eine exakte Diagnose über die jeweilige Krankheitsursache sowie eine entsprechende Behandlung kann ebenfalls nur vom Tierarzt gestellt werden (siehe Kapitel 3.7.2, S. 90).

#### 4.7.3 Erkrankungen des Verdauungsapparates

Zusätzlich zu den im Kapitel 4.7.1 (siehe S. 123) erwähnten, durch Fütterungsfehler hervorgerufenen Erkrankungen des Verdauungstraktes kann bei Zwerghamstern, ähnlich wie beim Goldhamster, eine Entzündung des unteren Dünndarmabschnitts (Krumm- oder Hüft darm) auftreten, die mit einer Verdickung der Darmwand einhergeht (proliferative Ileitis). Da durch den mit dieser Erkrankung verbundenen wässrigen Durchfall das Fell der After- und Schwanzregion nass wird, hat sich im englischen Sprachgebrauch auch der Begriff „*wet tail disease*“ für dieses Krankheitsbild ergeben. Die Auslöser dieser Erkrankung sind bislang noch unbekannt.

Man unterscheidet eine akute von einer subakuten Verlaufsform, die sich in der Schwere des Durchfalls und der damit verbundenen Dehydratation der Tiere unterscheiden. Betroffen sind hauptsächlich Jungtiere im Alter zwischen 2 – 8 Wochen, wobei Tiere mit der akuten Verlaufsform in der Regel innerhalb von 48 Stunden sterben, während von der subakuten Form betroffene Zwerghamster die Erkrankung in der Regel überleben, wobei es dann allerdings zu Wachstumsverzögerungen kommt.

Generell ist bei Durchfallerkrankungen, die länger als 24 Stunden andauern umgehend der Arzt

aufzusuchen, da die betroffenen Tiere andernfalls mit hoher Wahrscheinlichkeit an der Folgen versterben werden (vergl. auch Kapitel 3.7.3, S. 91).

Als weitere Erkrankung des Verdauungsapparates treten bei den Zwerghamstern häufiger auch noch Leber- und Gallengangzysten auf, die innerhalb kurzer Zeit mit einer deutlichen Umfangsvermehrung und manchmal zusätzlich mit Haarausfall verbunden sind. Eine Behandlung dieser Erkrankung gibt es momentan noch nicht und die betroffenen Tiere versterben meist am Funktionsversagen des betroffenen Organs (vergl. Kapitel 3.7.3, S. 91).

#### 4.7.4 Erkrankungen der Harnwege

Ähnlich wie die Kaninchen und Meerschweinchen wird vom Organismus der Zwerghamster alles in der Nahrung vorhandene Kalzium aufgenommen und die vom Stoffwechsel nicht benötigten Mengen werden über den Urin wieder ausgeschieden. Trotzdem sind bei den Zwerghamstern nur relativ selten Harn- oder Nierensteine zu beobachten. Dies kann zu einem großen Teil dadurch erklärt werden, dass der Urin der Zwerghamster in Anpassung an ihren trockenen Lebensraum schon von Natur aus stark konzentriert ist und die Tiere effektive Mechanismen besitzen müssen, um eine Konkrementbildung in den Ausscheidungsorganen zu verhindern (vergl. Kapitel 3.7.4, S. 92). Eine einfache Möglichkeit einer solchen Konkrementbildung vorzubeugen, ist es, den Tieren ständigen Zugang zu frischem Trinkwasser zu gewähren.

Entsprechend wie die Goldhamster sind auch die Zwerghamster mitunter von der Ablagerung bestimmter Proteine von krankhaft veränderten Zellen des Immunsystems, einer sogenannten Amyloidose betroffen. Sind hiervon die Nieren betroffen, so spricht man von einer Nierenamyloidose, die letztlich zu einem Nierenversagen und damit zum Tod des erkrankten Tieres führt. Äußerlich sichtbare Symptome dieser bislang nicht behandelbaren Erkrankung, sind eine Bauchfellwassersucht (Ascites) oder eine Ödembildung im Unterhautfettgewebe (siehe Kapitel 3.7.4, S. 92).

### 4.7.5 Neurologische Symptome

Vor allem die Jungtiere der Zwerghamster sind mitunter von einer, durch einen Virus ausgelösten lymphozytären Choriomeningitis (kurz LCM) betroffen. Wenn sich überhaupt Symptome zeigen, so sind diese relativ unspezifisch und äußern sich in einem gestäubten Fell, Schnupfen, Niesen, Krämpfen, Lähmungserscheinungen sowie einer Bindehautentzündung (Konjunktivitis). Der Erreger wird bis zum Erreichen des vierten Lebensmonats mit dem Urin, Kot oder Speichel ausgeschieden, über die sich andere Tiere anstecken können. Zum Teil erfolgt eine Ansteckung aber bereits schon im Mutterleib oder auch über den Biss oder Stich von blut-saugenden Insekten.

Eine eindeutige Diagnose ist oft erst nach dem Tod der Tiere möglich (das Virus wird aus dem Lungengewebe isoliert) und eine Therapie ist bis heute nicht bekannt. Dementsprechend hoch ist die Mortalität bei den betroffenen Tieren.

Da es sich bei der LCM um eine Zoonose handelt, ist prinzipiell auch eine Ansteckung des Menschen möglich. Die Krankheit äußert sich dann in grippeähnlichen Symptomen bis hin zu einer Gehirnhautentzündung (Meningitis od. Meningoenzephalitis). Bei schwangeren Frauen kann in schweren Fällen sogar der Embryo geschädigt werden. Um einer möglichen Ansteckung des Menschen vorzubeugen, sollte beim Kauf eines Zwerghamsters darauf geachtet werden, dass dieser aus einer LCM-freien Zucht stammt. (vergl. Kapitel 3.7.5, S. 92).

Zu einer Erkrankung des Zwerghamsters, deren Symptome einem neurologischen Krankheitsbild ähneln aber keine unmittelbaren, neurologischen Ursachen hat, kann es weiterhin in Form einer durch Mykoplasmen hervorgerufenen Mittelohrentzündung kommen, die sich durch eine Drehbewegung um die eigene Achse oder durch eine Schiefstellung des Kopfes (Torticollis) äußert (siehe Kapitel 3.7.5, S. 92).

### 4.7.6 Erkrankungen des Atemtraktes

Zu einer Erkrankung des Atemtraktes kommt es bei den Zwerghamstern häufig im Zuge einer bak-

teriellen Infektion mit *Pasteurella pneumotropica*, *Bordetella bronchiseptica*, *Streptococcus* sp. oder *Staphylococcus* sp. Die relativ unspezifischen Symptome einer solchen Infektion der Lunge und der Bronchien sind Atemnot (Dyspnoe), Flanken- oder Maulatmung (gesunde Tiere atmen immer durch die Nase), Schnupfen oder eitriger Augen- und Nasenausfluss.

Eine solche bakterielle Infektion wird durch stressauslösende Faktoren (z.B. durch häufige Störungen der Tiere während der Ruhephasen) oder durch unhygienische Verhältnisse (z.B. Anreicherung von Ammoniak aus stark verschmutzter Einstreu) stark begünstigt. Eine Behandlung erfolgt durch die Gabe entsprechender Antibiotika durch den Tierarzt (siehe Kapitel 3.7.6, S. 93).

Als Folge von Verletzungen der Lunge durch einen Sturz oder unabsichtliche Fußtritte beim Freilauf in der Wohnung können zum Austritt von blutigem Schaum aus Mund- und Nasenöffnungen führen. Zusätzlich zu den Rupturen der Lungengefäße erleiden die betroffenen Tiere hierbei auch noch einen lebensbedrohlichen Schock.

Eine Behandlung durch den Tierarzt besteht meistens nur in der Anwendung kreislaufstabilisierender Maßnahmen und in einer Lagerung des Tieres seitlich auf der von der Lungenverletzung betroffenen Körperseite um die Atmung zu erleichtern und einer Vermischung von Blut und Atemluft vorzubeugen (vergl. Kapitel 3.7.6, S. 93).

### 4.7.7 Herz- und Kreislaufkrankungen

Eine direkte Erkrankung des Herzens kann zum Einen durch das Alter des betroffenen Tieres und die hiermit verbundenen Veränderungen des Herzmuskels und der Herzklappen, oder aber durch ein Übergreifen einer Infektion der Lungen auf das Herz erfolgen, wovon dann mitunter auch jüngere Tiere betroffen sind. Symptome einer Herzerkrankung sind oftmals ein gestäubtes Fell, eine verstärkte Flanken- und Maulatmung sowie Appetitlosigkeit (Inappetenz). Eine altersbedingte Erkrankung kann nicht behandelt werden, bei einer Sekundärinfektion der Herzklappen kann teilweise eine

Behandlung mit Antibiotika helfen (siehe Kapitel 3.7.7, S. 93).

Koordinationsstörungen (Ataxien) und Nervenlähmungen (Paresen) werden mitunter als Anzeichen für eine neurologische Erkrankung gedeutet, obwohl in Wirklichkeit eine Herzinsuffizienz vorliegt. Verlängerte Ruhe- und verkürzte Aktivitätszeiten geben manchmal einen frühen Hinweis auf eine sich entwickelnde Herzinsuffizienz. Zur Behandlung kann die Gabe von harntreibenden Mitteln (Diuretika) unter Aufsicht des Tierarztes die Beschwerden lindern (vergl. Kapitel 3.7.7, S. 93).

Bei hohen Umgebungstemperaturen im Sommer oder durch direkte Sonneneinstrahlung in den Käfig können Zwerghamster einen Hitzschlag erleiden. Da ihnen, wie den meisten anderen Nagetieren auch, Schweißdrüsen zur Regulation der Körpertemperatur weitgehend fehlen, sind sie unter solchen Umständen kaum in der Lage, ihre Körpertemperatur herunter zu regulieren. Die verstärkte Durchblutung der oberflächennahen Blutgefäße in den Extremitäten und Ohren (periphere Vasodilatation) bei Tieren, die für eine längere Zeit unter Hitzestress geraten, kann zu einem Kreislaufversagen führen, da das Gehirn und andere wichtige Organe (z.B. die Leber und die Nieren) nicht mehr ausreichend mit Blut und damit mit Sauerstoff versorgt werden. Solchermaßen betroffene Tiere werden apathisch, zeigen Gleichgewichtsstörungen und Muskelschwächen (Koordinationsstörungen) und verfallen nach einiger Zeit in einen Schockzustand. Zur Regulation der Körpertemperatur sollte das betroffene Tier in ein feuchtes Tuch eingewickelt und schnellstmöglich einem Tierarzt vorgestellt werden. Dieser wird in der Regel eine kühlende Infusion anlegen und das Tier mit Antibiotika behandeln, da das Versagen von Nieren und Leber eine Blutvergiftung zur Folge haben kann (siehe auch Kapitel 3.7.7, S. 93).

#### 4.7.8 Erkrankungen des Bewegungsapparates

Wie schon weiter oben erwähnt (siehe Kapitel 4.6.2, S. 118) kann es bei der Verwendung von Hamsterwolle zum Abschnüren einzelner Hand- oder Zehenglieder oder auch der gesamten Extremität kommen. Relativ einfach vermeiden lassen

sich solche Verletzungen, wenn den Tieren statt der künstlichen Hamsterwolle Heu als Nistmaterial angeboten wird. Darüber hinaus sorgt die Rohfaser auch noch für eine geregelte Verdauung und eine Beschäftigung der Tiere und es wird eine Verstopfung durch das Fressen der Hamsterwolle vermieden (vergl. Kapitel 3.7.8, S. 94 und 4.7.1, S. 123).

Mitunter verletzen sich die Tiere beim Graben in der Einstreu die Handflächen oder Fußsohlen an harten, scharfkantigen Bestandteilen der Einstreu. Wenn sich diese Verletzungen entzünden, kann das bis zum Verlust einzelner Finger oder Zehen kommen. Oftmals ist eine Behandlung solcher Entzündungen durch den Tierarzt schwierig, da die Tiere dem Tierarzt zu spät vorgestellt werden. Als eine Alternative zu Sägespänen oder Heu- bzw. Stroh-häcksel, welches oft scharfkantige oder harte, spitze Bestandteile enthält, kann Torf oder ein Torf-Sand-Gemisch als Einstreu verwendet werden. Allerdings ist auch dies nicht unproblematisch, da zu trockener Torf zu starker Staubeentwicklung neigt, was zur Reizung der Schleimhäute und Atemwege bis hin zu Allergien führt. Ist der Torf dagegen zu nass, so kann dieser Schimmel ansetzen, was ebenfalls gesundheitlich bedenklich ist (siehe Kapitel 3.7.8, S. 94).

#### 4.7.9 Erkrankungen des Geschlechtsapparates

Ähnlich wie bei dem Goldhamster können vor allem ältere Zwerghamsterweibchen von einer Gebärmutter(schleimhaut)entzündung (Endometritis), einer Zystenbildung an den Eierstöcken (Ovarialzysten) oder einer Gesäugeentzündung (Mastitis) betroffen sein.

Hervorgerufen werden eine Gebärmutter-schleimhautentzündung und eine Gesäugeentzündung durch bakterielle Erreger, die vom Tierarzt mit Antibiotika behandelt werden können. Unter Umständen kann bei einer Endometritis die operative Entfernung der gesamten Gebärmutter sowie der Eierstöcke (Ovariohysterektomie) sinnvoll sein. Unbehandelt kann vor allem die Gebärmutter-schleimhautentzündung zu einer Blutvergiftung (Septikämie) führen.

Die Ursache für die Bildung von Ovarialzysten ist nicht endgültig geklärt, wahrscheinlich ist deren Entstehung aber durch hormonelle Veränderungen bedingt. Symptome sind ein Anschwellen der Bauchregion, ein großflächiger Haarausfall, Atembeschwerden und Verdauungsstörungen. In diesem Fall kommt als Behandlung nur eine Entfernung der Ovarien und der Gebärmutter (Ovariohysterektomie) in Frage (siehe auch Kapitel 3.7.9, S. 94).

Beim Sibirischen Streifenhamster treten häufiger Uteruskarzinome (und auch Leberzelltumore) auf. Im Fall eines Gebärmutterkrebses kann eine Behandlungsmöglichkeit ebenfalls in einer operativen Entfernung der Gebärmutter und der Ovarien (Ovariohysterektomie) bestehen. In wie weit an der Krebsentstehung das Alter oder hormonelle Veränderungen beteiligt sind, ist nicht untersucht.

#### 4.7.10 Erkrankungen des Auges

Als häufige Erkrankungen des Auges treten beim Zwerghamster eine Bindehautentzündung (Konjunktivitis) oder eine gleichzeitige Entzündung von Horn- und Bindehaut (Keratokonjunktivitis) auf.

Solche Entzündungen des Auges können vielfältige Ursachen haben, wie etwa eine bakterielle Infektion, das Eindringen von Staub oder Schmutzpartikeln aus der Einstreu oder dem Heu, eine LCM (siehe Kapitel 4.7.5, S. 126), Zugluft bei ungünstiger Wahl des Käfigstandortes oder die Anreicherung von Ammoniakgasen bei Vernachlässigung der Käfighygiene (z.B. durch stark verschmutzte Einstreu).

Als Symptome sind eine Schwellung rund um die Augenhöhle sowie eine Vorverlagerung des Augapfels (Exophthalmus) zu nennen. Es sei aber darauf hingewiesen, dass ein Exophthalmus ebenso durch einen Abszess in den Backentaschen, durch einen, hinter dem Augapfel liegenden Tumor, durch eine Entzündung der Tränendrüsen oder durch akuten Stress bei ansonsten gesunden Tieren verursacht werden kann.

Die Behandlung erfolgt in der Regel durch die Applikation antibakterieller Augensalben oder

–tropfen, wobei die Aussichten auf eine Heilung allerdings eher gering sind (vergl. Kapitel 3.7.10, S. 95).

Einer Hornhautentzündung geht höchstwahrscheinlich eine Verletzung der Hornhaut durch Partikel aus der Einstreu oder dem gereichten Heu voraus. Häufig wird eine solche Entzündung von einer Blutansammlung in der vorderen Augenkammer (Hyphema), einer Vorverlagerung des Augapfels (Exophthalmus) oder einer Vergrößerung des Augapfels (Buphthalmus) begleitet. Als Behandlung bleibt mitunter nur die vollständige, operative Entfernung des Augapfels (Enukleation) übrig. Dies wird – sofern nur ein Auge betroffen ist – aber in der Regel von den Tieren problemlos verkraftet (siehe Kapitel 3.7.10, S. 95).

Beim Dsugarischen Zwerghamster kommt es häufiger zu einer spontanen Vergrößerung des Augapfels (Buphthalmus) in dessen Folge die Hornhaut austrocknen kann, weil das Auge nicht mehr von den Liedern verschlossen und mit Tränenflüssigkeit benetzt werden kann. Die Ursache hierfür ist nicht bekannt und als einzige Behandlungsmöglichkeit bleibt häufig nur die Entfernung des gesamten Augapfels.

Trübungen der Augenlinse (Katarakte) können beim Zwerghamster ebenfalls in Zusammenhang mit einer Zuckererkrankung (*Diabetes mellitus*) auftreten, was durch eine Untersuchung des Urins oder des Blutes abgeklärt werden kann. Zum Teil ist die Linsentrübung auch Folge eines altersbedingten oder erblichen Grauen Stars (vergl. Kapitel 3.7.10, S. 95).

#### 4.7.11 Virale Erkrankungen

Das durch einen Virus hervorgerufene Krankheitsbild der lymphozytären Choriomeningitis (LCM, siehe Kapitel 4.7.5, S. 126) wurde bereits bei den neurologischen Symptomen weiter oben besprochen. Zwei weitere virale Erkrankungen sind die Leukose und die Sialodacryoadenitis.

**Leukose** Eine Leukose wird durch Oncornaviren hervorgerufen, die die Lymphknoten der Leber und Milz sowie in Einzelfällen auch der Achselhöhlen

und Kniekehlen befallen und dort eine Gewebsneubildung (Neoplasie) hervorrufen. Diese Gewebsneubildungen führen auf Dauer zu einer Beeinträchtigung der Funktion der betroffenen Organe. Nicht zu verwechseln sind die Symptome einer Leucose mit Fettablagerungen in Achselhöhlen und Kniekehlen bei stark verfetteten Tieren (siehe Kapitel 3.7.11, S. 95).

**Sialodacryoadenitis** Bei der Sialodacryoadenitis kommt es zu Schwellungen der Speichel- und Tränenrüsen sowie der Lymphknoten im Halsbereich der betroffenen Tiere. Durch das Anschwellen der Tränenrüsen kann es weiterhin zu einer Vorverlagerung des Augapfels kommen.

Da es sich hierbei um eine virale Erkrankung handelt, besteht die Behandlung lediglich in einer Vermeidung von bakteriellen Sekundärinfektionen durch die Gabe von Antibiotika. Die Vermehrung des Virus findet in den Harderschen Drüsen, den Halslymphknoten sowie den Speichel- und Tränenrüsen statt, so dass das Virus über die Sekrete des Atemtraktes an die Umwelt abgegeben und auf diesem Wege andere Tiere anstecken kann. Da die erkrankten Tiere nur maximal 7 – 10 Tage als Virusträger in Frage kommen, kann eine Ansteckung durch neu in den Bestand aufgenommene Tiere durch eine 14-tägige Quarantäne relativ einfach vermieden werden (vergl. Kapitel 3.7.11, S. 95).

# Kapitel 5

## Chinchilla

### 5.1 Historie

Chinchillas gehören ähnlich wie die Meerschweinchen (siehe Kapitel 2, S. 30) innerhalb der Nagetiere (Ordnung Rodentia) zu der großen Gruppe der Stachelschweinverwandten im weiteren Sinne (Unterordnung Hystricomorpha i.w.S.) wobei Vertreter dieser Unterordnung sowohl in der Neuen Welt (in Südamerika), als auch in der Alten Welt (in Afrika) auftreten. Die altweltlichen Stachelschweinverwandten werden zu den Hystricomorpha im engeren Sinne zusammengefasst und den neuweltlichen Stachelschweinverwandten, den Caviomorpha, gegenübergestellt. Obwohl eine nähere Verwandtschaft zwischen diesen beiden Gruppen auf Grund der großen räumlichen Distanz bisweilen angezweifelt wird, sprechen anatomische Ähnlichkeiten, ähnliche Abläufe in der Embryonalentwicklung sowie Übereinstimmungen bei häufig vorkommenden Parasitenarten (vor allem endoparasitischen Nematoden) sehr stark für eine Verwandtschaft.

Als ein gemeinsames morphologisches Merkmal aller Vertreter der Hystricomorpha werden beispielsweise der besondere Bau des Schädels und des Unterkiefers und der abweichende Verlauf der Kaumuskulatur gewertet. Am Schädel befindet sich vor der Augenhöhle eine weitere, von Teilen des Jochbeins gebildete große Höhlung (das sogenannte *Foramen infraorbitale*), durch die ein Teil des Masseter-Muskels (*Musculus masseter*) reicht, welcher seine Ansatzstelle seitlich am Kopf vor den Augen hat (dies wird als hystricomorpher Schädel bezeichnet). Am Unterkiefer entspringt der Winkelfortsatz (*Processus angularis*), an dem der Masseter-Muskel ansetzt, seitlich am Unterkieferast und formt dabei eine tiefe Rinne (*Inci-*

#### Steckbrief Langschwanz-Chinchilla

Kopf-Rumpf-Länge:	bis 26 cm
Gewicht:	370 – 490 g
Zahnformel:	$\frac{1013}{1013}=20$
Ernährung:	vegetarisch
Sozialverhalten:	Familiengruppen
Wurfgröße:	1 – 6 Jungtiere
Wurfanzahl pro Jahr:	2 – 3 Würfe/a
Tragzeit:	ca. 110 Tage
Entwöhnung nach:	ca. 54 Tagen
Geschlechtsreife:	5,5 – 8 Monate
Lebenserwartung:	6 Jahre

*sura praeangularis*) am Unterrand des Unterkiefers (man spricht dann von einem hystricognathen Unterkiefer). Nur wenn diese beiden Bedingungen erfüllt sind, erfolgt eine Zuordnung zu den Hystricomorpha (es gibt auch Nagetiere, bei denen der Schädel hystricomorph, der Unterkiefer aber nicht hystricognath ist, so z.B. bei Afrikanischen Dornschwanzhörnchen, Gundis, Springmäusen und Springhasen – diese Arten werden daher nicht zu den Hystricomorpha gerechnet).

Weiterhin zeigen auch neuere molekularbiologische Daten die enge Verwandtschaft zwischen alt- und neuweltlichen Vertretern der Hystricomorpha und unterstützen damit die Hypothese, dass sich die südamerikanischen Caviomorpha aus den afrikanischen Hystricomorpha, die in der neueren Literatur synonym auch als Phiomorpha bezeichnet werden, entwickelt haben und dass eine Einwande-



rung von Afrika nach Südamerika nur einmal vor etwa 37 Millionen Jahren, also zum Ende des Eozäns, stattgefunden hat. Dazu mussten einige Tiere immerhin den zu dieser Zeit etwa 1700 km breiten Atlantik überquert haben. Dies geschah natürlich nicht, indem die Tiere die Strecke aktiv schwimmend zurückgelegt haben. Wahrscheinlich sind Vorläufer der heutigen Arten auf Baumstämmen oder anderem schwimmfähigen Material durch Wind und Wellen passiv über den Atlantik verdriftet worden und konnten so Südamerika besiedeln (zu dieser Zeit bestanden bereits die Nord- und Südäquatorialströmungen, die von der westafrikanischen Küste aus Richtung Südamerika fließen).

Mitunter wird auch eine Entstehung von Vorläufern der Caviomorpha in Asien und eine anschließende Einwanderung nach Südamerika diskutiert. Dabei sollen diese asiatischen Vorläufer dann entweder über das heutige Grönland und Nordamerika, oder über Australien und die Antarktis (die zu dieser Zeit deutlich wärmer war als heute) nach Südamerika gewandert sein. Ein Problem beim Beweis einer solchen Wanderung ist das Fehlen fossiler Überreste sowohl im mittleren und nördlichen Nordamerika, als auch in Australien und der Antarktis. Auch hätten die Tiere hierbei ebenfalls weitere Strecken auf dem Seeweg überwinden müssen (Nordamerika war im Eozän noch von Südamerika getrennt und zwischen den beiden Kontinenten verlief wahrscheinlich eine westwärts gerichtete Meeresströmung). Im Falle der Route über Australien und die Antarktis hätten sogar gleich drei Meere (zwischen Asien und Australien, zwischen Australien und der Antarktis und zwischen der Antarktis und Südamerika) überwunden werden müssen. Daher gilt die oben bereits erwähnte Entstehung der Hystricomorpha (Phiomorpha) in Afrika und die Überquerung des Atlantiks momentan als die wahrscheinlichste Hypothese.

Eine engere Verwandtschaft der südamerikanischen Caviomorpha besteht vor allen Dingen zu den drei afrikanischen Nagetierfamilien der Felsenratten (Petromyidae), den Rohrratten (Thyromidae) und den Sandgräbern (Bathyergidae), die zu der Gruppe der Hystricomorpha (Phiomorpha) zusammengefasst werden, und weniger zu den eigentlichen afrikanischen Stachelschweinen (Hystri-

cidae). Je nach Autor werden manchmal aber auch die Hystricidae zu den Phiomorpha gerechnet. Die afrikanischen Vertreter der Hystricomorpha stammen ihrerseits wahrscheinlich von den ausgestorbenen Paramyiden ab, die fossil bereits seit dem Beginn des Paläozäns (von 65 – 55 Millionen Jahren) bekannt sind.

Eine deutliche Diversifikation der Caviomorpha, das heißt eine Aufspaltung in verschiedene Arten, tritt in Südamerika erstmals im späten Oligozän (vor 34 – 23 Millionen Jahren) bzw. frühen Miozän (vor 23 – 5,3 Millionen Jahren) in Erscheinung. Zu diesem Zeitpunkt sind mit der Gattung *Scotomys* auch schon eindeutige Vertreter der Familie der Chinchillidae auszumachen. Rezent ist diese Familie mit den drei Gattungen Chinchilla (Chinchillas mit zwei Arten), Lagidium (Hasenmäuse oder Bergviscachas mit drei Arten) und Lagostomus (Viscacha mit einer rezenten Art) in Südamerika vertreten. Diese drei Gattungen sind ebenfalls schon aus dem Miozän und damit relativ lange bekannt. Die Gattungen Chinchilla und Lagidium sind Bergbewohner, während die Gattung Lagostomus ein Savannenbewohner Argentinien und Paraguays ist.

Die Gattung Chinchilla umfasst nach aktueller Meinung zwei Arten, das Langschwanz-Chinchilla (*Chinchilla lanigera*; manchmal auch als *C. laniger* bezeichnet) und das Kurzschwanz-Chinchilla (*Chinchilla chinchilla*). Vor allem die wissenschaftliche Namensgebung des Kurzschwanz-Chinchillas hat in der Vergangenheit häufiger gewechselt. Ursprünglich bereits Anfang des 19. Jahrhunderts als *C. chinchilla* in der Literatur erwähnt, wurde der Name Mitte des 19. Jahrhunderts in *C. brevicauda* (in manchen Quellen auch *C. brevicaudata* bezeichnet) geändert. In neuerer Zeit findet allerdings wieder die ursprüngliche Bezeichnung *C. chinchilla* Verwendung.

**Unterarten Kurzschwanz-Chinchilla** Aktuell werden beim Kurzschwanz-Chinchilla zwei Unterarten unterschieden: *C. c. chinchilla* aus dem nördlichen und *C. c. boliviana* aus dem südlichen Verbreitungsgebiet des Kurzschwanz-Chinchillas. Allerdings ist die geographische Variation dieser Art nur unzureichend bekannt, was eine Abgrenzung von Unterarten erschwert. Nach einigen Autoren

sollen die aktuell der Unterart *C. c. boliviana* zugerechneten Tiere aus Bolivien und Argentinien eine Zwischenstellung zwischen den Tieren aus Peru und den Langschwanz-Chinchillas aus Chile einnehmen. Die kurzen Ohren und den langen Schwanz haben sie mit *C. c. chinchilla* gemein, während das Fell eher den Vertretern von *C. lanigera* ähnelt. In Bezug auf die Körpergröße nimmt *C. c. boliviana* dagegen eine Mittelstellung zwischen den größeren *C. c. chinchilla* und den kleineren *C. lanigera* ein (vergl. Kapitel 5.3, S. 139).

Mitunter wurde auch das Langschwanz-Chinchilla als eine weitere Unterart des Kurzschwanz-Chinchillas geführt, während dagegen andere Autoren das Kurzschwanz-Chinchilla als eine Unterart des Langschwanz-Chinchillas angesehen haben. Wie oben bereits erwähnt werden aktuell jedoch zwei Arten unterschieden, wobei diese Sichtweise unter anderem durch die Sterilität bzw. verminderten Fertilität der Hybridgenerationen untermauert wird (siehe Kapitel 5.1.1, S. 133).

**Unterarten Langschwanz-Chinchilla** In wie weit das Langschwanz-Chinchilla in Unterarten unterteilt werden kann, wird momentan wissenschaftlich nicht diskutiert. Die Unterteilung in verschiedene „Typen“ (La Plata, Costina, Ratón), wie sie in der Literatur mitunter Erwähnung findet, dürfte in erster Linie Züchtungstypen betreffen und ist wahrscheinlich kein Ausdruck einer geographischen Differenzierung der Art.

Beide Arten sind bedingt durch die menschliche Jagd zum Gewinn der wertvollen Pelze Anfang des 20. Jahrhunderts fast an den Rand des Aussterbens getrieben worden. Zu dieser Zeit gab es die sogenannten „Chinchilleros“, die ihren Lebensunterhalt nahezu ausschließlich mit der Jagd auf die Chinchillas bestritten. Bedingt durch die generelle Armut der Landbevölkerung und der hohen Nachfrage nach Chinchillapelzen stellte die Jagd für diese Menschen eine lohnende Verdienstmöglichkeit dar, obwohl die Jäger nur mit einem Bruchteil am tatsächlichen Gewinn beim Verkauf der Felle beteiligt wurden. Bejagt wurden die Chinchillas mit Schlagfallen, durch das Anlegen von Fallgruben, durch Ausräuchern der Baue und durch

das Abbrennen der Vegetation (was zu einem nicht unerheblichen Teil zur Zerstörung von geeigneten Chinchilla-Habitaten beitrug). Zum Teil wurde auch der Kleingrison (*Galictis cuja*), eine südamerikanische Marderart, von den Chinchilleros zur Jagd auf Chinchillas abgerichtet, ähnlich wie dies in Europa mit Frettchen zur Jagd auf Kaninchen gemacht wird. Nachdem die Bestände rapide abgenommen hatten, wurde bei der Jagd sogar Dynamit verwendet. Dabei mussten die Chinchilleros mit zunehmender Dezimierung der Bestände immer weiter von menschlichen Ansiedlungen entfernte Regionen aufsuchen, wo sie dann oft monatelang unter primitivsten Verhältnissen gelebt haben, um überhaupt noch genügend Tiere erbeuten zu können (vergl. Abbildung 5.1, S. 135).

In Folge der intensiven Bejagung galt dann etwa um 1912 das Langschwanz-Chinchilla und um 1930 herum das Kurzschwanz-Chinchilla in der Freiheit als ausgerottet (wobei den Chinchilleros hierfür wohl am wenigsten die Schuld gegeben werden kann, da diese nur den Markt in den Industrieländern bedient haben). Kleinere Chinchilla-Gruppen müssen aber den menschlichen Nachstellungen entgangen sein, da bis heute noch Restbestände überlebt haben (siehe Kapitel 5.2, S. 134). Dennoch werden beide Arten auf der Roten Liste der „International Union for Conservation of Nature“ (IUCN) in der Kategorie „critically endangered“ (also als kritisch gefährdet) geführt. Diese Kategorie ist die höchste Gefährdungstufe, die die IUCN vergibt und ist gleichbedeutend mit einem mindestens 90 %igen Populationsrückgang im Verlauf der letzten 3 Generationen einer Tierart. Während sich die Situation für das Kurzschwanz-Chinchilla in den letzten Jahren geringfügig gebessert hat, sind vor allem die Bestände des Langschwanz-Chinchillas durch illegale Bejagung und großräumige Habitatverschlechterungen weiterhin stark gefährdet. Die Bejagung ist trotz der mittlerweile weltweit etablierten Zuchten zumindest des Langschwanz-Chinchillas zur Pelzgewinnung immer noch ein Thema, da die Pelzqualität der Nachzuchten deutlich schlechter als die wildlebender Tiere ist (siehe Kapitel 5.1.1).

### 5.1.1 Domestikation und Haltung als Heimtier

Bereits von den Inkas aus prä-kolumbianischer Zeit ist bekannt, dass sie das Fleisch und die Felle der Chinchillas genutzt haben (die Inkas herrschten vom 13. bis zum 16. Jahrhundert; Kolumbus entdeckte Amerika 1492). Das Tragen von aus Chinchillafellen gefertigten Kleidungsstücken war dabei vor allem den wohlhabenderen Bürgern vorbehalten. Da die Inkas hauptsächlich in den Hochanden des heutigen Peru siedelten, waren es wahrscheinlich vor allem Kurzschwanz-Chinchillas, die genutzt wurden. Weiterhin ist vom Volksstamm der Chinchas, deren Kultur von ca. 1000 bis 1400 nach Christus andauerte, bekannt, dass diese die Chinchillas genutzt haben. Von den Chinchas die im südlichen Peru und nördlichen Chile hauptsächlich entlang der Küste und in den Flusstälern des Chinchas, Ica, Pisco und Nazca siedelten, sollen die Chinchillas, die erstmals von den Spaniern so bezeichnet wurden, ihren Namen erhalten haben (-illa ist im Spanischen ein weiblicher Diminutiv, Chinchilla würde also demnach so viel wie „kleine Chinchas“ bedeuten).

In menschliche Obhut genommen wurden die Chinchillas in jüngerer Zeit in erster Linie wegen ihrer wertvollen Pelze. Nachdem die Bestände beider Arten Anfang des 20. Jahrhunderts nahezu ausgerottet waren, stieg der Preis für ein einziges Fell zum Ausgehenden 19. Jahrhundert innerhalb von 20 Jahren um etwa 200 % und zu Beginn des 20. Jahrhunderts nach weiteren 20 Jahren um nochmals 400 %. Um von dieser Preisentwicklung zu profitieren, wurde 1918 in Potrerillos (26°30' S, 69°26' W), einer Bergbausiedlung im Norden Chiles, etwa 150 km nördlich von Copiapo, von dem Amerikaner M. CHAPMAN mit der Zucht des Langschwanz-Chinchillas begonnen. Von dieser Farm wurden im Jahr 1923 einige Tiere (die tatsächliche Zahl schwankt je nach Autor zwischen 11 und 17 Tieren) zur weiteren Zucht nach Kalifornien gebracht. Unter diesen Tieren waren lediglich 3 Weibchen (hier sind die Quellenangaben relativ einheitlich), von denen wahrscheinlich alle bis heute in menschlicher Obhut gehaltenen Langschwanz-Chinchillas abstammen. In Chile selber wurde mit der Domestikation und kommerziellen Zucht des Langschwanz-Chinchillas schon frü-

her, im Jahr 1855, mit der Gründung einer Pelzfarm in Santiago de Chile begonnen.

Das Kurzschwanz-Chinchilla wurde niemals erfolgreich in kommerziellen Zuchtfarmen außerhalb seines natürlichen Verbreitungsgebietes gehalten, obwohl dies seit Beginn des 20. Jahrhunderts mehrfach versucht wurde. Eine Vermehrung der Tiere scheint nur im ursprünglichen Verbreitungsgebiet der Art möglich zu sein und hier auch nur dann, wenn sich die Farm in einer Höhenlage befindet, die der Höhenlage des natürlichen Vorkommens des Kurzschwanz-Chinchillas (siehe Kapitel 5.2, S. 134) entspricht. Im Jahr 1934 wurden 16 Tiere nach Norwegen exportiert, deren weitere Zucht jedoch nicht erfolgreich war. Der Anteil an Kurzschwanz-Chinchillas in der Haltung wird als gering eingestuft, es fehlen aber detaillierte Angaben hierzu.

Mitunter wird behauptet, dass die in menschlicher Obhut gehaltenen Chinchillas eine Kreuzung aus Langschwanz- und Kurzschwanz-Chinchillas seien. Diese Kreuzung wurde laut Literaturangaben im Jahr 1970 durchgeführt und sollte bei den überwiegend in den Pelztierfarmen gehaltenen Langschwanz-Chinchillas zu einer Steigerung der Körpergröße führen (Langschwanz-Chinchillas sind kleiner als Kurzschwanz-Chinchillas, siehe Kapitel 5.3, S. 139). Außerdem sollte wohl auch die Pelzqualität verbessert werden, da das Fell der Kurzschwanz-Chinchillas als wertvoller als das der Langschwanz-Chinchillas bewertet wird. Obwohl eine solche Verpaarung zwar möglich ist (beide Arten verfügen über einen Chromosomensatz von  $2n = 64$ ), sind die männlichen Hybriden allerdings steril. Auch die weiblichen Nachkommen der Hybrid-Weibchen, die zur Weiterzucht entweder mit *C. lanigera*- oder *C. chinchilla*-Männchen verpaart werden können, zeigen meistens in den darauffolgenden Generationen ebenfalls eine verminderte Fertilität. Eine größere Verbreitung solcher Hybride ist daher zweifelhaft. Andererseits wäre durch die Hybridisierung unter Umständen die Größenzunahme der in menschlicher Obhut gehaltenen Chinchillas (wild lebende Chinchillas werden bis maximal 400 g schwer, während Tiere in menschlicher Obhut ein Gewicht von bis zu 600 g erreichen können), aber auch der züchterische Misserfolg bei der Steigerung der Fertilität dieser Tiere erklärbar.

Bislang scheiterte ebenso die Verbesserung der Fellqualität der Tiere im Vergleich zu den Wildtieren. Höchstwahrscheinlich ist dies – zumindest zu einem Teil – auf die geringe genetische Variabilität bei den Ausgangstieren und die zwangsläufig – bei der lediglich auf 11 (bzw. 17) Tieren aufbauenden Zucht mit lediglich 3 weiblichen Chinchillas – betriebene Inzucht zurückzuführen.

Neben der Haltung zur Pelzgewinnung werden Chinchillas auch in der wissenschaftlichen Forschung eingesetzt. Ein Forschungsschwerpunkt ist dabei die Analyse des Hörvorgangs und der daran beteiligten Strukturen. Des Weiteren werden Chinchillas in der Forschung häufig dazu eingesetzt, den Verlauf und die mögliche Behandlung von Mittelohrentzündungen zu ermitteln. Dies wird bei Chinchillas dadurch erleichtert, dass sie extrem große Gehörblasen (*Bullae tympani*) besitzen, in der das Mittelohr untergebracht ist.

Da die Nachfrage nach Chinchilla-Pelzen etwa ab 1960 immer mehr abgenommen hat, wird ein Großteil der Chinchillas mittlerweile hauptsächlich für die Heimtierhaltung gezüchtet, wobei auch hier in erster Linie (bzw. ausschließlich) Langschwanz-Chinchillas gehalten werden.

## 5.2 Natürlicher Lebensraum und Verbreitung

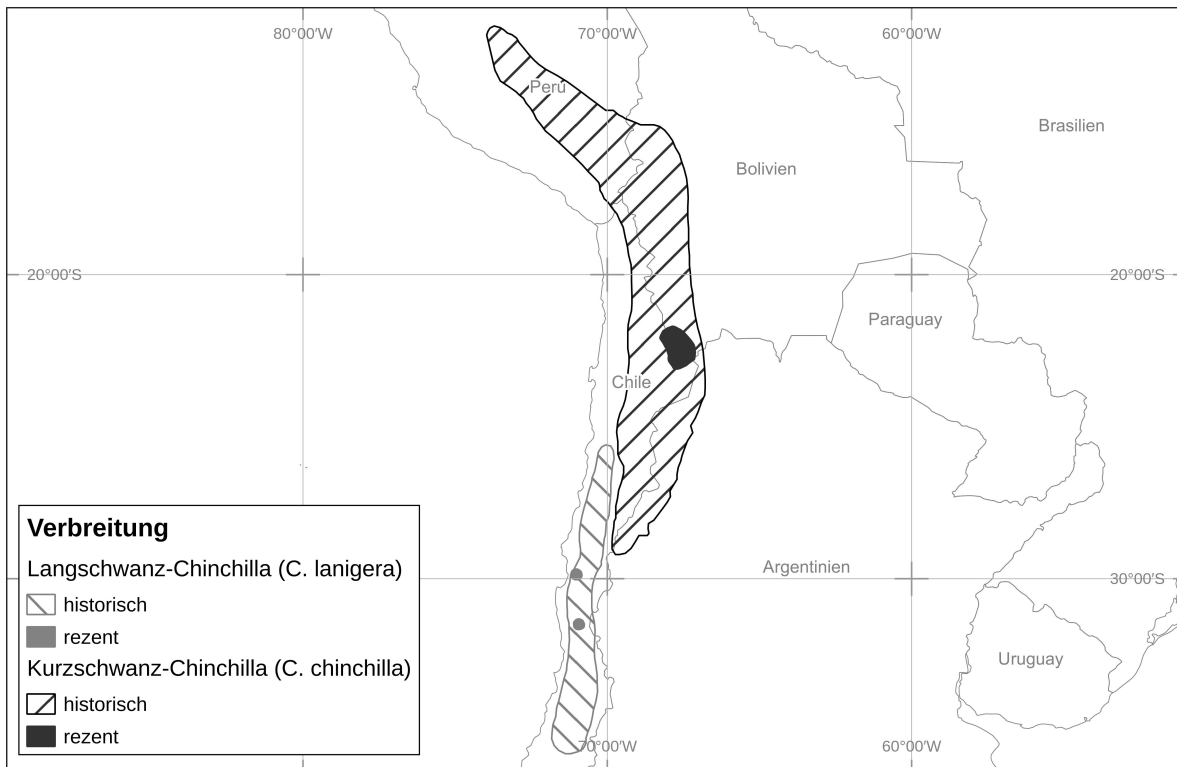
### 5.2.1 Historische Verbreitung

Beide Chinchilla-Arten sind Bewohner der Gebirge Südamerikas, wobei jedoch geographisch eine mehr oder weniger deutliche Trennung erkennbar ist (siehe Abbildung 5.1). Das Kurzschwanz-Chinchilla war ursprünglich im Altiplano Perus, Boliviens, Argentiniens und des nordöstlichen Chiles in Höhenlagen zwischen 3000 bis 4000 m (nach manchen Autoren bis zu 5000 m Höhe) verbreitet. Das ursprüngliche Verbreitungsgebiet des Kurzschwanz-Chinchillas erstreckte sich dabei etwa von 10°00' südlicher Breite (etwa auf der Höhe von Huancayo in Peru) bis 29°00' südlicher Breite (etwa auf die Höhe von Vallenar in Chile). Das Langschwanz-Chinchilla dagegen ist ausschließlich in Chile beheimatet. Hier besiedelte es in historischer Zeit felsige Gebirgshänge in Höhenlagen zwi-

schen 100 bis 2000 m (es gibt allerdings auch Berichte, nach denen Langschwanz-Chinchillas in Höhenlagen bis zu 3000 m vorgekommen sein sollen). Das ehemalige Verbreitungsgebiet erstreckte sich wahrscheinlich von 25°30' südlicher Breite (etwa auf der Höhe von Altamira in Chile) bis auf etwa 36°00' südlicher Breite (auf der Höhe von Talca in Chile) hauptsächlich in den Küsten-Kordillern Chiles.

Beide Chinchilla-Arten werden als Habitat-Spezialisten eingestuft, sind also innerhalb ihres gesamten Verbreitungsgebiets auf besondere Standorte beschränkt und kommen nicht überall mit gleicher Häufigkeit vor. Sind die Habitatbedingungen aber optimal für die Tiere, so können sie lokal relativ hohe Dichten erreichen. Allerdings sind historische Berichte, nach denen die Chinchillas so zahlreich gewesen sein sollen, dass sie den Pferden von Reisenden am Tage „um die Hufe gelaufen sind“, kritisch zu sehen. Ob es sich hierbei tatsächlich um Chinchillas gehandelt hat ist fraglich, da diese nachtaktiv sind. Eventuell wurden hier auch mehrere Arten unterschiedslos als Chinchillas angesprochen, wie etwa die äußerlich ähnlich aussehenden und tagaktiven Bergviscachas (Gattung *Lagidium*, siehe Kapitel 5.1, S. 130) oder vielleicht auch die *Degus* (*Octodon degus*).

**Kurzschwanz-Chinchilla** Das Kurzschwanz-Chinchilla ist ein Bewohner der subalpinen und alpinen Hochanden und besiedelt Regionen oberhalb der Baumgrenze, welche in tropischen und subtropischen Gebirgen bei etwa 2500 bis 3000 m verläuft (siehe Abbildung 5.1, S. 135). Oberhalb der Baumgrenze schließt sich die bis etwa 3500 m reichende subalpine Stufe an, die hauptsächlich von Sträuchern als vorherrschender Vegetationsform dominiert wird. In den Anden sind hier vor allem verschiedene Heidekrautgewächse (Familie Ericaceae) wie etwa die Gattungen *Befaria*, *Macleania*, *Gaultheria* (Scheinbeere), und *Cavendishia* sowie Vertreter der Schwarzmundgewächse (Familie Melastomaceae) anzutreffen. Weiterhin wachsen in dieser Region strauchartige Vertreter der Korbblütler (Familie Asteraceae) der Gattungen *Senecio* (Greiskraut), *Eupatorium* (Wasserdost) und *Baccharis*. Oberhalb der subalpinen Strauchstufe – also ab etwa 3500 m – schließt sich im



**Abbildung 5.1:** Historische und aktuelle Verbreitung des Langschwanz- (*Chinchilla lanigera*) und des Kurzschwanz-Chinchillas (*C. chinchilla*).

Verbreitungsgebiet des Kurzschwanz-Chinchillas die alpine Stufe an, die sich durch ein trocken-kaltes Klima auszeichnet und als „Puna“ bezeichnet wird. Gekennzeichnet ist die Puna durch oftmals heftige Winde und nach Süden hin von einer zunehmenden Trockenheit. Die relativ spärlichen Niederschläge fallen im Südsommer und vor allem im Winter sind extreme Temperaturschwankungen im Tagesverlauf von mehr als 50 °C keine Seltenheit. Die prägende Vegetation der ebenen Flächen der Puna besteht aus weit voneinander entfernt stehenden Horstgräsern zwischen denen Zwerggehölze und Polsterpflanzen eingestreut sind. Weiterhin sind hier Kakteen (Familie Cactaceae) zu finden. Einige höher aufragende Kakteen-Arten sind beispielsweise Vertreter der Gattungen *Austrocylindropuntia* und *Trichocereus* (bzw. *Echinopsis*). Der Großteil der Kakteen-Arten zeichnet sich jedoch, in Anpassung an die klimatischen Bedingungen, ebenfalls durch einen Polsterwuchs und den Besitz einer langen, dichten, meistens weiß gefärbten

Behaarung aus – häufigere Gattungen, die eine solche Wuchsform zeigen, sind *Tephrocactus* und *Oroya*. Auf Flächen mit leichter Hangneigung ist besonders häufig der Tolastrauch (*Parastrephia lepidophylla*, Familie Asteraceae) anzutreffen, der dann zusammen mit den Gräsern und Kakteen die sogenannte Tolaheide bildet. Auf feinerdigem Substrat hört in den Anden der Bewuchs bei etwa 4600 bis 4700 Höhenmetern auf, auch wenn genügend Feuchtigkeit für einen Pflanzenwuchs vorhanden ist. Auf felsigen Standorten steigt die Vegetation dagegen häufig bis hinauf an die Schneegrenze in etwa 5200 m. Die Schotterflächen und Blockhalden, die in den alpinen Höhenlagen ein für ein Pflanzenwachstum günstigeres Mikroklima aufweisen als ein feinkörniges Substrat, sind mit Polsterpflanzen wie etwa dem Andenpolster (*Azorella diapensioides*, Familie Apiaceae), verschiedenen Horstgräsern (unter anderem das Andengras *Stipa ichu* und andere *Stipa*-Arten sowie verschiedene Vertreter von *Calamagrostis*, *Festuca* und *Nassella*, Familie

Poaceae, die oftmals alle unterschiedslos als „Ichu-Gräser“ bezeichnet werden), die bis zu 10 m groß werdenden Bromelien *Puya raimondii* und *Puya gigantea* sowie – erstaunlicherweise – Sträuchern der Gattung *Polylepis* (Familie Rosaceae) bewachsen. Vor allem auf diesen felsigen Hangflächen sind auch die Kurzschwanz-Chinchillas zu finden, während diese in den Ebenen fehlen (hier siedelt aber beispielsweise das Tschudi-Meerschweinchen (*Cavia tschudii*), siehe Kapitel 2.2, S. 33).

**Langschwanz-Chinchilla** Das Langschwanz-Chinchilla in Chile besiedelt vor allem die trockenen, spärlich bewachsenen Nordhänge der Küsten-Kordillere und der Anden, die eine höhere Sonneneinstrahlung erhalten als die Südhänge (die Sonne steht auf der Südhalbkugel mittags im Norden – nicht im Süden, wie auf der Nordhalbkugel). Der nördliche Teil des ehemaligen Verbreitungsgebiets liegt dabei in einer Region mit wüstenartigem Charakter – der „Atacama“, während sich der südliche Teil bereits in der Zone des chilenischen Hartlaubgebietes befindet, welches als „Matorral“ bezeichnet wird (vergl. Abbildung 5.1, S. 135). Das Matorral gliedert sich auf Grund der jährlichen Niederschlagsmengen in eine nördliche, eher trockene und eine südliche, feuchte Zonen, wobei die Langschwanz-Chinchillas nur in der trockenen Zone zu finden sind. Die Vegetationsform der Übergangszone zwischen der Atacama und dem Matorral besteht aus an Trockenheit angepassten Zwergsträuchern und Sträuchern. Charakteristisch für das Landschaftsbild in der Küsten-Kordillere im Bereich der Atacama sind abgerundete Bergkuppen, deren Hänge von Schottersträngen bedeckt werden, die am Fuß der Berge in Schotterfelder auslaufen, die „Pedegrales“ (span.: Steinwüsten) genannt werden. Unterbrochen werden diese Schotterfelder von tiefen Erosionsrinnen, den „Quebradas“ (span.: Schluchten). Die nach Norden gerichteten Berghänge sind trockener als die südexponierten Bergseiten. Die Langschwanz-Chinchillas besiedeln hauptsächlich diese trockenen, nach Norden ausgerichteten Schotterfelder und sind an den Südhängen kaum und in den Erosionsrinnen oder in der Ebene zwischen der Küsten-Kordillere und den Westhängen der Anden überhaupt nicht zu finden. Auf den Schotterflächen wächst eine, an

die Trockenheit angepasste Vegetation, in denen Kakteen und Bromelien dominierend sind. Die Trockenheit in der Atakama-Wüste, die sich über Chile hinaus noch bis nach Peru hinein erstreckt (zwischen 8°00' und 28°00' südlicher Breite), ist zum einen dadurch zu erklären, dass die Region im Windschatten der Anden liegt und daher die feuchten, Regen bringenden Ostwinde nicht bis in diese Region vordringen können. Zum anderen wird durch den vor der Küste Chiles und Perus verlaufenden Humboldtstrom kaltes Meerwasser aus der Antarktis herangeführt. Das kalte Meerwasser bewirkt, dass sich die erdnahen Luftschichten stark abkühlen und dann die wärmere Luft in den höheren Luftschichten über einer kalten Luftschicht liegt. Diese Inversion der Luftschichtung ist sehr stabil und verhindert wirkungsvoll die Bildung von Regenwolken. Niederschlag fällt in der Atacama daher nur als Nebel und echte Regenereignisse sind äußerst selten. Der Nebel, der sich vor allen Dingen im Südwinter bildet, wird als „Garua“ (span.: feuchter Nebel) oder „Llovizna“ (span.: Sprühregen) bezeichnet. Im Norden des historischen Verbreitungsgebietes des Langschwanz-Chinchilla fällt daher lediglich etwa 28 mm Niederschlag jährlich, hauptsächlich in Form von Nebel. Im Südsommer ist keine Nebelbildung zu beobachten, da die feuchte Luft durch die vom Boden aufsteigende, heiße Luft am Westhang der Anden nach oben steigt, dabei abkühlt und sich ab einer Höhe von etwa 2400 m an den Anden abregnet (Sommerregen in den Hochanden). Im Bereich des nördlichen Matorral, das mit etwa 600 mm pro Jahr schon eine deutlich höhere Niederschlagsmenge erhält, ist die Vegetation daher viel üppiger. Typische Vertreter des xerophytischen Matorral sind *Lithrea caustica* (span.: Litre, Familie Anacardiaceae), der Seifenbaum (*Quillaja saponaria*, Familie Rosaceae), *Colliguaya odorifera* (Familie Euphorbiaceae), *Kageneckia oblonga* (span.: Bollén, Familie Rosaceae) und *Schinus polygamus* (Familie Anacardiaceae). Auf den von den Langschwanz-Chinchillas präferierten trockenen Nordhängen sind wiederum verschiedene Kakteen (z.B. *Trichocereus chilensis*) und Bromelien (vor allem *Puya berteroniana*) zu finden. An einigen Stellen dominieren die zu kleinen Bäumen heranwachsenden *Acacia cavens* (span.: Espino) zusammen mit *Prosopis chilensis* (beide Familie Fabaceae) und bilden dann die als „Espinares“



bezeichnete Dornbuschsavanne. Neben der hier beschriebenen Ausbildung des Matorrals gibt es auch noch ein Küsten- (direkt an der Küstenlinie bis etwa 200 Höhenmeter) und ein montanes Matorral (an den Westflanken der Anden zwischen 1200 bis 1500 m); diese beiden Vegetationsformen werden aber nicht vom Langschwanz-Chinchilla besiedelt.

Etwa zwischen 26°00' und 29°00' südlicher Breite auf der Höhe zwischen Altamira und Vallenar in Chile liegen die ursprünglichen Verbreitungsgebiete der beiden Chinchilla-Arten relativ nahe beieinander (siehe Abbildung 5.1, S. 135), es ist jedoch nicht sicher, ob es in historischer Zeit zu einer Überschneidung der Vorkommen in diesem Bereich gekommen ist. Da sich die beiden Chinchilla-Arten jedoch in bestimmten Merkmalen deutlich unterscheiden, ist ein solches gemeinschaftliches Vorkommen (in der Ökologie bezeichnet man ein Vorkommen zweier Arten in ein und demselben Habitat als ein sympatrisches Vorkommen) höchstwahrscheinlich nicht anzunehmen. Die größeren Kurzschwanz-Chinchillas haben beispielsweise ein viel dichteres Fell als die kleineren Langschwanz-Chinchillas und sind damit vor allem an die rauerer Umweltbedingungen im Hochgebirge angepasst. Andererseits dürften sie in den tieferen Lagen, die bevorzugt von den Langschwanz-Chinchillas besiedelt werden, Probleme mit den hier vorherrschenden, höheren Temperaturen bekommen. Für das Langschwanz-Chinchilla seinerseits dürften die vom Kurzschwanz-Chinchilla besiedelten Hochgebirgslagen dagegen auf die Dauer zu kalt sein.

### 5.2.2 Aktuelle Verbreitung

Aktuell kommen beide Arten, bedingt durch die starke Bejagung Anfang des 20. Jahrhunderts (siehe Kapitel 5.1.1, S. 133) und die zunehmende Habitatzerstörung durch den Menschen (hierbei scheint für das Langschwanz-Chinchilla vor allen Dingen die menschliche Übernutzung des Algarrobilla (*Balsamorhiza hirsuta*) als Brennholz und zur Gerbstoffgewinnung eine entscheidende Rolle gespielt zu haben), nur noch in relativ kleinen Arealen ihrer früheren Verbreitungsgebiete vor (siehe Abbildung 5.1, S. 135).

**Kurzschwanz-Chinchilla** Das Vorkommen des Kurzschwanz-Chinchillas beschränkt sich dabei auf die Grenzregion zwischen Chile, Bolivien und Argentinien etwa zwischen 21°30' bis 23°00' südlicher Breite und 66°00' bis 67°30' westlicher Länge. Aus den ehemals besiedelten Regionen in Peru konnten bereits seit etwa 1930 keinerlei Nachweise des Kurzschwanz-Chinchillas mehr erbracht werden. Für Chile liegen sporadische Meldungen über ein Vorkommen des Kurzschwanz-Chinchillas aus dem Nationalpark Lauca (18°14' S; 69°21' W) im äußersten Norden des Landes vor. Weiterhin gibt es einen indirekten Nachweis aus Kotanalysen des Anden- oder Magellan-Fuchses (*Lycalopex culpaeus*; syn. *Pseudoalopex* oder *Dusicyon culpaeus*) aus dem Jahr 2001 in der Provinz Catamarca im Nordwesten Argentiniens (25°38' S; 67°48' W). Wenn die von einigen Autoren getroffene Einteilung in die nördliche Unterart *C. chinchilla chinchilla* und die südliche Unterart *C. chinchilla boliviana* denn tatsächlich zutrifft, dann dürfte es sich bei den verbliebenen Restbeständen auf Grund der geographischen Lage höchstwahrscheinlich um die Unterart *C. c. boliviana* handeln. Auch die verbliebenen Bestände des Kurzschwanz-Chinchillas sind aktuell bedroht, da die landwirtschaftliche Nutzung der Bergregionen inzwischen bis in Regionen in 4000 m Höhe ausgedehnt wurde und die Landschaft eine zunehmende Umgestaltung durch den Menschen erfährt. Aktuelle Angaben über den Status der verbliebenen Populationen des Kurzschwanz-Chinchillas oder gar detaillierte Untersuchungen über die ökologischen Ansprüche oder über das Verhalten der Tiere im Freiland liegen derzeit nicht vor.

**Langschwanz-Chinchilla** Das Verbreitungsgebiet des Langschwanz-Chinchillas ist noch stärker geschrumpft als die des Kurzschwanz-Chinchillas und die Tiere kommen nur noch in zwei kleinen Restpopulationen im nördlichen Zentral-Chile vor. Das größere der beiden Vorkommen liegt nördlich der Stadt Illapel, nahe bei dem Dorf Aucó (31°28' S; 71°06' W) wohingegen das kleinere Vorkommen sich etwa 250 km nördlich von Illapel in den Küstenbergen nahe der Stadt La Serena (29°53' S; 71°14' W) befindet. Die aktuelle Verbreitung des Langschwanz-Chinchillas beschränkt sich also auf die Küsten-Kordillere auf Höhenlagen

zwischen 400 – 1600 m.

Die Population bei Aucó wurde erst 1975 wiederentdeckt und im Jahr 1983 wurde hier das 4500 ha große „Reserva Nacional Las Chinchillas“ (engl.: National Chinchilla Reserve, deut.: Chinchilla Nationalpark) gegründet. Im Jahr 1987 wurde die Fläche des gesamten Nationalparks eingezäunt, wobei der Zaun jedoch nur die größeren Weidetiere (v.a. Schafe und Ziegen) aus dem Park fernhalten soll. Die Chinchillas können den Zaun noch passieren, wodurch der genetische Austausch mit den außerhalb des Nationalparks liegenden Kolonien weiterhin gewährleistet ist. Allerdings können so auch wildernde Hunde und Katzen den Zaun ungehindert passieren. Obwohl ein Großteil des Chinchilla-Vorkommens außerhalb des Nationalparks liegt (1995 befanden sich 23 von 42 Kolonien außerhalb der Grenzen des Nationalparks), war die Gründung des Parks die erste wirklich ernsthafte Maßnahme der Regierung Chiles, die Wildbestände des Langschwanz-Chinchillas tatsächlich zu schützen. Zwar gab es bereits 1910 ein multilaterales Abkommen zwischen Chile, Bolivien, Argentinien und Peru, welches die Jagd und Kommerzialisierung der Chinchillas verbot, jedoch wurde dieses Abkommen faktisch kaum in die Tat umgesetzt. Genauso wenig wurde die 1929 einseitig von Chile beschlossene vollständige unter Schutz Stellung der Art wirklich ernsthaft verfolgt. Nicht zuletzt lag dies wohl auch mit daran, dass die Chinchillas sehr entlegene, für Menschen schwer zu erreichende Gegenden besiedeln, so dass eine Kontrolle dieser Gebiete auf eine illegale Aktivität von Wilderern kaum möglich war.

### 5.2.3 Sympatrische Arten und Fressfeinde

**Langschwanz-Chinchilla** Vom Langschwanz-Chinchilla ist bekannt, dass es häufig in Koexistenz mit verschiedenen anderen Kleinsäugetieren lebt. Dies sind beispielsweise die Fettschwanz-Beutelratte (*Thylamys elegans*), verschiedene Anden-Feldmäuse (*Abrothrix olivaceus* und *Abrothrix longipilis*; die Vertreter der Gattung *Abrothrix* wurden früher zur Gattung *Akodon* gezählt), die Darwin-Blattohrmaus (*Phyllotis darwini*), die Chilenische Chinchillaratte (*Abrocoma*

*bennetti*) sowie der Degu (*Octodon degus*).

Teilweise nutzen das Langschwanz-Chinchilla und die Chilenische Chinchillaratte bzw. der Degu dieselben Baue und es gibt Vermutungen, dass der anhaltende Populationsrückgang des Langschwanz-Chinchillas zumindest zum Teil auch auf eine Nahrungskonkurrenz zu der Chilenischen Chinchillaratte und dem Degu zurückzuführen ist.

Als Nahrungskonkurrenten nicht nur des Langschwanz-Chinchillas werden auch der in Chile eingeführte Feldhase (*Lepus capensis* und *Lepus europaeus*) und das ebenfalls eingeführte Europäische Wildkaninchen (*Oryctolagus cuniculus*) gezählt (siehe hierzu auch Kapitel 1.2, S. 3). Auch diese beiden gebietsfremden Arten haben zum Populationsrückgang des Langschwanz-Chinchillas beigetragen.

Als natürliche Fressfeinde (Prädatoren) des Langschwanz-Chinchillas wurden im Chinchilla-Nationalpark in erster Linie der Virginia- oder Magellan-Uhu (*Bubo virginianus* bzw. *B. magellanicus*; in der Literatur werden beide Arten als potentielle Prädatoren genannt) sowie der Andenfuchs (*Lycalopex culpaeus*; syn. *Pseudoalopex* oder *Dusicyon culpaeus*) und der Argentinische Graufuchs (*Lycalopex griseus*, syn. *Pseudoalopex* bzw. *Dusicyon griseus*) festgestellt. Wie durch Kotanalysen im chilenischen Chinchilla Nationalpark nachgewiesen wurde, ist allerdings der Anteil an Chinchillas an der Gesamtnahrung der beiden *Lycalopex*-Arten relativ gering. Den weitaus größten Anteil an der Nahrung machten hier Chilenische Chinchillaratten und Degus aus. Die Anwesenheit der beiden Fuchsarten könnte damit eventuell sogar einen positiven Effekt auf die Chinchillas haben, da die Populationen der beiden Nahrungskonkurrenten Chinchillaratte und Degu von den Füchsen reguliert werden und der Konkurrenzdruck für die Chinchillas so gemindert wird. Des Weiteren werden von diesen Raubtieren ebenfalls die Bestände der nichtheimischen Hasen und Wildkaninchen kurz gehalten.

**Kurzwanz-Chinchilla** Als möglicher Beutegreifer für das Kurzwanz-Chinchilla wurde in den Hochanden Argentiniens ebenfalls der

Anden-Fuchs nachgewiesen, obwohl auch hier das Chinchilla nur eine untergeordnete Rolle spielt. Vom Anden-Fuchs werden in den Hochanden Argentiniens ebenfalls eher Europäische Feldhasen und Chinchillaratten erbeutet, die – ähnlich wie beim Langschwanz-Chinchilla – auch für das Kurzschwanz-Chinchilla als potentielle Nahrungskonkurrenten in Betracht kommen.

#### 5.2.4 Schutzbemühungen

Aktuell engagiert sich eine Gruppe von Naturschützern aktiv um den Erhalt der Kolonien des Langschwanz-Chinchillas im „Reserva Nacional Las Chinchillas“, wobei sich die Bemühungen in erster Linie auf ein Habitatmanagement konzentrieren. Dazu werden bestimmte Flächen bepflanzt, um Wander-Korridore für die Tiere zu schaffen und so den genetischen Austausch zwischen den einzelnen Kolonien zu erleichtern bzw. überhaupt erst möglich zu machen. Des Weiteren sollen durch Neuanpflanzungen die negativen Effekte, die die Beweidung durch Haustiere (vor allen Dingen Ziegen und Schafe) sowie der Holzeinschlag zur Produktion von Holzkohle auf die natürliche Vegetation gehabt haben, gemindert und so geeignete Chinchilla-Habitate restauriert werden. Aktuelle Berichte über die Entwicklung der Bestände und die Auswirkungen der immerhin schon seit einigen Jahren durchgeführten Maßnahmen liegen aber auch für den Nationalpark nicht vor (bzw. sind bislang nicht veröffentlicht worden).

Über vergleichbare Bemühungen zum Schutz der letzten Bestände des Kurzschwanz-Chinchillas liegen aktuell keinerlei Berichte vor.

### 5.3 Morphologie und Anatomie

#### 5.3.1 Äußere Merkmale

Die beiden Chinchilla-Arten unterscheiden sich äußerlich am deutlichsten im Gewicht, der Körpergröße sowie der Schwanzlänge und der Form und Größe der Ohrmuschel.

Die Kopf-Rumpf-Länge beträgt beim kleineren Langschwanz-Chinchilla in der Regel weniger

als 26 cm, während die größeren Kurzschwanz-Chinchillas meistens eine Kopf-Rumpf-Länge von mehr als 30 cm erreichen. Die beiden Unterarten des Kurzschwanz-Chinchillas (sofern es sich hier tatsächlich um Unterarten handelt, siehe Kapitel 5.1, S. 130) unterscheiden sich ebenfalls in der Körpergröße, wobei die kleinere, südliche Unterart *C. chinchilla boliviana* zwischen 30 bis 32 cm und die größere, nördliche Unterart *C. chinchilla chinchilla* in der Regel 36 bis 38 cm erreicht. Die Schwanzlänge beträgt beim Langschwanz-Chinchilla etwa 13 cm (nach manchen Autoren bis 18 cm), beim Kurzschwanz-Chinchilla dagegen nur etwa 10 cm (nach manchen Autoren bis 16 cm). Die seitlich an dem relativ großen Kopf ansetzenden Ohrmuscheln erreichen beim Langschwanz-Chinchilla eine Länge von etwa 4,5 cm, beim Kurzschwanz-Chinchilla dagegen nur etwa 3,2 cm. Eventuell spielen die großen Ohrmuscheln zumindest beim Langschwanz-Chinchilla eine Rolle bei der Regulation der Körpertemperatur der Tiere, wie dies bei vielen wüstenbewohnenden Tieren der Fall ist. In diesem Zusammenhang fallen bei den Chinchillas weiterhin die extrem großen Gehörkapseln auf (siehe auch Kapitel 5.1.1, S. 133). Ganz allgemein können Säugetiere mit großen Gehörkapseln besonders gut niederfrequente Töne wahrnehmen.

Auch im Gewicht unterscheiden sich die beiden Arten, wobei erwachsene Kurzschwanz-Chinchillas ein Körpergewicht von bis zu 600 g, erwachsene Langschwanz-Chinchillas dagegen nur bis etwa 400 g erreichen können. Langschwanz-Chinchillas in menschlicher Obhut werden in der Regel deutlich schwerer als die Wildtiere und können bis zu 600 g auf die Waage bringen (zum Teil auch bis zu 800 g, solche Tiere sind allerdings häufig stark verfettet). Auch ist der Unterschied in der Körpergröße – bei den Chinchillas werden die Weibchen größer als die Männchen – bei den domestizierten Tieren viel stärker ausgeprägt als bei den Wildtieren. So können weibliche Langschwanz-Chinchillas in menschlicher Obhut um den Faktor 1,3 schwerer werden als ein Männchen vergleichbaren Alters. Eine biologische Erklärung für diesen Geschlechtsdimorphismus, der ähnlich auch beim Goldhamster zu finden ist (siehe Kapitel 3.3.1, S. 66) liegt bislang nicht vor. Auffällig ist jedenfalls, dass die Weibchen beider Arten in der Regel sowohl dem eigenen Ge-

schlecht als auch den Männchen gegenüber aggressiver sind als umgekehrt die Männchen gegenüber den Weibchen.

Beide Chinchilla-Arten haben relativ große, seitlich am Kopf liegende Augen mit einer geschlitzten, senkrecht stehenden Pupille. Wie Beobachtungen über in der Dunkelheit das Licht reflektierende Augen beim Langschwanz-Chinchilla nahe legen, scheinen die Tiere als Anpassung an die Nachtaktivität, wie viele andere nachtaktive Tiere auch, über eine lichtreflektierende Zellschicht unterhalb der Netzhaut (das sogenannte *Tapetum lucidum*) zu verfügen. Die Lichtreflexion kommt durch Einlagerung von Kristallen zustande und hat wahrscheinlich den Sinn, das in das Auge einfallende Licht ein zweites Mal den Lichtsinneszellen der Netzhaut zuzuführen und so die Sehleistung in der Dunkelheit zu verbessern. In wieweit Chinchillas Farben sehen können, ist nicht bekannt. Bei einer überwiegend nachtaktiven Tierart dürfte die Anzahl der für ein solches Farbsehen nötigen Zapfen in der Netzhaut jedoch sehr gering sein und eher die Anzahl der für das Hell-Dunkel-Sehen zuständigen Stäbchen größer sein.

Zum Teil wird aus der Haltung beschrieben, dass Chinchillas ein schlechtes räumliches Sehvermögen hätten und Entfernungen nur schlecht abschätzen könnten. Als Grund werden dabei die seitlich liegenden Augen der Tiere angeführt. Diese Behauptung ist so sicherlich nicht richtig. Zum Einen wird die Größe des binokularen Feldes (also der Bereich des Gesichtsfeldes, bei dem sich das Sehfeld des rechten und linken Auges überschneiden) nicht nur durch die Lage der Augen am Kopf bestimmt, sondern beispielsweise auch über die Stärke der Wölbung der Augenlinse. Zum Anderen wäre es für ein Tier, welches sich zweifüßig springend in felsigem, unwegsamem Gelände fortbewegt und dabei unter Umständen einem Fressfeind entkommen muss, äußerst fatal, wenn es dabei Entfernungen nicht richtig einschätzen könnte (siehe hierzu auch Kapitel 5.6.2, S. 161).

Kennzeichnend für die Chinchillas ist ihr dichtes, weiches Fell. Die Haare sind in Haarbündeln zusammengefasst, wobei um ein zentrales Deckhaar etwa 50 – 75 Wollhaare angeordnet sind. Die einzel-

nen Haare eines Haarbündels haben alle eine eigene Haarwurzel, treten aber gemeinsam durch eine Pore aus der Haut. Mitunter wird berichtet, dass beim Chinchilla mehrere Haare aus einer Haarwurzel wachsen – diese Angaben sind jedoch falsch. Bei einem Säugetierhaar entspringt immer aus einer Haarwurzel jeweils nur ein unverzweigtes Haar. Nur dadurch, dass beim Chinchilla mehrere Haare räumlich sehr eng zusammen stehen, entsteht der Eindruck, dass alle diese Haare aus einer einzigen Haarwurzel entspringen. Eine solche Anordnung ist allgemein bei Säugetieren zu finden, die in kalten Klimaten leben oder an ein Leben im Wasser angepasst sind. Außerdem haben die Tiere ein sehr dichtes Fell, da auf einem Quadratzentimeter Hautoberfläche bis zu 20 000 Haare zu finden sind (ein ähnlich dichtes Haarkleid ist bei den Säugetieren nur noch bei solchen Arten zu finden, die an ein Leben im Wasser angepasst sind). Die dünneren Wollhaare (etwa 5 – 11  $\mu\text{m}$  im Durchmesser) sind 2 – 4 cm lang und werden von den dickeren Deckhaaren (etwa 10 – 15  $\mu\text{m}$  im Durchmesser) etwas überragt. Dabei dienen die Deckhaare hauptsächlich dazu, die darunter liegenden Wollhaare vor mechanischer Abnutzung zu schützen. Das einzelne, leicht gekräuselte Wollhaar auf dem Rücken und an den Flanken der Chinchillas ist dreifarbig und weist eine gräulich gefärbte Basis, einen weißen Mittelteil und eine schwarz gefärbte Spitze auf. Wildfarbene Chinchillas sind daher am Rücken und an den Flanken meistens bläulich oder silber-grau gefärbt, die Brust und der Bauch sind dagegen gelblich weiß. Das dichte, feine Haarkleid der Chinchillas ist relativ anfällig gegenüber Feuchtigkeit. Ob dies ursächlich damit zusammenhängt, dass die Tiere nur wenig oder keine Talgdrüsen besitzen (wie dies zum Teil angenommen wird), oder ob dies einfach eine Folge der physikalischen Beschaffenheit der Haare ist (durch die feinen, dicht beieinander stehenden Haare wird die Kapillarwirkung erhöht und das Fell „saugt“ sich schnell mit Wasser voll), sei dahingestellt.

Zur Fellpflege sind jedenfalls regelmäßige Sand- bzw. Staubbäder für die Tiere sehr wichtig. Aus der Chinchilla-Haltung ist bekannt, dass das Haarkleid der Chinchillas schnell „verfettet“ wenn den Tieren keine Möglichkeit zu einem Sandbad haben – dies würde eher für das Vorhandensein von Talgdrüsen

sprechen. In von wildlebenden Chinchillas besiedelten Gebieten sind sehr häufig flache Kuhlen im weichen Substrat zu finden, die die Tiere wiederholt zum Sandbaden aufsuchen. Die Neigung Sandbäder zu nehmen ist übrigens auch bei anderen, wüstenbewohnenden Säugetierarten weit verbreitet.

Die Vibrissen am Kopf stehen im Gegensatz zur übrigen Körperbehaarung einzeln und können mit 10 – 13 cm recht lang werden. Der Schwanz ist oberseits mit relativ langen, schwarzen Haaren besetzt, die zum Schwanzende hin an Länge zunehmen und die Schwanzspitze um etwa 5 – 6 cm überragen. Der relativ lange Schwanz und die lange Behaarung der Schwanzspitze dienen den Tieren zu einem gewissen Teil als „Steuerorgan“ bei größeren Sprüngen (siehe Kapitel 5.3.2).

Die weiblichen Tiere besitzen 2 Paar Milchdrüsen im Bereich des Thorax und ein weiteres Paar in der Leistengegend (letzteres ist bei Wildtieren in der Regel nicht zu sehen). Während der Laktationszeit ist die Haut im Bereich um die Milchdrüsen herum unbehaart, allerdings sezernieren häufig nur zwei Drüsen Milch.

### 5.3.2 Bewegungsapparat

Bei beiden Chinchilla-Arten sind die Vorderextremitäten schwächer ausgebildet als Hinterextremitäten. An den vergleichsweise langen Hinterextremitäten ist der Unterschenkel länger als der Oberschenkel und im Unterschenkel ist nur der Schienbeinknochen stark ausgebildet, das Weidenbein dagegen ist zurückgebildet. Die Hand hat vier Finger, der Fuß dagegen hat drei Zehen, wobei eine vierte Zehe nur rudimentär ausgebildet ist. Sowohl die Finger der Vorder- als auch die Zehen der Hinterextremitäten tragen kurze Krallen. Auffallend sind weiterhin die relativ großen Schwielen an Hand- und Fußinnenflächen sowie an den Fingern und Zehen.

Eine Verlängerung der Hinterextremität und eine Verminderung der Zehenzahl, verbunden mit einer relativen Verkürzung der Vorderextremität, der Ausbildung eines langen Schwanzes (der oftmals zusätzlich mit einer Haarquaste versehen ist), ist bei Säugetieren generell als eine Anpassung an eine

überwiegend zweifüßig-springende Fortbewegungsweise zu bewerten. Auch die Chinchillas machen hierin keine Ausnahme. Der Schienbeinknochen ist etwa um den Faktor 1,2 länger als der Oberschenkelknochen und das schwach ausgebildete Weidenbein ist zu etwa einem Drittel mit dem distalen, d.h. dem Fußgelenk zugewandten Ende des Schienbeinknochens verwachsen. Die Verlängerung des Schienbeinknochens ist auch bei Säugetierarten, die an ein schnelles Laufen angepasst sind, zu beobachten, allerdings ist dieser Längenzuwachs bei einer springenden Fortbewegung angepassten Säugetierarten noch weitaus deutlicher (ein Extremitätenbeispiel sind hier die Kängurus, bei denen das Schienbein fast doppelt so lang wie der Oberschenkel ist). Weiterhin sind die Knochen des Mittelfußes stark verlängert und das Fersenbein, an dem ein Teil der für eine springende Fortbewegung benötigten Muskulatur ansetzt, ist kräftig entwickelt. Da die hüpfende Fortbewegung fast ausschließlich biped (zweifüßig) mit den beiden Hinterextremitäten erfolgt, sind die Vorderextremitäten in der Größe reduziert und werden nur noch bei einer langsamen Fortbewegung oder für das Aufnehmen von Nahrung eingesetzt.

Der relativ lange Schwanz mit der Haarquaste am Ende hilft den Tieren bei der räumlichen Kontrolle des Sprungs. Zum Einen dient der Schwanz als „Gegengewicht“ und zum Anderen können die Tiere durch einen Schwanzschlag während der Flugphase des Sprungs ihre Flugrichtung in einem gewissen Rahmen anpassen. Die Haarquaste am Schwanzende hilft dabei, da durch sie der Luftwiderstand erhöht und damit der Effekt des Schwanzschlages verstärkt wird. Wenn die Tiere ruhig auf den Hinterextremitäten sitzen, etwa bei der Nahrungsaufnahme, dann stützen sie sich häufig dabei zusätzlich mit dem Schwanz ab. Damit ähneln Chinchillas in ihrer Fortbewegungsweise ein wenig einem Känguru.

Die Ausbildung von großen, weichen und elastischen Schwielen an den Händen und Füßen ist häufig bei Säugetieren zu beobachten, die sich springend auf einem relativ glatten Untergrund wie etwa einem Felsen fortbewegen. Die Schwielen erhöhen dabei den Reibungswiderstand und verhindern somit ein Abrutschen des Fußes oder der Hand und



federn darüber hinaus noch zu einem gewissen Teil das Gewicht des Tieres beim Aufkommen nach einem Sprung ab. Dies hilft den Chinchillas, bei einem Sprung von Fels zu Fels sicher aufzukommen und nicht auszurutschen. Ähnliche große Sohlenschwielen sind beispielsweise bei den afrikanischen Klippschliefern (Gattung *Procavia*) zu beobachten, die ebenfalls einen felsigen Lebensraum besiedeln (wobei sich diese allerdings nicht zweifüßig-hüpfend in ihrem Lebensraum fortbewegen).

Sich zweifüßig springend fortbewegende Säugtiere haben den Vorteil, dass sie schneller aus dem Stehen oder dem Sitzen beschleunigen können und sowohl ihre Geschwindigkeit und auch ihre Bewegungsrichtung schneller ändern können, als sich auf allen vier Extremitäten fortbewegende Arten vergleichbarer Körpergröße. Bei Fluchttieren wie den Chinchillas, die darüber hinaus auch noch in einem relativ kargen Lebensraum leben, in dem die Vegetation nicht viel Deckung bietet, ist dies bei der Art der Flucht vor Beutegreifern ein großer Vorteil.

Mit der Anpassung an die hüpfende Fortbewegung ist aber auch ein Nachteil verbunden, der darin besteht, dass die Tiere mit den kurzen, schwach ausgebildeten Vorderextremitäten kaum noch Graben können. Als Konsequenz hieraus, sind auch die Krallen der Tiere nur vergleichsweise schwach entwickelt. Chinchillas sind also auf natürliche Verstecke wie beispielsweise auf Felsspalten angewiesen, in die sie zum Schutz flüchten. Darüber hinaus legen sie „Bauanlagen“ aber auch in geschlossenen Pflanzendickichten an, wobei hier von den Langschwanz-Chinchillas in Chile vor allem die mit Blattdornen bewehrte Bromelie *Puya berteroniana* genutzt wird (siehe auch Kapitel 5.2, S. 134). Als weiteren Nachteil hat die Anpassung der Extremitäten an eine hüpfende Fortbewegung zur Folge, dass die Tiere nicht besonders gut klettern können (wozu die Tiere in dem von ihnen bewohnten Lebensraum allerdings auch selten Gelegenheit bzw. Veranlassung haben).

### 5.3.3 Verdauungsapparat

Auch der Verdauungstrakt des Chinchillas zeigt im Aufbau sehr viele Übereinstimmungen mit dem Bau des Verdauungstraktes anderer Nagetiere (sie-

he beispielsweise Kapitel 2.3.3, S. 36) und Vertreter der Hasenartigen (siehe Kapitel 1.3.3, S. 5).

Ähnlich wie die Meerschweinchen verfügen auch die Chinchillas in jeder Gebisshälfte des Ober- und Unterkiefers über einen Schneide- (*Incisivus*), einen Vorbackenzahn (*Prämolar*) sowie drei Backenzähne (*Molaren*) und damit über ein Gebiss mit insgesamt 20 Zähnen. Damit ergeben sich deutliche Unterschiede zu den Gold- und Zwerghamstern, denen die Vorbackenzähne fehlen (siehe Kapitel 3.3.3, S. 69 und 4.3.3, S. 69) sowie zu den Kaninchen, deren Gebiss zusätzlich im Oberkiefer noch ein Paar hinter den Schneidezähnen liegende Stifzähne sowie je Oberkieferhälfte drei und je Unterkieferhälfte zwei Vorbackenzähne aufweisen (vergl. Kapitel 1.3.3, S. 5).

Die Zähne der Chinchillas sind wurzellos und wachsen das ganze Leben lang. Die Wachstumsgeschwindigkeit der Schneidezähne wird bei wild lebenden Chinchillas dabei mit 5 bis 7,5 cm pro Jahr angegeben. Das Zahnwachstum der Schneidezähne im Unterkiefer ist variabler (5,8 – 11,6 cm pro Jahr bei domestizierten Tieren) als das Wachstum der Schneidezähne im Oberkiefer (6,9 – 9,0 cm pro Jahr bei domestizierten Tieren) und weiterhin abhängig von der Art der Nahrung. Bei Untersuchungen zum Zahnwachstum bei wildlebenden und in menschlicher Obhut lebenden Chinchillas wurde festgestellt, dass die Tiere in menschlicher Obhut bis zu 35 % längere Vorbacken- und Backenzähne aufwiesen (daher auch die höheren Werte für das Zahnwachstum für die domestizierten Tiere). Dies ist in erster Linie auf eine falsche Ernährung der Tiere mit einem Futter mit unzureichendem Rohfasergehalt zurückzuführen und bedingt das häufige Auftreten von Zahnproblemen bei Chinchillas in menschlicher Obhut (siehe auch Kapitel 5.7.3, S. 169).

Die Schneidezähne (*Incisivi*) dienen nur zum Abbeißen der Nahrung, während mit den Backenzähnen (*Molares*) diese Nahrungsportionen dann weiter zerkleinert werden. Beide Mechanismen (Abbeißen und Zerkleinern) funktionieren nicht zeitgleich. Wenn ein Chinchilla abbeißt, dann wird der Unterkiefer nach vorne geschoben, so dass die Schneidezähne aufeinander liegen – die Backenzähne berüh-



ren sich dann nicht. Umgekehrt liegen beim Zerkauen der Nahrung die unteren Schneidezähne hinter den oberen und berühren sich nicht und nutzen sich dann auch nicht ab (dies gilt für alle Nagetiere und Hasenartige).

Die Vorbackenzähne ähneln in ihrem Aussehen den Backenzähnen und sind von diesen äußerlich kaum zu unterscheiden. In Anpassung an eine Nahrung, die zu einem großen Teil aus silikatreichen Gräsern besteht, sind die Kronen (der Teil des Zahns oberhalb der Wurzel) der Backen- und Vorbackenzähne besonders lang. Man spricht in einem solchen Fall von hochkronigen oder *hypsodonten* Zähnen. Die Kaufläche der Backen- und Vorbackenzähne weist komplizierte Schlingen aus Zahnschmelz auf, die in das weichere Dentin des Zahns eingebettet sind. Das Schlingenmuster kommt dadurch zustande, dass sich der Zahnzement, von dem der Zahn zunächst noch bedeckt ist, nach dem Durchbruch des Zahns durch das Zahnfleisch an der Kaufläche abschleift. Da sich der härtere Zahnschmelz und das weichere Dentin unterschiedlich stark abnutzen, entsteht durch den Kauvorgang an der Kaufläche eine aufgeraute Oberfläche, die für eine effektive Zerkleinerung der Nahrung sorgt (dies ist bei allen Nagetieren und Hasenartigen der Fall). Die Backenzahnreihen im Ober- und Unterkiefer sind beim Chinchilla (ebenso wie beim Meerschweinchen) nicht parallel zur Längsachse des Kiefers ausgerichtet, sondern stehen vorne im Bereich der Vorbackenzähne enger zusammen, als hinten zum Rachenraum hin. Weiterhin stehen beim Chinchilla natürlicherweise die Backenzahnreihen des Oberkiefers, anders als beim Kaninchen (siehe Kapitel 1.3.3, S. 5), enger zusammen als die des Unterkiefers (beim Kaninchen sind die Zahnreihen des Unterkiefers enger zusammen als die des Oberkiefers; in beiden Fällen spricht man von *Anisognathie*). Die Vorbacken- und Backenzähne wachsen deshalb im Oberkiefer leicht schräg nach außen und im Unterkiefer schräg nach innen, um bei geschlossenem Kiefer eine Berührung der Kauflächen (man bezeichnet dies als *Okklusion*) von oberer und unterer Zahnreihe zu ermöglichen.

Der Unterkiefer der Chinchillas ermöglicht – wie bei allen Nagetieren – nur eine Vor- und Rückwärtsbewegung (s.o.) wobei ein kraftschlüssige, zer-

mahlende Bewegung und damit ein Zerkleinern der Nahrung nur beim Zurückziehen des Unterkiefers erfolgt. Eine seitliche Bewegung des Unterkiefers wie beispielsweise bei den Kaninchen (siehe Kapitel 1.3.3, S. 5), ist bei Nagetieren auf Grund des Baues des Kiefergelenks nicht möglich (eine Ausnahme sind hier die Hamster, denen eine seitliche Bewegung des Unterkiefers möglich ist, um ein Befüllen oder Entleeren der Backentaschen mit bzw. von Nahrungsbrocken zu ermöglichen, siehe hierzu die Kapitel 3.3.3, S. 69 bzw. 4.3.3, S. 104).

Wie bei den anderen hier behandelten Nagetieren und dem Kaninchen liegt auch beim Chinchilla zwischen den Schneidezähnen und den Vorbackenzähnen eine große Lücke, das sogenannte Diastema.

Im Mundraum befinden sich weiterhin Speicheldrüsen, die unter anderem dafür sorgen, dass der Speisebrei gleitfähig gemacht wird und deren Sekret Enzyme enthält, die sogenannten Amylasen, die bereits im Mundraum damit beginnen, die Stärkebestandteile der Nahrung abzubauen.

Auf den Mundraum folgt die Speiseröhre (*Oesophagus*), die den Mundraum mit dem Magen verbindet. Der Magen ist einkammerig, hat ein Volumen von etwa 60 ml und ist durchgängig mit einem drüsigen (*glandulären*), sezernierenden Epithel ausgekleidet (ein Plattenepithel fehlt). Der Magen ist stark gekrümmt, so dass Mageneingang und -ausgang räumlich relativ eng beieinander liegen und sich zur linken Körperseite eine sackartige Kammer bildet. An den Magen schließt sich der Dünndarm an und auf diesen folgt der Dickdarm. Am Übergang vom Dün- zum Dickdarm liegt der voluminöse Blinddarm. Der Blinddarm weist sackartige Ausstülpungen auf, die als Haustrae oder Pöschchen bezeichnet werden. Abgegrenzt werden die Haustrae durch sogenannte Tännien oder Bandstreifen, die eine Verstärkung der Längsmuskulatur der Blinddarmwand darstellen. Anders etwa als bei Kaninchen oder Meerschweinchen ist der Blinddarm der Chinchillas weniger voluminös ausgebildet und enthält beim lebenden Tier nur etwa 23 % der gesamten Trockenmasse des hinteren Darmabschnitts (zum Vergleich: Kaninchen 57 %, Meerschweinchen 44 %).

Im unmittelbar an den Blinddarm anschließenden Teil des Dickdarms ist eine von zwei Falten begrenzte, etwa 40 cm lange Längsfurche ausgebildet, die mit der Auftrennung des Nahrungsbreis in grobe und feine Bestandteile und dem Rücktransport der feinen Bestandteile in den Blinddarm in Verbindung gebracht wird (Separationsmechanismus des Kolons; engl.: *colonic separation mechanism*, abgekürzt CSM). Nachgewiesen ist eine antiperistaltische Bewegung am Grund der Furche, die mit einem rückwärtigen Transport von Nahrungsbestandteilen in Verbindung stehen könnte. Zur Bildung des Blinddarmkots, der sich beim Chinchilla zwar äußerlich nicht von dem fäkalen Kot unterscheidet, aber im Vergleich zu diesem einen höheren Anteil an Mikroorganismen und auch an Stickstoff aufweist, soll es dann kommen, wenn der Furcheninhalte durch peristaltische Bewegungen in Richtung auf den hinteren Dickdarmabschnitt, in dem die Kotpillen geformt werden, bewegt wird. Beim Chinchilla wird Blinddarmkot nur während des Tages produziert, während nachts, zur Hauptaktivitätszeit der Tiere, nur fäkaler Kot gebildet wird. Anders als die Kaninchen schlucken die Chinchillas (und auch die Meerschweinchen) den Blinddarmkot nicht heile herunter, sondern zerkaugen diesen.

Für wildlebende Chinchillas wird die Länge von Dünn- und Dickdarm mit etwa 260 cm angegeben. Hiervon abweichend wurde die Länge beider Darmabschnitte für domestizierte Tiere mit etwa 350 cm ermittelt. Dies entspräche einer Umkehrung der Verhältnisse, wie sie häufig beim Vergleich von Wildtieren mit Tieren in menschlicher Obhut gefunden werden. In der Regel verfügen gerade wildlebende, sich von pflanzlicher Nahrung ernährend Tiere über einen größeren Darm als Tiere der gleichen Art in menschlicher Obhut, da die Futterqualität im Hinblick auf den Energiegehalt bei den Wildtieren in der Regel geringer ist, als bei Haustieren und Haustiere ihren Nährstoff- und Energiebedarf auch mit einer geringeren Darmlänge decken können. Die beim Chinchilla beobachteten Unterschiede könnten darauf zurückzuführen sein, dass domestizierte Chinchillas größer werden als die wildlebenden Tiere und beim Vermessen der Darmlänge ein kleineres Wildtier mit einem größeren Haustier verglichen wurde.

## 5.4 Ernährung

Ähnlich wie beim Meerschweinchen, dem Goldhamster und den Zwerghamstern ist auch über die Ernährung wild lebender Chinchillas nur sehr wenig bekannt. Dies betrifft vor allen Dingen das Kurzschwanz-Chinchilla. Für das Langschwanz-Chinchilla liegen immerhin einige quantitative und qualitative Auflistungen über die von den Tieren im Chinchilla-Nationalpark (siehe Kapitel 5.2, S. 134) gefressenen Pflanzenarten vor. Ein Großteil der in diesem Kapitel dargestellten Informationen zur Ernährung der Chinchillas stammt jedoch von Untersuchungen an Tieren in menschlicher Obhut.

### 5.4.1 Nahrungs- und Wasserbedarf

Im Freiland wird vom Langschwanz-Chinchilla eine Vielzahl verschiedener Pflanzenarten gefressen. Wie Untersuchungen zur Nahrungszusammensetzung zu verschiedenen Jahreszeiten und in Jahren mit unterschiedlichen Niederschlagsmengen auf der Grundlage von Kotanalysen zeigen, kann das Langschwanz-Chinchilla dabei als Nahrungsgeneralist, welcher die vorhandenen Nahrungspflanzen nach ihrer Verfügbarkeit nutzt, eingestuft werden. Die Tiere sind also in Bezug auf die Auswahl ihrer Nahrungspflanzen nicht besonders wählerisch und fressen das, was gerade in ihrem Lebensraum zur Verfügung steht. Dies soll aber nicht heißen, dass die Tiere alle in ihrem Lebensraum vorkommenden Pflanzen fressen. Im Gebiet des chilenischen Chinchilla-Nationalparks nutzen die Tiere zwischen 40 und 55 % der hier vorkommenden Pflanzen als Nahrung. Dabei werden sowohl Gräser und Kräuter, als auch die Blätter und Rinde kleinerer Sträucher von den Langschwanz-Chinchillas gefressen. In Jahren mit hohen Niederschlagsmengen ist der Anteil an Gräsern und Kräutern relativ hoch, während in Zeiten mit weniger Niederschlag vor allem verschiedene Sträucher als Nahrungsquelle genutzt werden, da Kräuter und Gräser dann nur bedingt zur Verfügung stehen. Im Hinblick auf die genutzten Pflanzenarten kommen im Gebiet des Chinchilla-Nationalparks den Süßgräsern *Nassella chilensis* (Chilenisches Nadel- oder Tussockgras) und *Stipa plumosa* (span.: Pasto Rey, Colihuillo) sowie der Bromelie *Puya berteroniana* (chilen.: Puya, Chagual, Cardon oder Magüey; spielt auch als Versteckmöglichkeit für die Tiere eine Rolle, vergl.

Kapitel 5.2, S. 134) eine besondere Bedeutung zu. Weiterhin werden auch noch die bis etwa 4 m hoch werdende Sträucher *Bridgesia incisifolia* (chilen.: Rumpiato) und *Cordia decandra* (span.: Carboncillo) von den Tieren gefressen. Diese Pflanzen dienen dem Langschwanz-Chinchilla vor allem dann als Nahrung, wenn kaum etwas anderes zur Verfügung steht (vor allem in trockenen Jahren).

Auffällig war bei den Kotanalysen der hohe Anteil von etwa 66 % an Pflanzenfasern (Rinde und andere, zum Teil verholzte Pflanzenfasern) in den Faeces der Tiere. Dies ist zumindest zu einem Teil mit der Beschaffenheit der Vegetation zu erklären. Die Hartlaubvegetation des chilenischen Matorral (siehe Kapitel 5.2, S. 134) zeichnet sich, wie der Name dieses Vegetationstyps bereits andeutet, durch Pflanzen (vor allen Dingen Holzpflanzen) aus, die als Anpassung an die Trockenheit in ihre Blätter vermehrt verholztes, ligninhaltiges Stützgewebe einbauen. Da das Lignin (eine komplizierte Verbindung aus Cumaryl-, Coniferyl- und Sinapylalkohol) auch von Mikroorganismen kaum aufgeschlossen werden kann, findet sich dieses dann verstärkt in den Faeces der Tiere. Interessant ist in diesem Zusammenhang, dass Langschwanz-Chinchillas bei Nahrungswahltests alte, vertrocknete Blätter frischen Blättern desselben Strauchs vorgezogen haben. Eventuell könnte dies damit zusammenhängen, dass in den frischen Blättern vorhandene sekundäre Pflanzeninhaltsstoffe (z.B. Bitterstoffe) beim Trocknen der Blätter abgebaut werden.

Neben den vegetativen, oberirdischen Pflanzenteilen der oben genannten Arten, werden vom Langschwanz-Chinchilla des Weiteren, Wurzeln, Sämereien und Früchte gefressen (Wurzeln und Sämereien vor allem im Winter). Hier spielen vor allem die Hülsen von *Balsamocarpon brevifolium* (span.: Algarrobilla; ein Strauch aus der Familie der Leguminosen, Fabaceae) sowie die Früchte verschiedener Kakteen („Kaktusfeigen“ z.B. von *Echinopsis chiloensis*, dessen Früchte in Chile Guillaves genannt werden) eine Rolle. In Kotanalysen sind diese Nahrungsbestandteile im Vergleich zu Gräsern, Kräutern und Blättern verschiedener Sträucher jedoch unterrepräsentiert, was allerdings damit zusammenhängen könnte, dass sich beispielsweise Reste von Kaktusfeigen kaum in den Faeces

nachweisen lassen.

Zu Zeiten, als das Langschwanz-Chinchilla noch eine weitere Verbreitung in Chile hatte, wurden mit Sicherheit auch noch andere Pflanzenarten genutzt. Die in der Literatur zu findenden Nahrungsanalysen stammen aber ausnahmslos aus dem relativ eng umrissenen Gebiet der heutigen Verbreitung dieser Tierart (siehe Abbildung 5.1, S. 135) und werden daher auch nur einen stark eingeschränkten Ausschnitt aus dem tatsächlichen Nahrungsspektrum des Langschwanz-Chinchillas darstellen.

Zu einem gewissen Teil scheinen Langschwanz-Chinchillas auch Nahrung in ihren Bau einzutragen. Dies wurde vor allem für die Hülsen von *Balsamocarpon brevifolium* und für die Kaktusfeigen beobachtet. In wieweit die Tiere auch anderes Pflanzenmaterial abgesehen von der Verwendung zur Auspolsterung der Nestkammer, als Nahrungsvorräte eintragen, ist nicht bekannt.

Im Gegensatz zum Langschwanz-Chinchilla ist über die Nahrungszusammensetzung wild lebender Kurzschwanz-Chinchillas so gut wie gar nichts bekannt. Es ist aber zu vermuten, dass die Tiere ähnliche Nahrungsgeneralisten wie das Langschwanz-Chinchilla sind und die potentiellen Nahrungspflanzen je nach ihrer Verfügbarkeit nutzen. Eine größere Rolle werden auch hier sicherlich die verschiedenen Horstgräser der Puna wie verschiedene Vertreter von *Stipa*, *Calamagrostis*, *Festuca* und *Nassella* (siehe Kapitel 5.2, S. 134) spielen.

Neben der Nutzung als Nahrungspflanze und als Versteckmöglichkeit, spielt die Bromelie *Puya berteroniana* als eine Pflanze, die in ihren Blättern Wasser speichern kann, mit einem Wassergehalt von 70 – 80 % für die Langschwanz-Chinchillas wahrscheinlich zusätzlich bei der Wasserversorgung der Tiere eine wichtige Rolle. Die ebenfalls viel Feuchtigkeit enthaltenden Kaktusfeigen dürften dagegen für die Wasserversorgung der Chinchillas eher unwichtig sein, da diese Früchte nur für eine kurze Zeit im Jahr verfügbar sind. Unter Umständen spielen die beiden *Puya*-Arten *P. raimondii* und *P. gigantea* aus den Hochanden für das Kurzschwanz-Chinchilla eine ähnliche Rolle bei der Wasserversorgung.

Über die von den Tieren im Freiland aufgenommenen Nahrungsmengen liegen keinerlei Angaben vor. Bei Tieren in menschlicher Obhut schwankt die täglich aufgenommene Nahrungsmenge je nach Art und Beschaffenheit des angebotenen Futters zwischen 2,3 – 5,5 g Trockenmasse pro 100 g Körpermasse pro Tag (dies entspricht etwa 4 – 5 % der Körpermasse pro Tag; bei Fütterung eines reinen Kraftfutters erniedrigt sich dieser Wert auf 2 % der Körpermasse pro Tag). Dabei wird tendenziell von einem pelletierten Alleinfutter eine größere Menge in relativ kurzer Zeit verzehrt, als bei der Gabe von Heu oder frischem Gras.

Die für den Grundumsatz eines Chinchillas benötigte Energiemenge beträgt etwa 49 KJ verdauliche Energie pro 100 g Körpermasse pro Tag. Bei alleiniger Fütterung von Heu oder Gras, können die Tiere nur zwischen 26 – 28 KJ verdauliche Energie pro 100 g Körpermasse pro Tag aufnehmen, was zu wenig ist, um selbst den Energiebedarf alleine für den Grundumsatz zu decken (es kommt zu einem Verlust an Körpermasse – die Tiere magern ab). Bei der Fütterung eines Alleinfutters nehmen die Tiere andererseits unter Umständen bis zu 63 KJ verdaulicher Energie pro 100 g Körpermasse pro Tag auf (je nach Art des Alleinfutters), was bei Heimtieren, die außer dem Grundumsatz in der Regel keine Leistungen zu erbringen haben (trächtige und laktierende Tiere ausgenommen), zu einer Gewichtszunahme und unter Umständen zu einer Verfettung führen kann (siehe auch Kapitel 5.7.1, S. 167).

Es ist sehr wahrscheinlich, dass wild lebende Chinchillas, als Bewohner trockener Lebensräume, ihren Wasserbedarf hauptsächlich über ihre Nahrung decken und so gut wie kein Trinkwasser aufnehmen. Für einen ökonomischen Umgang mit Wasser haben besonders Tiere, die trockene Gebiete bewohnen, eine Reihe von Anpassungen entwickelt (siehe hierzu auch das Zwerghamster-Kapitel 4.4.1, S. 105). Diese Anpassungen können dabei morphologischer, physiologischer, ökologischer oder verhaltensbiologischer Natur sein. Als morphologische und physiologische Anpassungen wären beim Chinchilla der Bau und die Funktion der Nieren zu nennen, die es den Tieren ermöglichen, ihren Urin besonders stark aufzukonzentrieren und so ökonomisch mit dem Wasser umzugehen. Ähnlich

wie beim Gold- und Zwerghamster (vergleiche Kapitel 3.4.1, S. 70 und 4.4.1, S. 105), ist auch bei den Nieren der Chinchillas das Nierenmark, in dem die Konzentration des Harns hauptsächlich stattfindet, besonders stark entwickelt. In Versuchen hat sich gezeigt, dass Tiere unter Wasserstress ihren Urin bis auf eine Osmolalität von über 7,5 Osm/kg aufkonzentrieren können (die Osmolalität – ausgedrückt in Osm pro kg Körperwasser – ist, vereinfacht gesagt, eine Maßzahl für die Konzentration an gelösten Stoffen pro kg Körperflüssigkeit; je höher dieser Wert, desto konzentrierter ist der Urin). Damit übertreffen Chinchillas den ebenfalls an trockene Lebensräume angepassten Roborovski-Zwerghamster (4,28 Osm/kg unter Wasserstress, vergl. Kapitel 4.4.1, S. 105), den Goldhamster (5,34 Osm/kg unter Wasserstress) und sogar die Wüstenspringmaus *Jaculus jaculus* (6,5 Osm/kg unter Wasserstress). Zum Vergleich liegt die Osmolalität des Chinchilla-Harns bei uneingeschränkter Wasseraufnahme bei etwa 0,9 Osm/kg.

Eine weitere Anpassung im Hinblick auf einen möglichst ökonomischen Umgang mit dem Wasser, ist bei den Chinchillas in der Minimierung der durch Verdunstung verloren gehenden Wassermengen – man spricht vom evaporativen Wasserverlust – zu sehen. Spezialisierte Schweißdrüsen, wie sie von den Primaten bekannt sind, fehlen wie bei allen Nicht-Primaten auch bei den Chinchillas. Bei der extrem dichten Behaarung der Tiere wären solche Schweißdrüsen wohl auch wenig wirksam. Um den Wasserverlust durch Verdunstung weiterhin zu minimieren, besitzen Chinchillas die Möglichkeit, über die Nasenschleimhäute beim Ausatmen Feuchtigkeit aus der Atemluft zurückzugewinnen. Dieser Mechanismus arbeitet so effektiv, dass bei einem Vergleich von 37 Tierarten bei den Chinchillas der niedrigste Wert für den evaporativen Wasserverlust gemessen wurde (bei 20 °C Umgebungstemperatur beträgt der evaporative Wasserverlust beim Langschwanz-Chinchilla 0,58 mg Wasser pro g Körpermasse pro Stunde). Gleichzeitig betrug die metabolische Wasserproduktion (vereinfacht gesagt kann bei der Verbrennung von Fett aus der Nahrung Wasser gewonnen werden) beim Chinchilla etwa 0,54 mg Wasser pro Gramm Körpermasse und Stunde (bei 20 °C Umgebungstemperatur), so dass der durch die Verdunstung bedingte Wasserverlust

alleine durch die metabolische Wasserproduktion fast ausgeglichen wird (zumindest bei moderaten Umgebungstemperaturen).

Darüber hinaus haben Chinchillas einen sehr effektiven Mechanismus entwickelt, der es ihnen erlaubt, dem Kot im Dickdarm das Wasser zu entziehen. Bei einem Vergleich von Kaninchen, Meerschweinchen, Goldhamster und Langschwanz-Chinchilla, enthielt der Kot des Chinchillas nur noch zwischen 15 – 25 % Wasser, während der Wassergehalt des Kots der anderen drei Arten deutlich darüber lag (im Kot der Meerschweinchen war beispielsweise noch bis zu 60 % Feuchtigkeit enthalten).

Vor allem die Einschränkung des evaporativen Wasserverlustes hat für die Tiere aber nicht nur Vorteile. Durch die Wasserverdunstung wird der Körper bei höheren Außentemperaturen recht effektiv gekühlt, was einen wichtigen Beitrag zur Thermoregulation darstellen kann (z.B. das Schwitzen beim Menschen). Diese Möglichkeit zur Thermoregulation fehlt den Chinchillas weitestgehend. Sie umgehen diese Einschränkung – wie viele andere wüstenbewohnende Nagetiere auch – durch eine Anpassung im Verhalten, in dem sie ihre oberirdischen Aktivitätszeiten auf die kühleren Nachtstunden verlegen und die heißen Tagestunden im relativ kühlen Bau verbringen.

Auch wenn wild lebende Chinchillas ihren Wasserbedarf fast ausschließlich über die Nahrung decken können, so sollte bei Tieren in menschlicher Obhut nicht auf die Gabe von Trinkwasser verzichtet werden. Auch wenn Chinchillas im Freiland sehr ökonomisch mit dem ihnen zur Verfügung stehenden Wasser umgehen, so gewöhnen sich Heimtiere schnell an eine regelmäßige Trinkwasseraufnahme und reagieren dann sehr sensibel auf einen Wassermangel. Die Menge des aufgenommenen Trinkwassers, die sehr stark mit der Art des Futters schwankt, wird beim Chinchilla mit 2 – 12 ml Wasser pro 100 g Körpermasse pro Tag beziffert. Die Relation zwischen der aufgenommenen Wasser- und Futtermenge sollte bei 1 – 2 Teilen Wasser pro 1 Teil Futter-Trockenmasse liegen. Zu beachten ist, dass auch bei der Gabe von Saftfutter von den Tieren zusätzlich noch Trinkwasser aufgenommen

wird. Steht den Tieren nicht genügend Wasser zur Verfügung, so reduziert sich die Futteraufnahme auch dann deutlich, wenn Saftfutter gefüttert wird.

### 5.4.2 Verdauungsvorgang

Auch der Verdauungsvorgang beim Chinchilla läuft grundsätzlich gleich ab wie bei den zuvor genannten Arten. Die Nahrung wird mit den Schneidezähnen abgebissen und anschließend mit den Vorbacken- und Backenzähnen zermahlen und dabei gründlich eingespeichelt. Bereits im Mundraum wird durch das Ptyalin (eine stärke-spaltende Amylase) die im Nahrungsbrei enthaltene Stärke zu kleineren Kohlehydratketten gespalten.

Über die Speiseröhre gelangt der zerkleinerte und eingespeichelte Nahrungsbrei in den Magen. Aus dem mit Drüsen besetzten Teil des Magens werden weitere Verdauungsenzyme (hier vor allem das Pepsin) sowie Salzsäure und bestimmte Hormone abgesondert. Der Nahrungsbrei wird mit dem Verdauungsssekret des Magens durch Kontraktionen der Muskeln in der Magenwand kräftig durchmischt, so dass die Verdauungsenzyme in engen Kontakt mit dem Nahrungsbrei kommen. Durch die von den Magendrüsen abgesonderte Salzsäure wird der pH-Wert des Nahrungsbreis stark abgesenkt, was zum Einen eventuell schädliche Mikroorganismen abtötet und zum Anderen für eine optimales Milieu für die Wirkung der Verdauungsenzyme, die für ihre Funktion einen niedrigen pH-Wert benötigen, sorgt.

Die Hormone entfalten ihre Wirkung erst, wenn der Nahrungsbrei den sich an den Magen anschließenden Dünndarm erreicht. Hier sorgen sie dafür, dass im Magen die Sekretion von Verdauungsenzymen und Salzsäure gestoppt wird. In den vorderen Teil des Dünndarms münden die Ausführungsgänge der Leber und der Bauchspeicheldrüse. Von der Leber wird dem Nahrungsbrei in erster Linie Gallensaft zugeführt, der für eine Emulsion der in der Nahrung enthaltenen Fette führt, so dass diese von fettabbauenden Enzymen (den sogenannten Lipasen) weiter verdaut werden können. Das Sekret der Bauchspeicheldrüse enthält dagegen Enzyme, die für den weiteren Abbau von Stärke und Pro-



teinen zuständig sind. Weitere Enzyme zum Abbau von Proteinen, Kohlenhydraten und Nukleinsäuren werden zusätzlich noch von der Dünndarmschleimhaut sezerniert. Das Sekret der Drüsen aus der Dünndarmschleimhaut sorgt weiterhin noch für eine Anhebung des pH-Werts des Nahrungsbreis (von pH 2 auf etwa pH 7), da die Enzyme des Dünndarms und der Bauchspeicheldrüse nicht im extrem sauren Milieu des Magens arbeiten können. Im hinteren Teil des Dünndarms werden dann die Spaltprodukte aus der Arbeit der Verdauungsenzyme über die Darmzotten aufgenommen und dem körpereigenen Stoffwechsel zur Verfügung gestellt.

Die Leber fungiert als Vermittler zwischen dem Verdauungssystem und dem restlichen Organismus. Über die Pfortader werden der Leber von der Darmschleimhaut resorbierte und an den Blutstrom abgegebene Nährstoffe zugeführt, die von der Leber weiter verarbeitet oder etwa in der Form des Glykogens (auch als „tierische Stärke“ bezeichnet) als Reservestoff gespeichert werden. Darüber hinaus sorgt die Leber noch für dafür, dass die Abbauprodukte des körpereigenen Stoffwechsels sowie eventuell mit der Nahrung aufgenommene Fremdstoffe entgiftet und in eine Form umgewandelt werden, die mit dem Harn ausgeschieden werden können.

Wie schon weiter oben beschrieben, verfügen auch Chinchillas über einen, zwischen dem Dünndarm und dem Dickdarm befindlichen, relativ großen Blinddarm, in dem mit Hilfe von Mikroorganismen die mit der pflanzlichen Nahrung reichlich aufgenommene Zellulose abgebaut und so für die Tiere nutzbar gemacht wird (Wirbeltiere verfügen nicht über körpereigene Enzyme, um die Zellulose abzubauen – sie sind dazu auf die Hilfe von Mikroorganismen – den Blinddarmsymbionten – angewiesen).

Im Dickdarm schließlich wird dem verbleibenden Nahrungsbrei das Wasser zum größten Teil entzogen und die Kotpillen geformt. Zu einem gewissen Teil ist die Dickdarmschleimhaut auch noch in der Lage, einen Teil der bei dem mikrobiellen Zelluloseabbau im Blinddarm entstehenden Spaltprodukte (v.a. kurzkettige Fettsäuren) zu resorbieren.

Im hinteren Teil des Dickdarms, dem Mastdarm, werden dann letztendlich aus dem eingedickten Nahrungsbrei die Kotpillen geformt und über den After ausgeschieden.

Da ein Großteil der beim mikrobiellen Zelluloseabbau im Blinddarm anfallenden Nährstoffe nicht im Dickdarm resorbiert werden kann, sondern hierzu nur der hintere Abschnitt des Dünndarms in der Lage ist, fressen auch die Chinchillas einen Teil ihres Kots, den Blinddarm- oder Weichkot, ein zweites mal (dies wird als Caecotrophie bezeichnet). Dadurch ist es möglich, dass diese Kotform den Dünndarm passiert und so die Nährstoffe vom Organismus aufgenommen und genutzt werden können.

### 5.4.3 Nährstoffe

Auf die Bedeutung der einzelnen Nährstoffe wie Kohlenhydrate, Proteine und Fette für den Stoffwechsel wurde bereits in Kapitel 1.4.3 (siehe S. 9) detailliert eingegangen. Deshalb sollen an dieser Stelle nur die für eine gesunde Ernährung des Chinchillas empfohlenen Nährstoffmengen eingegangen werden (siehe Tabelle 5.1, S. 149).

Anders als beim Meerschweinchen sind Chinchillas nicht auf eine externe Zufuhr von Vitamin C angewiesen, da sie dieses ähnlich wie die Kaninchen selbst synthetisieren können. Beim Chinchilla ist aber auf ein ausgeglichenes Verhältnis in der Menge der aufgenommenen Rohfaser zur Menge von aufgenommenem Rohprotein zu achten, da die Tiere bei einer Überversorgung mit Rohprotein (und Stärke) zu Verstopfungen neigen.

Wenn bei der Versorgung mit Rohfaser darauf geachtet wird, dass diese in strukturierter Form vorliegt (ausreichende Partikelgröße; am Besten über das Zufüttern von Heu zu erreichen), dann kann der Entstehung von Langeweile und der fehlenden Befriedigung des Nagebedürfnisses, was bei vielen Tieren zum Fellfressen oder -beißen (siehe Kapitel 5.7.2, S. 168) führt, relativ effektiv vorgebeugt werden. Des Weiteren wird so für einen ausreichenden Zahnabrieb gesorgt, was oftmals der Entstehung von Zahnproblemen erfolgreich entgegenwirkt.



**Tabelle 5.1:** Empfohlene Nährstoffmengen für eine gesunde Ernährung von Chinchillas. Die Angaben für Tiere im Wachstum gelten auch für trächtige oder laktierende Weibchen.

	ausgewachsene Tiere	Tiere im Wachstum
Rohprotein	13 – 15 %	dto.
Rohfett	2 – 4 %	dto.
Rohfaser	18 – 21 %	dto.
Calcium Ca	0,6 – 0,8 %	dto.
Phosphor P	0,4 – 0,7 %	dto.
Ca-P-Verhältnis	1,5 – 2 : 1	dto.
Natrium Na	0,05 – 0,1 %	dto.
Vitamin A	9 000 – 10 000 IE/kg AF	dto.
Vitamin D <sub>3</sub>	> 1 000 IE/kg AF	dto.
Vitamin E	30 – 60 mg/kg AF	dto.
Energie	10 – 12 MJ DE/kg AF	dto.

IE Internationale Einheit; 1 IE Vitamin A  $\triangleq$  0,3  $\mu$ g Retinol  $\triangleq$  0,6  $\mu$ g Beta-Carotin;

1 IE Vitamin D<sub>3</sub>  $\triangleq$  0,025  $\mu$ g Vitamin D<sub>3</sub>

AF = Alleinfutter; MJ DE = Megajoule Digestable Energy = Megajoule verdauliche Energie

## 5.5 Verhalten

Über das Verhalten der Chinchillas im Freiland liegen bislang keinerlei wissenschaftlich fundierte Beobachtungen vor (es gibt einige Beobachtungen mit eher anekdotischem Charakter aus dem Chinchilla Nationalpark in Chile, die jedoch keine systematische, wissenschaftliche Arbeit darstellen). Ein Großteil der Verhaltensbeobachtungen wurden an Tieren in menschlicher Obhut gemacht, wobei fraglich ist, in wieweit die unterschiedlichen Aspekte des Verhaltens der Tiere überhaupt bekannt sind, vor allem wenn man sich dabei vor Augen hält, dass der Domestikationsprozess bei den meisten Tierarten zu einer Verarmung im Verhaltensrepertoire führt.

Auch die hier getroffenen Aussagen zum Verhalten der Chinchillas beziehen sich also in erster Linie auf Beobachtungen an Tieren in menschlicher Obhut.

### 5.5.1 Sozialstruktur

Von Langschwanz-Chinchillas ist bekannt, dass die Tiere im Freiland in größeren Ansammlungen zusammenleben, das heißt, dass mehrere Tiere

auf einem begrenzten Raum zusammen angetroffen werden. Über die Interaktion der einzelnen Individuen innerhalb einer solchen Kolonie ist allerdings überhaupt nichts bekannt. Unter Umständen wird die Bildung solcher Kolonien einfach durch die Verteilung und die Größe geeigneter Habitatflecken vorgegeben und ein Großteil der Tiere innerhalb eines solchen Habitatfleckens interagiert gar nicht miteinander. Die Verteilung der einzelnen Kolonien im Gelände ist dann vielleicht nur dadurch vorgegeben, dass sich zwischen den einzelnen Kolonien ein Raum befindet, der sich nicht für eine Besiedlung durch Chinchillas eignet. Die Verteilung der einzelnen Gruppen im Raum hätte dann nichts mit einer wie auch immer gearteten Abgrenzung der Individuen einer Kolonie – etwa beruhend auf engeren, verwandtschaftlichen Verhältnissen zwischen den Mitgliedern – gegenüber den Individuen einer anderen Kolonie zu tun (eine solche Koloniebildung wäre dann im Hinblick auf die Sozialstruktur der Chinchillas ohne Bedeutung).

Werden die Angaben zu der Größe einzelner Langschwanz-Chinchilla-Kolonien im Chinchilla-Nationalpark in Chile (für das Kurzschwanz-Chinchilla liegen keine Zahlen vor), deren Raumbedarf sowie deren Individuendichte miteinander ver-

glichen, so fällt auf, dass diese sehr stark schwanken. Die auf den Raum bezogenen Individuendichten etwa bewegen sich beispielsweise zwischen 1,5 und 113,5 Tieren pro Hektar. Ähnlich hoch ist die Schwankungsbreite bei der Koloniegroße, die von 3 Individuen bis zu 500 Individuen pro Kolonie reichen kann. Ein Großteil (etwa 60 %) der Kolonien um den Chinchilla-Nationalpark in Chile hat dabei allerdings weniger als 25 Tiere und Kolonien mit mehr als 300 Tieren sind eine Ausnahme. Dennoch lassen die Zahlen vermuten, dass die Größe einer Kolonie im Wesentlichen von der Größe und Eignung eines geeigneten Habitatfleckens abhängt und ein Großteil der Kolonienmitglieder in keinerlei sozialer Beziehung zueinander steht. Die oftmals in der Literatur zu findende Behauptung, dass es sich bei einer gesamten Kolonie um eine große Familiengruppe handelt, ist mit Sicherheit so nicht richtig, da bei einer 100 oder mehr Individuen umfassenden Kolonie höchstwahrscheinlich niemals alle Tiere miteinander verwandt sein werden. Sehr viel wahrscheinlicher ist, dass sich eine Kolonie aus mehreren kleineren Familiengruppen zusammensetzt. Erfahrungen aus der Gruppenhaltung von Chinchillas und die dabei zu beobachtende Vielfalt an sozialen Interaktionen der Tiere untereinander (siehe hierzu auch Kapitel 5.5.3, S. 154), scheinen ein Zusammenleben in Familienverbänden zu bestätigen. Wie viele Individuen eine solche Familiengruppe umfasst ist allerdings nicht bekannt.

Für eine Existenz von Familiengruppen spricht auch die ausgesprochene Ortstreue der Tiere. So bewegten sich 15 Tiere über einen Zeitraum von mehreren Monaten im Durchschnitt nur etwa 66 m innerhalb ihres Aufenthaltsraums. Vereinzelt gibt es Nachweise, dass sich Tiere über mehrere Jahre im selben Gebiet aufhalten. Die maximal innerhalb einer Nacht zurückgelegte Entfernung betrug 250 m, was bei einem Tier von der Größe eines Chinchillas recht wenig erscheint (vergleiche hierzu beispielsweise den Goldhamster, Kapitel 3.2, S. 64 oder den Zwerghamster, Kapitel 4.2, S. 99). Leider wurde bei diesen Untersuchungen nicht zwischen männlichen und weiblichen, bzw. zwischen jungen oder adulten Chinchillas unterschieden. So ist zum Beispiel nicht bekannt, ob und wie weit Jungtiere abwandern und ob es dabei Unterschiede zwischen Männchen und

Weibchen gibt. Bei vielen in Gruppen lebenden Tieren ist es so, dass von den Jungtieren ein Geschlecht die Gruppe verlässt, während das andere in der Geburtsgruppe verbleibt. Häufig handelt es sich bei dem abwandernden Geschlecht um die Männchen, während die Weibchen auch nach Erreichen der Geschlechtsreife an ihrem Geburtsort verbleiben. Dieses Verhalten wird als eine Anpassung zur Vermeidung von Inzucht gedeutet, da so Verpaarungen zwischen Geschwistern oder nahe verwandten Tieren vermieden werden. Für das Langschwanz-Chinchilla wird ebenfalls vermutet, dass die jungen Männchen die Gruppe verlassen müssen – eindeutig belegt ist dies jedoch noch nicht.

Weiterhin wird in der Literatur oftmals behauptet, dass Chinchillas im Freiland monogam seien (ein Männchen verpaart sich jeweils nur mit einem Weibchen), wobei diese Behauptung jedoch bisher ebenfalls wissenschaftlich noch nicht bestätigt wurde. Zu vermuten wäre auf Grund von Beobachtungen bei der Haltung von Langschwanz-Chinchillas allerdings auch ein polygynes Verpaarungssystem (ein Männchen paart sich mit mehreren Weibchen). So hat sich beispielsweise vor allem bei der kommerziellen Chinchilla-Haltung herausgestellt, dass sich ein Männchen, wenn es Zugang zu mehr als einem Weibchen hat, mit allen diesen Weibchen paart und Nachwuchs produziert. Die erwachsenen Weibchen sind bei solchen Haltungsbedingungen allerdings strikt voneinander getrennt, da sie mitunter recht aggressiv aufeinander reagieren.

Eine weitere, bislang wissenschaftlich kaum belegte Behauptung zur Sozialstruktur wildlebender Chinchillas betrifft das Revierverhalten. So ist oftmals zu lesen, dass die Tiere territorial seien, jedoch wird nicht erwähnt, ob es sich dabei um Individualterritorien oder um Territorien handelt, die von einer Familiengruppe verteidigt werden. Die in menschlicher Obhut zu beobachtende, zum Teil recht ausgeprägte Aggressivität der weiblichen Tiere lässt zumindest darauf schließen, dass die Chinchillas im Freiland territorial sein könnten (diese Aggressivität könnte aber auch nur ein Ausdruck eines generell höheren Aggressionspotentials weiblicher Säugetiere sein, die gerade trächtig sind oder Jungtiere führen). Die Möglichkeit einer Haltung in Gruppen könnte eventuell ein Hinweis darauf sein,

dass im Freiland eine Familiengruppe gemeinsam ein Revier verteidigt. Gegen eine solche Territorialität sprechen allerdings Beobachtungen bei einer Gruppenhaltung von Chinchillas, bei der die Tiere benachbarter Gruppen durch das Käfiggitter hindurch freundschaftliche Sozialkontakte (Versuch von sozialer Fellpflege durch das Gitter hindurch) pflegten.

Ein Hinweis auf die Sozialstruktur wildlebender Chinchillas können vielleicht die Hasenmäuse oder Bergviscachas (Gattung *Lagidium*) geben. Die Vertreter der Gattung *Lagidium* sind auf Grund ihres tagaktiven Lebensrhythmus (Chinchillas sind hauptsächlich nachtaktiv) etwas besser untersucht und zeigen neben den morphologischen Ähnlichkeiten auch noch viele weitere Parallelen zu den Chinchillas. Ebenso wie die Chinchillas sind auch die Bergviscachas sehr ortstreu und bewegen sich selten mehr als 100 m von ihrem Bau weg. Auch sind sie – ähnlich wie die Chinchillas – kaum an das Graben angepasst und bewohnen wie diese, natürliche Höhlungen unter Steinen und in Felsspalten. Ähnlich wie die Chinchillas sind sie an felsige Hänge in den Höhenlagen der Anden anzutreffen und leben hier in Kolonien mit bis zu 70 und mehr Individuen. Die Kolonien der Bergviscachas setzen sich aus kleineren Familiengruppen von 2 bis 5 Tieren zusammen, die gemeinsam einen Bau bewohnen. Die Bergviscachas gelten ebenfalls als monogam, jedoch verpaaren sich die Männchen durchaus auch noch mit weiteren Weibchen, wenn sie zu Beginn der Trächtigkeit von ihrem eigenen Weibchen aus dem gemeinsamen Bau verjagt werden. Von Bergviscachas ist bekannt, dass sie nur wenig territorial und die Beziehungen benachbarter Familiengruppen eher freundschaftlich geprägt sind. Unter Umständen treffen diese Verhältnisse auch auf die wildlebenden Chinchillas zu.

Wie Beobachtungen von Chinchilla-Haltern vermuten lassen, entwickelt sich bei einer Gruppenhaltung von Chinchillas eine Dominanzhierarchie, die unter anderem durch ritualisiertes Aufreiten, bei der keine Paarungen stattfinden und die auch gleichgeschlechtliche Tiere betreffen, etabliert und gefestigt wird. Systematische Untersuchungen zu einer solchen Dominanzhierarchie liegen allerdings bislang noch nicht vor. Auch ist nicht bekannt, ob

eine solche Hierarchie auch im Freiland von wildlebenden Tieren etabliert wird (siehe hierzu auch die Anmerkungen zum Meerschweinchen in Kapitel 2.5.1, S. 41).

### 5.5.2 Fortpflanzung

Auch über das Fortpflanzungsverhalten wildlebender Chinchillas ist so gut wie nichts bekannt und ein Großteil der Untersuchungen zu diesem Thema wurde an Tieren in menschlicher Obhut durchgeführt.

Während männliche Chinchillas zumindest in Gefangenschaft das ganze Jahr über fortpflanzungsaktiv sind und zeugungsfähige Spermien produzieren, sind die weiblichen Tiere nur saisonal sexuell aktiv. Die Fortpflanzungszeit beschränkt sich dabei auf der Südhalbkugel – also im natürlichen Verbreitungsgebiet der Art – auf die Monate zwischen Mai und November und fällt damit in die Zeit des Südwinters. Während des „Sommers“ legen Chinchillas eine etwa fünfmonatige Fortpflanzungspause ein, in der die Tiere nicht trächtig werden. Zu dieser Zeit fällt im Verbreitungsgebiet des Langschwanz-Chinchillas kein Regen, die Vegetation ist dementsprechend karg und damit kaum für die Aufzucht von Jungtieren geeignet.

Im Gegensatz hierzu sind weibliche Tiere auf der Nordhalbkugel zwischen November und Mai sexuell aktiv. Die Umkehrung auf der Nordhalbkugel legt den Schluss nahe, dass das Fortpflanzungsgeschehen beim Chinchilla – ähnlich wie bei vielen anderen Tierarten auch – von den Lichtverhältnissen beeinflusst wird. Die Fortpflanzungsperiode im natürlichen Verbreitungsgebiet der Art beginnt, wenn die Tage kürzer werden und damit die Regenzeit beginnt. Beendet wird die Fortpflanzungsperiode, wenn die Tage im Frühjahr wieder länger werden und dann im eigentlichen Lebensraum der Tiere die sommerliche Trockenzeit beginnt. Auf Grund der begrenzten Fortpflanzungszeit können vom Langschwanz-Chinchilla in der Regel nicht mehr als 2 Würfe pro Jahr aufgezogen werden (nach einigen Autoren sollen beim Kurzschwanz-Chinchilla bis zu 3 Würfen pro Jahr möglich sein).

Für ein Säugetier von der Größe eines Chinchillas haben die Tiere einen relativ lang andauernden Sexualzyklus, der im Mittel etwa 41 Tage (Spanne 30 – 50 Tage) beträgt. Zum Ende des Zyklus sind die weiblichen Tiere dann für maximal 48 Stunden empfängnisbereit. In der Regel erfolgt die Ovulation – also die Freisetzung befruchtungsfähiger Eizellen aus den Eierstöcken – spontan, obwohl auch in einigen Fällen eine induzierte Ovulation bei der Paarung mit einem Männchen vorkommen kann. Zum Zeitpunkt der Ovulation öffnet sich die Vulva der Weibchen, die ansonsten von einer Membran verschlossen ist und etwa 8 Tage nach der Ovulation schließt sich diese Membran wieder. Ein trächtiges Weibchen kommt etwa 36 Stunden nach der Geburt der Jungtiere erneut in den Östrus (Postpartum-Östrus) und kann dann erneut gedeckt werden. Die Einnistung der Eizellen in die Gebärmutterschleimhaut erfolgt etwa 5 Tage nach der Ovulation, sofern eine Paarung stattgefunden hat und die Eizellen erfolgreich befruchtet wurden.

Der eigentlichen Paarung geht ein Paarungsvorspiel voraus, bei der ein oder mehrere Männchen um ein Weibchen werben. Während der Balz wird das Weibchen von dem Männchen verfolgt, welches dabei häufig die Analregion des Weibchens beriecht. In der Regel werden von beiden Tieren während des Paarungsvorspiels besondere Laute geäußert, die als Sexuallaute bezeichnet werden. Diese Sexuallaute werden häufig mit Lockrufen kombiniert, mit denen die Tiere ansonsten die anderen Gruppenmitglieder auf neue Objekte im Aktionsraum der Gruppe aufmerksam machen (siehe Kapitel 5.5.3, S. 154). Wenn ein männliches Tier die Sexuallaute von sich gibt, dann richtet es sich dazu meistens auf den Hinterextremitäten auf, bewegt den gestreckt gehaltenen Schwanz über dem Boden hin und her und gibt dabei einen auch für Menschen deutlich riechbaren Duftstoff ab (vermutlich aus den Analdrüsen). Bei Weibchen die auch den Sexuallaut von sich geben, ist dieses auffällige Verhalten dagegen nicht zu beobachten. Nach einiger Zeit des Nachlaufens und Balzens folgt dann eine Phase, in der die Tiere soziale Fellpflege betreiben. Dabei wird diese Fellpflege überwiegend vom Männchen gegenüber dem Weibchen ausgeführt.

Nach einiger Zeit erlaubt das Weibchen dann dem Männchen aufzureiten und die Paarung zu vollziehen. Dabei nimmt das Weibchen eine spezielle Stellung ein, indem es in den Vorderextremitäten einknickt, die Hinterextremitäten durchdrückt und den Schwanz zur Seite stellt und so die Genitalregion entblößt (Lordosis). Ist das Weibchen nicht paarungsbereit, so dreht es sich zu dem Männchen um und richtet sich dabei auf den Hinterextremitäten auf, um das Männchen abzuwehren. Besonders zudringliche Männchen werden manchmal von dem Weibchen auch zielgerichtet mit einem Strahl Urin beschossen. Ist dies immer noch nicht ausreichend um das Männchen von seinen Paarungsabsichten abzuhalten, so wird es vom Weibchen angesprungen und dabei mit den Hinterextremitäten getreten.

Die eigentliche Paarung ist relativ kurz, wird dafür aber mehrfach wiederholt. Wenn das Männchen bei einer Kopulation erfolgreich ejakuliert hat, ist die Paarung in der Regel beendet und das Weibchen wehrt weitere Paarungsversuche des Männchens vehement ab. Damit unterscheiden sich Chinchillas und andere Vertreter der Hystricomorpha von den altweltlichen Myomorpha (z.B. Mäuse, Ratten, Hamster), bei denen das Männchen im Verlauf einer Paarung mehrfach ejakuliert und das Interesse des Weibchens an weiteren Verpaarungen auch nach einer erfolgreichen Ejakulation des Männchens nicht nachlässt. Dieser Unterschied wird damit begründet, dass bei den Hystricomorpha die Ovulation spontan erfolgt und für eine erfolgreiche Befruchtung der Eizellen eine einmalige Ejakulation des Männchens ausreichend ist, während bei den meisten Myomorpha die Ovulation durch die wiederholten Paarungen erst induziert werden muss und eine einmalige Verpaarung – selbst wenn es dabei zur Ejakulation kommt – in der Regel nicht zu einer Trächtigkeit führt (z.T. gibt es aber wohl auch beim Chinchilla eine durch die Paarung ausgelöste Ovulation, s.o.). Weiterhin erfolgt auch die hormonal gesteuerte Entwicklung der Gebärmutterschleimhaut, die für eine erfolgreiche Einnistung der befruchteten Eizellen nötig ist, bei vielen Hystricomorpha spontan, während diese bei den meisten Myomorpha ebenfalls erst durch eine wiederholte Verpaarung stimuliert werden muss.

Nach Beendigung der Begattung formt sich aus der Samenflüssigkeit des Männchens eine Pfropf in der Vagina des Weibchens. Die Funktion dieses Vaginalpfropfs, dessen Bildung auch bei einer Reihe anderer Säugetiere beobachtet werden kann, wird dahingehend gedeutet, dass er andere Männchen daran hindern soll, sich ebenfalls mit dem entsprechenden Weibchen zu verpaaren. Allerdings ist die Haltbarkeit des Vaginalpfropfes nicht besonders ausgeprägt und manchmal wird dieser vom Weibchen bereits bei der unmittelbar nach der Paarung erfolgenden Reinigung der Anogenitalregion wieder entfernt. Nach der Paarung und dem Reinigen der Genitalregion sitzen beide Tiere häufig noch einige Zeit zusammengekauert mit halb geschlossenen Augen ruhig an einer Stelle und äußern leise wimmernde Laute. Die Funktion dieser Lautäußerungen ist nicht bekannt.

Obwohl im Schnitt nur 1,75 Jungtiere (Spanne: 1 – 6 Jungtiere) pro Wurf geboren werden, werden bei der Ovulation bis zu 8 Eizellen aus den Eierstöcken entlassen. Aus welchem Grund nicht mehr Jungtiere geboren werden, ist bislang nicht geklärt. Eine denkbare Erklärung wäre, dass entweder nicht alle Eizellen befruchtet werden oder sich nicht alle befruchteten Eizellen erfolgreich in die Gebärmutter-schleimhaut einnisten können. Häufig kommt es jedoch auch zu einer Resorption von Embryonen, wobei auch schon relativ weit entwickelte Föten noch resorbiert werden können. Wodurch eine solche Resorption ausgelöst wird, ist nicht bekannt. Seltener kommt es dagegen zu einer Mumifizierung abgestorbener Föten im Uterus oder zu einem Abort nicht lebensfähiger Embryonen.

Auch die Tragzeit ist für ein Säugetier von der Größe eines Chinchillas relativ lange. Durchschnittlich werden beim Langschwanz-Chinchilla 111 Tage (Spanne: 105 – 118 Tage) und beim Kurzschwanz-Chinchilla sogar 128 Tage angegeben. Zum Einen ist dies auf die Entwicklungsgeschwindigkeit der Föten zurückzuführen, die die bislang langsamste bei allen hierauf untersuchten hystricomorphen Nagetieren ist. Zum Anderen ist die lange Entwicklungsdauer auch dadurch zu erklären, dass die Chinchilla-Jungtiere, ähnlich wie bei den Meerschweinchen, schon extrem weit entwickelt zur Welt kommen. Die Jungtiere sind bei der Geburt bereits

voll behaart, die Augen und Gehörgänge sind geöffnet und die Zähne sind durchgebrochen. Als typische Nestflüchter können sich die jungen Chinchillas schon kurz nach der Geburt koordiniert fortbewegen.

Die Geburt der Jungtiere findet häufig in den frühen Morgenstunden bzw. dem frühen Vormittag statt. Da Chinchillas sehr weit entwickelt zur Welt kommen, baut das Weibchen, ähnlich wie bei den Meerschweinchen, kein Nest (in menschlicher Obhut werden die Jungtiere mitunter einfach auf dem Käfigboden geboren). Die Nachgeburt wird normalerweise von den Weibchen unmittelbar nach dem Ausscheiden verzehrt. Die Mortalitätsrate bei der Geburt (also der Anteil der Jungtiere, der bei der Geburt verstirbt) wird bei Haltung in menschlicher Obhut mit etwa 10 % angegeben. Das Geburtsgewicht der Jungtiere liegt – in Abhängigkeit von der Wurfgröße – zwischen 50 bis 70 g und erhöht sich im ersten Lebensmonat um etwa 3,6 g pro Tag. Im Alter zwischen 2 bis 6 Monaten nehmen die Jungtiere noch etwa 1,6 g/Tag und im Alter von 7 bis 12 Monaten dann nur noch ca. 0,7 g/Tag zu. Dabei ist die Wachstumsgeschwindigkeit der Jungen jedoch abhängig von der Größe des Wurfs (je größer der Wurf, desto geringer die Wachstumsgeschwindigkeit der einzelnen Jungtiere).

Die Jungtiere werden etwa 6 bis 8 Wochen (im Durchschnitt 54 Tage) lang von der Mutter gesäugt. Als minimale Laktationszeit werden 25 Tage angegeben – erhalten die Jungtiere bereits vorher keine Muttermilch mehr, so versterben sie. Bereits eine Woche nach der Geburt beginnen die Jungtiere damit, zusätzlich zur Muttermilch auch schon feste Nahrung aufzunehmen. Die Mortalitätsrate über den Zeitraum von der Geburt bis zur Entwöhnung der Jungtiere liegt bei etwa 21 %.

Obwohl weibliche Chinchillas über drei Paar Milchdrüsen verfügen, haben sie mitunter Schwierigkeiten größere Würfe erfolgreich bis zur Entwöhnung aufzuziehen. Laut Meinung einiger Autoren sei dies darauf zurückzuführen, dass nur zwei der Milchdrüsen tatsächlich funktionell sind. Da ein Großteil der Chinchillas nur ein oder zwei Jungtiere zur Welt bringen, produziert dann eventuell auch nur ein Milchdrüsenpaar tatsächlich Milch,

da die Jungtiere nur an diesem einen Paar saugen (die Milchsekretion wird durch die mechanische Reizung beim Saugakt angeregt). Von dieser Beobachtung ausgehend sind eventuell einige Autoren zu dem Schluss gekommen, dass bei Chinchillas generell nur ein Milchdrüsenpaar aktiv ist. Auch die Behauptung, dass die laktierenden Chinchilla-Weibchen extrem an Gewicht verlieren, beruht unter Umständen auf einer Fehleinschätzung auf Grund mangelnder Vergleichsmöglichkeiten, da generell die Zeit der Jungenaufzucht für Säugetierweibchen sehr anstrengend ist und auch bei den Weibchen anderer Arten eine Gewichtsabnahme zu beobachten ist. Ob dies tatsächlich in besonderem Maße für Chinchillas zutrifft, sei dahingestellt.

Das Saugen der Jungtiere an den seitlich liegenden Milchdrüsen erfolgt entweder im Sitzen seitlich neben der Flanke des Muttertieres oder die Jungen legen sich dazu auf den Rücken. Beim Saugen äußern die Jungtiere typische, leise Laute, die deshalb auch als Sauglaute bezeichnet werden. Die Töne werden dabei aktiv von den Jungen produziert und entstehen nicht etwa als Folge des Saugvorgangs. Eventuell veranlassen diese Sauglaute das Muttertier dazu, ruhig sitzen zu bleiben, bis die Jungtiere zu Ende getrunken haben. Nach der Entwöhnung sind diese Laute nicht mehr von den Jungen zu vernehmen (vergleiche Kapitel 5.5.3, S. 154).

In der Regel sind die Väter sehr tolerant gegenüber ihrem Nachwuchs und verteidigen diesen auch im Bedarfsfall. Bei Tieren in menschlicher Obhut kommt es jedoch hin und wieder vor, dass die Männchen ihren eigenen Nachwuchs töten (unter Umständen hängt dies mit Mängeln im Haltungssystem zusammen). Die Mütter kümmern sich um ihre Jungen, indem sie diese beispielsweise mit kleineren Nahrungsbrocken füttern. In menschlicher Obhut sind sie mitunter gegenüber den Männchen sehr aggressiv, besonders wenn sie Jungtiere haben (dies hängt unter Umständen mit dem beschränkten Raumangebot zusammen). Bei einer Gruppenhaltung erlauben die Mütter normalerweise den Kontakt ihrer Jungtiere zu den anderen Gruppenmitgliedern, ohne dass es dabei zu Problemen kommt. Mitunter kommt es bei einer Gruppenhaltung aber auch zu einem Infantizid, vorwiegend

durch fremde Weibchen. Die Jungtiere äußern bei Kontakt mit einem adulten Tier (häufig beriechen die adulten Tiere den Anogenitalbereich der Jungtiere und lernen diese so individuell kennen) einen speziellen, relativ lauten Jungtierkontaktlaut, auf den das Muttertier reagiert indem es zu ihren Jungtieren hinläuft. In der Regel werden solche Kontakte von der Mutter jedoch nicht unterbunden (vergleiche Kapitel 5.5.3, S. 154).

Die Jungtiere zeigen ein ausgeprägtes Spielverhalten. Dabei springen sie manchmal – ähnlich wie die Jungtiere der Meerschweinchen (siehe Kapitel 2.5.2, S. 44) – mit allen vier Extremitäten gleichzeitig senkrecht in die Luft (engl.: *frisky hops*), laufen hintereinander her und treten dabei mit den Hinterextremitäten aus. Oftmals spielen die Jungtiere nicht alleine (Solitärspiel), sondern zusammen mit ihren Wurfgeschwistern (Sozialspiel).

Die Geschlechtsreife erlangen die jungen Chinchillas frühestens im Alter von 5 bis 6, meistens jedoch erst im Alter von 8 Monaten. Da sie zu diesem Zeitpunkt aber noch nicht ihr volles Körpergewicht erreicht haben, ist es sehr wahrscheinlich, dass die wildlebenden Tiere sich in diesem Alter noch nicht an der Fortpflanzung beteiligen.

### 5.5.3 Signale und Kommunikation

Als sozial lebende Tiere verfügen Chinchillas über eine Vielzahl von Kommunikationsmöglichkeiten. Wie bei vielen anderen Säugetieren auch benutzen sie dazu die Körperhaltung (optische Kommunikation), Gerüche (olfaktorische Kommunikation) sowie Lautäußerungen (akustische Kommunikation). Außer über das Vorkommen und die Bedeutung der verschiedenen Lautäußerungen liegen bislang allerdings kaum systematische Untersuchungen für die verschiedenen Kommunikationsmöglichkeiten des Chinchillas vor. Dies betrifft insbesondere das Vorkommen verschiedener Drüsen und die Bedeutung der abgesonderten Sekrete im Hinblick auf deren Bedeutung für die Kommunikation.

**Olfaktorische Kommunikation** Wie schon im Kapitel 5.5.2 (siehe S. 151) erwähnt nutzen männliche Chinchillas einen Duftstoff beim Paarungsvor-



spiel. Da die Tiere dabei in auffälliger Weise den ausgestreckten Schwanz seitlich hin und her bewegen liegt die Vermutung nahe, dass der Duftstoff durch die Schwanzbewegung verteilt wird. Genauere Untersuchungen, aus welchen Drüsen der Duftstoff abgegeben wird, liegen bislang nicht vor.

Chinchillas scheinen ihr Revier – sofern sie denn überhaupt territorial sind (siehe Kapitel 5.5.1, S. 149) – nicht durch Duftmarken zu markieren. Eventuell grenzt eine Familiengruppe ihren Aktionsraum jedoch durch das Anlegen von gemeinschaftlich genutzten Kot- und Urinplätzen, sogenannten Latrinen, gegen andere Gruppen ab. Berichte über ein solches Verhalten im Freiland liegen zwar nicht vor, jedoch ist diese Art der Markierung bei sehr vielen felsbewohnenden Säugetieren weit verbreitet. Auch von den nahe verwandten Hasenmäusen oder Bergviscachas ist das Anlegen von Latrinen bekannt. Auch wenn diese nicht territorial sind und kein Revier verteidigen, so könnten die Latrinen doch dazu dienen, den Aktionsraum einer Familie gegenüber anderen Familien abzugrenzen. Eventuell trifft dies auch auf Chinchillas zu. Allerdings muss an dieser Stelle einschränkend erwähnt werden, dass von Chinchillas in menschlicher Obhut der Kot fast überall im Käfig abgesetzt wird (nur der Schlafplatz bzw. der Unterschlupf wird frei von Kot gehalten). Lediglich beim Urinieren ist zu beobachten, dass sich die Tiere dabei häufig auf eine bestimmte Stelle im Käfig konzentrieren. Um dieses Verhalten zu fördern (und damit die Reinigung des Käfigs zu erleichtern), kann beispielsweise ein Stein in den Käfig gelegt werden, auf dem die Tiere dann bevorzugt ihren Urin absetzen. Dies könnte ein Hinweis darauf sein, dass Chinchillas im Freiland zumindest so etwas wie Urin-Latrinen anlegen, welche dann wiederum zur Abgrenzung des Aktionsraums gegenüber Nachbargruppen dienen könnten (etwas Ähnliches ist von den ebenfalls felsbewohnenden, afrikanischen Klippschliefern (Gattung *Procavia*) bekannt). Da Chinchillas darüber hinaus mit einiger Mühe dazu gebracht werden können, auch zum Koten bestimmte Stellen des Käfigs aufzusuchen, ist nicht auszuschließen, dass die Tiere auch ihren Kot im Freiland nur an bestimmten Stellen abzusetzen.

Da die Männchen beim Paarungsvorspiel häufiger die Anogenitalregion des Weibchens beriechen (siehe Kapitel 5.5.1, S. 149), ist zu vermuten, dass die Männchen in irgendeiner Form (wahrscheinlich über den weiblichen Urin) abschätzen können, in welchem Stadium des Sexualzyklus sich das Weibchen befindet. Eventuell werden diese Informationen über das Jakobson'sche Organ (Vomeronasalorgan) des Männchens verarbeitet (dieses Organ ist bei vielen Nagetieren gut entwickelt).

Auch das gezielte Urinspritzen, welches nicht nur die Weibchen bei der Paarung zeigen, wenn sie allzu sehr von einem Männchen bedrängt werden (siehe Kapitel 5.5.1, S. 149), sondern von beiden Geschlechtern genutzt wird, wenn diese Angst empfinden, ist unter Umständen als ein Art olfaktorischer Kommunikation zu bewerten, da durch den Geruch des in kritischen Situationen freigesetzten Urins andere Gruppenmitglieder gewarnt werden könnten. Weiterhin dient das gezielte Anspritzen eines potentiellen Fressfeindes eventuell zu dessen Abschreckung.

Wenn sich die Tiere erschrecken bzw. als Abwehrreaktion auf einen potentiellen Beutegreifer, sollen Chinchillas ein stark riechendes Sekret aus den Analdrüsen abgeben.

Unter Umständen dienen auch die Sandbadeplätze (siehe Kapitel 5.3.1, S. 139) als Übermittler geruchlicher Signale. Da die Tiere beim Sandbaden intensiv mit dem Substrat in Berührung kommen, ist es sehr wahrscheinlich, dass dabei auch Geruchsstoffe auf das Substrat übertragen werden. Dass solche Sandbadeplätze auch als Markierplätze dienen, ist zumindest von anderen, sandbadenden Säugetieren bekannt. Generell ist eine Kommunikationsfunktion sehr wahrscheinlich, da solche Plätze wiederholt und oft auch nicht nur von einem einzelnen Tier aufgesucht werden.

Abgesehen von den oben genannten Vermutungen liegen weitere Informationen über eine olfaktorische Kommunikation beim Chinchilla bislang nicht vor.

**Optische Kommunikation** Viele Säugetiere kommunizieren neben der Produktion von Duft-

stoffen oder bestimmten Lauten ebenfalls auch über die Körperhaltung. Hierin macht auch das Chinchilla keine Ausnahme. Die oben bereits erwähnte seitliche Bewegung des Schwanzes bei der Abgabe des Duftstoffes während des Paarungsvorspiels durch das Männchen, könnte neben der Verteilung des Duftstoffes auch noch einen optischen Auslöser für das Weibchen darstellen.

Eine typische Körperbewegung des Chinchillas, die Unmut über eine bestimmte Situation ausdrücken soll, ist das Kopfschütteln, welches als ein defensives, agonistisches Verhalten gewertet wird. Dies wird häufig dann gezeigt, wenn ein Tier von einem anderen beim Fressen oder während einer Ruhephase bedrängt wird. Begleitet wird das Kopfschütteln häufig von einer schnalzenden Lautäußerung (siehe unten).

Auch das Sträuben der Schwanzhaare gilt als ein defensives, agonistisches Signal, welches ebenfalls zur Abwehr eines anderen Tieres eingesetzt wird. Dabei wird das Gegenüber häufig auch direkt mit dem Blick fixiert, was bereits als leichte Drohung anzusehen ist.

Als eindeutige Drohung gilt wie bei vielen anderen Nagetieren auch das Aufrichten auf den Hinterextremitäten, ein leichtes Vorbeugen auf den Opponenten zu, ein leichtes Anheben des Kopfes sowie das Öffnen des Mundes und damit das Entblößen der Schneidezähne. Zusätzlich legen die Chinchillas die Ohrmuscheln und Vibrissen seitlich an den Kopf an, was bei der Größe der Ohren bzw. der Länge der Vibrissen ein recht auffälliges, optisches Signal darstellt. Auch hierbei werden meistens noch die Schwanzhaare gesträubt. Das Aufrichten auf die Hinterextremitäten und das Sträuben der Schwanzhaare hat wahrscheinlich die Funktion, das Tier größer erscheinen zu lassen und den Gegner einzuschüchtern. In ähnlicher Weise wirkt das Entblößen der Schneidezähne, mit der eine Beißintention angezeigt und die Zähne als mögliche Waffen präsentiert werden.

Eine ähnliche Körperhaltung nehmen manche Tiere in menschlicher Obhut auch dann ein, wenn vom Halter versucht wird, das Tier einzufangen. In einer solchen Situation ist damit zu rechnen, dass

sich das Tier zur Wehr setzen und wahrscheinlich zubeißen wird.

**Akustische Kommunikation** Chinchillas verfügen als sozial lebende Nagetiere über eine ganze Reihe von Lautäußerungen, die zur Kommunikation eingesetzt werden. Eine systematische Untersuchung der akustischen Kommunikation wird beim Chinchilla dadurch erschwert, dass viele dieser Laute sehr leise und daher schwer zu analysieren sind (z.T. bereitet schon die Aufnahme solcher Rufe auf Grund ihrer geringen Lautstärke Schwierigkeiten).

Der überwiegende Teil der bislang beschriebenen und analysierten Laute der Chinchillas wird in einem sozialen Kontext geäußert, was den sozialen Charakter dieser Art weiter unterstreicht.

Wie neuere Untersuchungen gezeigt haben, können auch Chinchillas andere Tiere individuell an deren Stimme erkennen. Dabei wird die Individualisierung einer Lautäußerung nach Meinung einiger Autoren über Unterschiede in der Zeitstruktur (z.B. die Länge des Gesamtlautes oder die Dauer einzelner Bestandteile eines Lautes) oder durch Variationen im Abstand, mit dem zwei Laute aufeinander folgen, erreicht. Andere Autoren sind dagegen der Meinung, dass eine Stimmindividualisierung über eine Variation der Frequenz-Struktur des Rufes erreicht wird und dass Veränderungen in der zeitlichen Charakteristik des Rufes eher dazu genutzt werden, um beispielsweise Informationen über die Art und Dringlichkeit der Bedrohung zu vermitteln (zumindest wurde dies für das in Nordamerika beheimatete Gelbbauchmurmeltier *Marmota flaviventris* so festgestellt). Wie genau Chinchillas die individuelle Stimmerkennung realisieren ist bislang noch ungeklärt.

Eine relativ auffällige, laute und schrille Lautäußerung ist der Alarmruf des Chinchillas, der aus einer rhythmischen Folge von 3 bis 5 Einzellaute besteht und geäußert wird, wenn eines der Tiere einen potentiellen Beutegreifer gesichtet oder sich erschreckt hat (letzteres vor allen Dingen bei Tieren in menschlicher Obhut). Der Laut erinnert entfernt an das Bellen eines Hundes und wird im englischen Sprachgebrauch daher mitunter auch als

„bark“ (dtsh.: Bellen) oder „growl“ (dtsh.: Knurren, Brummen) oder lautmalerisch als „ow unit“ bezeichnet. Als Reaktion löst dieser Ruf eine Flucht bei allen Tieren in Hörweite (nicht nur den Mitgliedern einer Familiengruppe) aus.

Bei Untersuchungen an Tieren in menschlicher Obhut konnte beobachtet werden, dass die Gruppenmitglieder bei dem Alarmruf meistens bemüht waren eine erhöhte Position im Käfig zu erreichen (Tiere, die auf dem Boden saßen, versuchten die erhöht angebrachten Sitzbretter an den Käfigwänden zu erreichen). Je öfter der Einzellauf von dem rufenden Tier wiederholt wurde, desto dringlicher schien die Warnung zu sein, da die Gruppenmitglieder bei häufigerer Wiederholung den Schutz der Schlafhäuschen aufsuchten, während sie bei Einzelaufen zunächst nur auf die Sitzbretter flüchteten. Ob die Tiere auch im Freiland bei einem Alarmruf immer eine erhöhte Sitzposition aufsuchen, ist nicht bekannt. Bei den oben geschilderten Laborversuchen könnte die „Flucht nach oben“ auch dadurch ausgelöst worden sein, dass sich die Schlafhäuschen ebenfalls auf den Sitzbrettern befanden. Demnach würde ein in geringer Intensität geäußertes Alarmruf zunächst also eher eine Flucht in Richtung auf einen sicheren Unterschlupf (und damit eine Verkürzung des verbleibenden Fluchtweges bis zum Versteck) und bei höherer Intensität eine Flucht in den Unterschlupf selber bewirken. Im Freiland macht zumindest das Aufsuchen eines erhöhten Sitzplatzes wenig Sinn, wenn sich das Tier dadurch von einem sicheren Unterschlupf entfernt und dann, falls die Gefahr weiter zunimmt, eventuell einen weiteren Fluchtweg zurücklegen müsste. Das Aufsuchen eines exponierten Sitzplatzes würde außerdem auch noch die Wahrscheinlichkeit erhöhen, von einem potentiellen Beutegreifer entdeckt zu werden.

Jungtiere beherrschen den Alarmruf bereits ab etwa dem 13. Lebenstag. Erwähnenswert ist in diesem Zusammenhang noch, dass Muttertiere zumindest bei den Laborversuchen bei Ertönen eines Alarmrufs ihre Jungtiere nicht verlassen haben, sondern in deren Nähe blieben.

Es ist nicht bekannt, ob bei den Alarmrufen der Chinchillas eine funktionelle Referenz ausge-

bildet ist, das heißt, es ist unklar, ob es unterschiedliche Alarmrufe für unterschiedliche Beutegreifer gibt (dies wird als Ruf-Spezifität bezeichnet) und ob sich die Reaktion der Tiere auf solche unterschiedlichen Alarmrufe unterscheidet (dies wird dann Reaktions-Spezifität genannt). Eine Ruf-Spezifität ist für eine Reihe von Nagetieren nachgewiesen (z.B. beim Alpenmurmeltier *Marmota marmota*, beim Rothörnchen *Tamiasciurus hudsonicus* und beim Gunnisons Präriehund *Cynomys gunnisoni*). Dagegen liegen kaum Beobachtungen zur Reaktions-Spezifität auf solche Alarmrufe vor (allerdings haben Nagetiere außer der Flucht wohl auch kaum eine Möglichkeit auf eine potentielle Bedrohung zu reagieren).

Im Kontext des defensiven, agonistischen Verhaltens sind beim Chinchilla zwei Lautäußerungen bekannt, der Schnalzlaut und der Abwehrlaut, die mit zu den am häufigsten geäußerten Lauten gehören.

Die als Schnalzlaut bezeichnete Lautäußerung wird vom Chinchilla meistens als Einzellauf, bei zunehmender Erregung (d.h., wenn das andere Tier nicht reagiert) auch als eine arhythmische Folge von 2 bis 8 Einzellaufen hervorgebracht. Zu hören ist dieser Laut bei direktem Körperkontakt zweier Tiere, wenn ein Tier von dem anderen beispielsweise beim Fressen oder Ruhen bedrängt wird. Häufig wird dabei auch als ein Zeichen des Unmuts der Kopf geschüttelt (siehe optische Kommunikation). Mitunter ist der Schnalzlaut auch bei der sozialen Fellpflege zu hören, wenn das pflegende Tier bei der Fellpflege zu fest zubeißt. Jungtiere können in dieser Situation bereits ab dem ersten Lebenstag diesen Laut von sich geben. Auch Muttertiere äußern beim Säugen der Jungtiere manchmal den Schnalzlaut, wenn die Jungtiere, deren Schneidezähne bereits bei der Geburt voll entwickelt sind, beim Säugen zu feste zubeißen. Weiterhin ist auch von paarungsunwilligen Weibchen gegenüber sehr aufdringlichen Männchen der Schnalzlaut zu hören. Versucht der Halter sein Chinchilla zu ergreifen, äußert das Tier manchmal auch hierbei einen Schnalzlaut.

Der Abwehrlaut, der manchmal in Kombination mit dem Schnalzlaut gebraucht wird, wird im Gegensatz zu diesem eher auf einer größeren Di-

stanz eingesetzt. In der englischsprachigen Literatur wird diese Lautäußerung manchmal lautmale- risch mit einem „*Eek Eek*“<sup>44</sup> umschrieben. Nähert sich beispielsweise ein Tier einem ruhenden Tier oder einem Tier beim Sandbad, so lässt dieses den Abwehrlaut hören. In der Regel entfernt sich das andere Tier dann wieder. Umgekehrt kann auch das sich annähernde Tier einen Abwehrruf äußern, woraufhin das ruhende Tier dann den Ruheplatz oder das sandbadende Tier das Sandbad verlässt. Diese Lautäußerung ist also als Aufforderung zur Einhaltung der Individualdistanz zu verstehen. Die Äußerung des Abwehrlautes ist mit einer typischen Körperhaltung verbunden, bei der das andere Tier direkt angeschaut wird (eine Form des Drohens), der Schwanz gerade nach hinten gestreckt und die Schwanzhaare gesträubt werden (siehe auch optische Kommunikation). Wenn das sich nähernde Tier auf den Abwehrlaut nicht reagiert, dann wird bei weiterer Annäherung häufig zum Schnalzlaut gewechselt.

Als zwei Lautäußerungen des Chinchillas, die als offensiv agonistisch gewertet werden, gelten der Schrei und das Zähnewetzen. Beim Schrei (engl.: *cry* oder *squeal*) handelt es sich um einen relativ lang andauernden Einzellaut, der bei großer Erregung bis zu dreimal wiederholt werden kann. Zu hören ist diese Lautäußerung beispielsweise von Muttertieren, die ihre Jungtiere gegenüber anderen Weibchen verteidigen oder auch bei der Auseinandersetzung zweier Männchen. Ein schreiendes Tier dreht sich in Richtung auf den Opponenten, richtet sich auf die Hinterextremitäten auf, beugt den Oberkörper leicht nach vorn, öffnet bei angehobenem Kopf leicht den Mund und präsentiert die Schneidezähne. Die Ohrmuscheln und Vibrissen werden an den Kopf angelegt und die Schwanzhaare gesträubt (vergleiche die Ausführungen zur optischen Kommunikation).

Beim Zähnewetzen handelt es sich um einen Instrumentallaut, bei dem in schneller Folge die oberen und unteren Schneidezähne aneinander gerieben werden. Dieser Laut gilt allgemein bei Nagetieren als ein Drohlaut. In manchen Abhandlungen ist für diese Art der Lauterzeugung der Begriff „Zähneknirschen“ zu finden, was aber eine unzureichende Bezeichnung ist, da unter Zähneknirschen eher

das langsame Aneinanderreiben der Backenzähne verstanden wird. Eine solche knirschende Lautäußerung gibt es auch beim Chinchilla, wobei dies aber ein Ausdruck für Zufriedenheit ist, also in einem ganz anderen Kontext gebraucht wird als das Zähnewetzen. Beim Zähnewetzen wird die gleiche Körperhaltung wie bei der Lautäußerung „Schrei“ eingenommen. Häufig verteidigen die Muttertiere ihre Jungtiere auch durch Zähnewetzen gegenüber anderen Weibchen. Auch gegenüber dem Menschen wird diese Lautäußerung gebraucht, etwa wenn versucht wird, ein Tier einzufangen. Nicht selten kann es vorkommen, dass das Tier zubeißt, wenn ein solches drohendes Zähnewetzen vom Halter ignoriert wird.

Im Zusammenhang mit dem Kontaktverhalten der Chinchillas sind bislang drei verschiedene Lautäußerungen bekannt, die in unterschiedlichem Kontext und von verschiedenen Altersklassen eingesetzt werden.

Zwischen den erwachsenen Tieren wird häufig eine als Lockruf interpretierte Lautfolge ausgetauscht, die mit anderen Lauten (Positions- und Sexuallaut, siehe unten) kombiniert werden kann. Der Lockruf wird häufig dann ausgestoßen, wenn ein Tier einen neuen, unbekanntem Gegenstand (z.B. eine neue Nahrungsquelle) im Aktionsraum der Gruppe entdeckt hat. Wenn ein anderes Gruppenmitglied diesen Ruf vernimmt, so setzt es sich auf, wittert und läuft dann auf das rufende Tier zu. In der Regel erfolgt dann ein Naso-nasal-Kontakt. Auch beim Paarungsvorspiel (siehe auch den Abschnitt zur optischen Kommunikation) wird der Lockruf geäußert und zwar in der Regel vom Männchen, wenn das Weibchen außer Sichtweite gerät.

Wenn die Jungtiere bei der Mutter saugen, so lassen sie einen sehr leisen, sogenannten Sauglaut hören, der nach der Entwöhnung im Alter von 4 bis 6 Wochen nicht mehr geäußert wird. Das Muttertier bleibt ruhig sitzen wenn es den Sauglaut ihrer Jungtiere vernimmt, hält die Augen halb geschlossen und den Kopf gesenkt.

Bei Kontaktaufnahme eines adulten Tieres mit einem Jungtier (in der Regel inspizieren die erwachsenen Tiere bei Kontaktaufnahme als erstes

die Anogenitalregion des Jungtiers) ist von letzteren häufig der relativ laute Jungtierkontaktlaut zu hören. Zum Teil bewirkt dies, dass das Muttertier auf das Jungtier aufmerksam wird und herbeiläuft. Weder von der Mutter noch vom Vater wird dabei jedoch die Kontaktaufnahme eines fremden erwachsenen Tieres zum eigenen Jungtier unterbunden. Diese Duldung der Kontaktaufnahme zu den eigenen Jungen betrifft in erster Linie erwachsene Gruppenmitglieder. Da die Untersuchungen hierzu jedoch an gekäfigten Tieren durchgeführt wurden, ist nicht bekannt, wie die Mutter auf die Annäherung eines gruppenfremden Tieres reagiert. Diese Form eines Kontaktlautes ist von den Chinchillas nur bis zu einem Alter von etwa 10 Wochen zu hören, danach nicht mehr. Es wird vermutet, dass Chinchillas Jungtierkontaktläute individuell unterscheiden können.

Im Zusammenhang mit dem Erkundungsverhalten der Chinchillas ist häufig ein sogenannter Positionslaut von den Tieren zu hören. Im englischen Sprachgebrauch wird dieser Ruf lautmalerisch mit „*Nyak Nyak*“ umschrieben oder zum Teil auch lautbeschreibend als „*hoot unit*“ (engl.: hupen, tuten) bezeichnet. Neben dem Schnalz- und dem Abwehrlaut ist dies die am häufigsten geäußerte Lautfolge bei den Chinchillas. Es handelt sich hierbei um einen relativ leisen Laut, der wiederholt (bis zu 28-mal) in unregelmäßigen zeitlichen Abständen von den Tieren zu hören ist. Der Positionslaut wird von allen Altersklassen geäußert und ist am häufigsten von den Tieren zu vernehmen, die das meiste Explorationsverhalten zeigen. Unter Umständen handelt es sich bei diesem Positionslaut um einen Stimmföhlungs-laut, mit dem die Mitglieder einer Gruppe untereinander im Gelände in Kontakt bleiben auch wenn sie sich nicht sehen können. In der Regel erfolgt von den erwachsenen Gruppenmitgliedern keine direkte Reaktion auf den Positionslaut eines anderen Gruppenmitglieds. Anders ist dies bei den Jungtieren, die auf die Mutter zulaufen, wenn diese nach einer Zeit der Abwesenheit zu ihren Jungtieren zurückkommt und dabei den Positionslaut äußert. Jungtiere lassen den Positionslaut ab einem Alter von etwa 10 Wochen hören. Auch für diesen Lauttyp wird vermutet, dass es individuelle Unterschiede gibt und dass die Tiere unterscheiden können, von welchem Gruppenmitglied der Positi-

onslaut geäußert wird (da aber von den Tieren keine erkennbare Reaktion auf den Positionslaut erfolgt, ist es schwierig zur individuellen Unterscheidung Aussagen zu treffen).

Als letzte Lautäußerung sei an dieser Stelle noch der Sexuallaut erwähnt. Hierbei handelt es sich um eine rhythmische Lautfolge aus drei verschiedenen Lauten, die zum Teil in Kombination mit dem Lockruf von den Chinchillas verwendet wird. Im Englischen wird diese Lautfolge auch mit „*coos*“ umschrieben, da der Sexuallaut nach Meinung einiger Autoren an den Ruf von Tauben erinnern soll. Der Sexuallaut wird beim Paarungsvorspiel und hier am häufigsten vom männlichen Tier geäußert. Dabei nimmt das rufende Männchen eine typische Körperhaltung ein, bei der es sich auf den Hinterextremitäten aufrichtet, den gestreckten Schwanz seitlich hin und her bewegt und dabei einen Duftstoff abgibt (siehe auch die Abschnitte optische und olfaktorische Kommunikation). Seltener ist dieser Laut beim Paarungsvorspiel auch vom Weibchen zu hören, wobei dieses jedoch nicht die bei den Männchen typische Körperhaltung einnimmt und auch keinen Duftstoff abgibt. Wenn das Männchen den Sexuallaut – häufig in Kombination mit dem Lockruf – äußert, so bewirkt dies, dass das unworbene Weibchen auf das rufende Männchen zuläuft. Umgekehrt erfolgt aber vom Männchen keine Reaktion auf ein rufendes Weibchen.

## 5.6 Haltungsverwaltung

Wenn die in diesem Kapitel angesprochenen Besonderheiten beachtet werden, dann stellen die Chinchillas eine relativ einfach zu haltende Tierart dar. Eine Einschränkung muss allerdings im Bezug auf den Aktivitätsrhythmus der Tiere gemacht werden. Es sollte dem Halter im Vorfeld klar sein, dass Chinchillas ähnlich wie Gold- und die hier besprochenen Zwerghamster nachtaktiv sind und tagsüber möglichst nicht gestört werden möchten.

Auch für die Haltung der Chinchillas gilt, dass sie umso mehr Aspekte ihres natürlichen Verhaltens zeigen, je abwechslungsreicher und naturnäher der Käfig ausgestattet ist (*environmental enrichment*). Je mehr die Tiere ihr natürliches Verhalten ausleben können, desto interessanter macht dies die Tie-

re dann auch für ihren Halter. Dies sollte man sich bei der Einrichtung der Gehege und der Haltung der Tiere immer vor Augen führen.

### 5.6.1 Vergesellschaftung mehrerer Tiere

Ähnlich wie Kaninchen und Meerschweinchen sind auch die Chinchillas sozial lebende Tiere und sollten daher niemals alleine gehalten werden. Auch wenn sich der Halter intensiv um ein einzeln gehaltenes Tier kümmert, kann er einen Sozialpartner niemals völlig ersetzen. Nur in der Gruppe können die Tiere die Gesamtheit ihrer sozialen Bedürfnisse ausleben und nur dann werden sie ihr vollständiges Verhaltensrepertoire zeigen und sie so zu einem interessanten Heimtier für den Halter machen. Dies sollte bereits bei der Anschaffung der Tiere – nicht zuletzt auch wegen des Platzbedarfs (siehe Kapitel 5.6.2, S. 161) – berücksichtigt werden.

Die wenigsten Probleme werden bei der paarweisen Haltung eines Männchens mit einem Weibchen auftreten. Um nicht gewollten Nachwuchs zu vermeiden, sollte das Männchen dazu vorher kastriert werden. Geschieht dies nicht, so ist über kurz oder lang mit Nachwuchs zu rechnen. Auch wenn Chinchillas im Jahr nur maximal 3 Würfe mit im Durchschnitt 2 Jungtieren pro Wurf zur Welt bringen, so werden doch ziemlich schnell Probleme bei der Unterbringung der Tiere auftreten. Wenn sich die Mitglieder einer Familiengruppe anfänglich auch sehr gut verstehen und problemlos in einem Gemeinschaftsgehege gehalten werden können, so kommt es doch häufig dann zu Problemen, wenn die Jungtiere selber erwachsen werden. In einem solchen Fall müssen die Tiere dann voneinander getrennt werden, um das Risiko von Verletzungen oder auch Todesfällen zu vermeiden.

Eine Haltung von eingeschlechtlichen Gruppen – also entweder nur Männchen oder nur Weibchen – ist nach Erfahrungen vieler Halter ebenfalls möglich. In einem solchen Fall muss allerdings darauf geachtet werden, dass die Tiere keinerlei Kontakt zu erwachsenen und geschlechtsreifen Tieren des anderen Geschlechts haben, da es sonst innerhalb der Gruppe über kurz oder lang zu aggressiven Handlungen kommen wird. Dabei müssen die Tie-

re nicht unbedingt direkten Zugang zu Tieren des anderen Geschlechts haben, sondern es reicht mitunter schon aus, wenn sich in demselben Raum ein weiterer Käfig mit anderen Tieren befindet. Auch sollte die Zusammenstellung einer solchen eingeschlechtlichen Gruppe mit möglichst jungen, noch nicht geschlechtsreifen Tieren erfolgen, da sich ältere Chinchillas nur schlecht aneinander gewöhnen lassen. Aber selbst wenn diese Anforderungen erfüllt sind und die Tiere eine ganze Zeit lang harmonisch zusammen gelebt haben, kommt es oftmals zu Streitigkeiten, wenn die Gruppenmitglieder selber geschlechtsreif werden.

Gruppenzusammensetzungen die so gut wie immer zu Problemen führen sind Kombinationen aus einem Männchen mit mehreren Weibchen oder einem Weibchen mit mehreren Männchen. Dies führt zumindest bei dem beschränkten Raumangebot üblicher Heimtierhaltungen fast immer dazu, dass sich bei Eintreten der Geschlechtsreife im ersten Fall die Weibchen und im zweiten Fall die Männchen zum Teil heftige Kämpfe liefern. Zwar wird auch in der kommerziellen Haltung in der Regel ein Männchen mit mehreren Weibchen zusammen gehalten, dann sind die Käfige allerdings so angelegt, dass die Weibchen in getrennten Käfigen untergebracht sind und diese durch Anlegen einer Halskrause auch nicht verlassen können, während das Männchen keine Halskrause trägt und die Käfige der Weibchen ungehindert betreten oder verlassen kann (es sollte sich von selbst verstehen, dass eine solche Haltungsförm für die Heimtierhaltung nicht in Frage kommt). Meistens wird dem Männchen aber spätestens der Zutritt zu einem Weibchen verwehrt, wenn dieses Jungtiere geworfen hat, da die Mütter mitunter auch gegen den Vater ihres Wurfes recht aggressiv werden können.

Beim Zusammenstellen einer neuen Gruppe sollten ein paar grundlegende Dinge beachtet werden. Wenn die Tiere noch nicht die Geschlechtsreife erreicht haben, dann klappt die Vergesellschaftung in der Regel wesentlich einfacher als bei ausgewachsenen, geschlechtsreifen Tieren. Wenn bereits Chinchillas gehalten werden, zu denen neue Tiere zugesetzt werden sollen, so sollten die neuen Tiere auf keinen Fall einfach zu den bereits vorhandenen in deren Käfig gesetzt werden. Besser ist es, alle Tie-



re an einem „neutralen“ Ort, den keines der Tiere als sein „Revier“ betrachtet und eventuell vorher markiert hat, erstmalig zusammensetzen. Dies gilt insbesondere dann, wenn versucht werden soll, die neue Gruppe aus bereits erwachsenen Chinchillas aufzubauen. Manchmal hilft es auch, die neuen Tiere mit der Einstreu aus dem Käfig (am besten aus der Ecke, in der die bereits vorhandenen Chinchillas bevorzugt ihren Urin absetzen) abzureiben, damit die ein gemeinschaftlicher Geruch entsteht (Gruppengeruch). Auf jeden Fall müssen die Chinchillas während der Eingewöhnungsphase ständig vom Halter beobachtet werden, damit nötigenfalls, das heißt wenn es zu Beißereien kommt, schnell eingegriffen werden kann. Mitunter kommt es trotz aller Bemühungen vor, dass sich die Chinchillas untereinander nicht verstehen. In einem solchen Fall sollte im Interesse der Tiere von einer Vergesellschaftung Abstand genommen werden.

In einigen Beiträgen, die sich mit der Haltung von Chinchillas beschäftigen, wird mitunter von einer Methode zur „Zwangsgesellschaftung“ von Tieren berichtet, die sich mit der oben beschriebenen Vorgehensweise nicht aneinander gewöhnen lassen. Bei dieser – aus Sicht des Tierschutzes mehr als fragwürdigen Methode – sollen die Chinchillas in eine enge, dunkle Kiste gesperrt werden und durch das gezielte Hervorrufen von Angst (die Kiste schütteln oder in den Kofferraum eines Autos stellen) zwangsweise aneinander gewöhnt werden. Durch das Angstempfinden wird der Fluchtinstinkt ausgelöst, was wiederum dazu führt, dass das aggressive Verhalten, welches letztendlich eine Vergesellschaftung der Tiere erschwert, unterdrückt wird. Es sollte sich von selbst verstehen, dass eine solche Vorgehensweise unter gar keinen Umständen in Erwägung gezogen werden sollte! Wenn die Tiere „entschieden“ haben, dass sie nicht zueinander passen, dann sollte man dies als verantwortungsbewusster Halter akzeptieren und nicht versuchen, eine Vergesellschaftung zu erzwingen.

### 5.6.2 Unterbringung der Tiere

Wie schon zum Anfang dieses Kapitels angedeutet, sollte bei der Wahl des Käfigstandortes berücksichtigt werden, dass Chinchillas überwiegend nachtaktiv sind. Der Käfig sollte also so gewählt

werden, dass zum Einen die Tiere tagsüber während ihrer Ruhephase nicht ständig gestört werden und zum Anderen der Halter und seine Familie des Nachts nicht durch die Aktivitäten der Tiere, die in der Regel mit einer nicht unerheblichen Geräuschentwicklung verbunden sind, wach gehalten werden.

Der Käfigstandort sollte nicht der direkten Sonne (Chinchillas sind auf Grund ihres dichten Fells sehr hitzeanfällig) und keiner Zugluft ausgesetzt sein, obwohl allerdings für eine ausreichende, zugfreie Belüftung gesorgt sein sollte. Die Umgebungstemperatur sollte auf Dauer 25 °C nicht übersteigen und die relative Luftfeuchtigkeit sollte zwischen 30 und 50 % betragen. Als absolute Temperaturobergrenze gelten 32 °C – bei sehr hoher Luftfeuchtigkeit ist diese Obergrenze entsprechend niedriger anzusetzen. Auch niedrige Temperaturen können ein Problem darstellen, vor allen Dingen wenn es kalt und feucht ist (die Tiere neigen dann zu Lungenentzündungen).

Über die empfohlene Käfiggröße liegen unterschiedliche Angaben vor. In der letzten Fassung der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzV in der Änderung vom 1. Oktober 2009) wird bei der kommerziellen Chinchillahaltung pro Tier eine Mindestkäfiggröße von 0,5 m<sup>2</sup> bei einer Käfighöhe von mindestens 1 m vorgegeben. Für jedes Jungtier müssen nach dem Absetzen mindestens weitere 0,3 m<sup>2</sup> zur Verfügung stehen bzw. muss die Grundfläche für alle Tiere 1 m<sup>2</sup> betragen, sofern die Jungtiere im Käfig des Muttertiers verbleiben. Dies sind gesetzliche Vorgaben, die für eine kommerzielle Zucht der Chinchillas gelten. Für eine private Haltung sollte jedoch ein größeres Platzangebot angestrebt werden, welches dem hohen Bewegungsbedürfnis der Tiere Rechnung trägt. Als Richtwert kann gelten, dass die Käfiggröße für zwei Tiere etwa eine Grundfläche von 1,2 – 1,5 m<sup>2</sup> bei einer Käfighöhe von 1,5 – 1,8 m (erleichtert die Käfigreinigung) aufweisen sollte. Die Käfighöhe kann von den Tieren natürlich nur dann genutzt werden, wenn als zusätzliche Käfigeinrichtung Sitzbretter in unterschiedlicher Höhe angebracht werden. Diese Plattformen werden sehr gerne genutzt und auch wenn sich die Tiere erschrecken, suchen sie – zumindest in menschlicher Obhut – höher gelegene Sitzmöglichkeiten auf (siehe Kapitel 5.5.3, S. 154).

Zum Teil ist in einigen Berichten von Stürzen beim Anspringen der Sitzbretter zu lesen, was mit dem schlechten Sehvermögen und dem Unvermögen der Chinchillas, Entfernungen richtig abzuschätzen, erklärt wird. Diese Erklärung ist bei einem Tier, welches sich in seinem natürlichen Lebensraum hauptsächlich zweibeinig springend in unwegsamem, steinigem Gelände fortbewegt, sicherlich so nicht richtig (vergleiche auch Kapitel 5.3.1, S. 139). Könnten die Chinchillas Entfernungen nicht richtig einschätzen, so wären sie im Freiland eine sehr leichte Beute von Fressfeinden oder würden sich bei ihrer springenden Fortbewegungsweise ständig Verletzungen zuziehen. Eine mögliche Erklärung für solche Abstürze ist wohl eher in der Beschaffenheit der Käfigausstattung zu suchen. So sind beispielsweise die Sitzgelegenheiten, die von den Tieren angesprungen werden, oftmals aus glattgehobelten Holzbrettern gefertigt. Die Handinnenflächen und Fußsohlen der Chinchillas sind mit dicken Schwielenpolstern ausgestattet, die den Tieren auf dem natürlichen Untergrund im Freiland (Felsen) bei einem Sprung sicheren Halt geben. Dies gilt jedoch nicht unbedingt für die glatten Holzbretter und Stürze werden eventuell dadurch ausgelöst, dass die Tiere auf den Sitzbrettern ausrutschen. Abhilfe könnte in einem solchen Fall durch das Aufrauen der Holzoberfläche geschaffen werden. Denkbar wäre auch, dass Probleme beim Anvisieren eines Sitzbretts und beim Abschätzen der Distanz dadurch entstehen, dass die Brettstärke in der Regel nur 1 – 2 cm beträgt und die Bretter somit kaum eine dreidimensionale Struktur aufweisen, sondern sich den Tieren – zumindest aus bestimmten Perspektiven heraus – nur als ein „Strich“ darstellen, dessen räumliche Entfernung unter Umständen nur schlecht abgeschätzt werden kann. Dickere Bretter oder das Anbringen einer dickeren Holzleiste am Rand des Sitzbretts wären in einem solchen Fall vielleicht hilfreich. Bei den hier gemachten Überlegungen handelt es sich allerdings nur um Vermutungen zu einer möglichen Erklärung für das Abstürzen einiger Chinchillas. Bei sehr hohen Käfigen kann ein Zwischenboden eingezogen worden, um die Fallhöhe bei einem eventuellen Sturz zu begrenzen (gleichzeitig wird so auch die Grundfläche des Käfigs vergrößert).

Ein großzügig bemessener Käfig bietet dem Halter mehr Möglichkeiten, den Innenraum möglichst artgerecht einzurichten, wobei Einrichtungsgegenstände aus natürlichen Materialien immer der Vorzug vor künstlichen gegeben werden sollte. Besonders auf sogenanntes „Spielzeug“ aus Kunststoff in grellen Farben sollte vollständig verzichtet werden, nicht zuletzt weil die Tiere dieses Material zernagen werden und dann eventuell Kunststoffspäne verschlucken, die dann wiederum zu Verdauungsproblemen führen können. Viel geeigneter als Beschäftigungsmöglichkeit sind Kork- oder Tonröhren mit entsprechendem Durchmesser (mindestens 12 cm damit die Tiere nicht stecken bleiben). Dicke Äste, die schräg vom Boden zu einem Sitzbrett reichen, werden gerne zum Klettern benutzt und können darüber hinaus auch noch von den Tieren benagt werden. Bei der Verwendung von Ästen ist darauf zu achten, dass diese entgegen ihrer natürlichen Wuchsrichtung im Käfig angebracht werden, so dass eventuell vorhandene Astgabeln nach unten zum Boden zeigen. Ansonsten kann es vorkommen, dass sich die Tiere in einer Astgabel einklemmen und verletzen können. Als Holz eignen sich ungespritzte Obstbäume, Haselnuss oder verschiedene Weichhölzer wie beispielsweise Weide oder Pappel.

Auch Steine eignen sich als Einrichtungsgegenstände zumindest für den Boden des Käfigs. Wenn ein Unterschlupf aus Steinen gebaut wird, dann muss nur darauf geachtet werden, dass die Steine sicher aufeinander liegen und nicht verrutschen und ein Tier unabsichtlich einklemmen können. Ein Stein in einer Käfigecke wird häufig dazu genutzt, um Urin darauf abzusetzen. So lässt sich relativ einfach eine Stelle des Käfigs zu einer Latrine umfunktionieren, die dann regelmäßig gereinigt werden kann, ohne dass gleich die gesamte Einstreu des Käfigs gewechselt werden muss.

Als Einstreu eignet sich herkömmliche Kleintierstreu, die in einer Dicke von etwa 2 – 3 cm auf dem Käfigboden ausgebracht werden sollte. Manche Halter bevorzugen dagegen Einstreu aus Hanf, Leinen, Mais oder zerkleinertem und pelletiertem Altpapier. Andere Halter wiederum warnen besonders vor Maisstreu, welches Allergien bei den Chinchillas hervorrufen soll, und vor Altpapierpellets, da diese Reste von Klebern, Tinte oder Toner ent-

halten können, die als gesundheitlich bedenklich für die Chinchillas gelten, wenn diese die Altpapierpellets verschlucken. Auch zu Katzenstreu als Einstreumaterial gibt es unterschiedliche Meinungen. Einige Halter halten es für geeignet, sofern es sich dabei um nicht parfümierte und nicht klumpende Katzenstreu handelt. Andere lehnen dieses Material ab, weil die Katzenstreu für gesundheitsschädliche gehalten wird, wenn die Tiere es verschlucken. Da es die oben bereits genannten Alternativen aus natürlichen Materialien gibt, sollte deshalb zur Sicherheit auf die künstliche Katzenstreu besser verzichtet werden.

Die komplette Einstreu sollte etwa einmal wöchentlich gewechselt werden, wenn der Käfig in den oben angegebenen Maßen von zwei Tieren bewohnt wird. Die Einstreu in der Käfigecke, in der die Tiere bevorzugt ihren Urin absetzen, ist häufiger zu wechseln.

Essentiell ist weiterhin ein Unterschlupf für die Tiere – bei einer Gruppenhaltung am besten für jedes Tier einen eigenen. Auch wenn das Material benagt und nicht ewig halten wird, so sollte der Unterschlupf aus unbehandeltem Holz gefertigt werden. Auf bunt lackierte Kunststoffhäuser sollte dagegen verzichtet werden, da die Tiere den Kunststoff benagen werden und dabei eventuell Kunststoffspäne verschlucken können. Der Eingang muss mindestens einen Durchmesser von 12 cm haben und der gesamte Kasten sollte etwa eine Länge und Breite von 30 cm und eine Höhe von 20 cm aufweisen. Zur einfachen Reinigung ist es sinnvoll, wenn der Deckel aufklappbar oder abnehmbar ist. Da die Tiere das Holz benagen werden, ist der Holzkasten regelmäßig auf eventuelle Verletzungsgefahren hin zu untersuchen (herausragende Holzsplitter) und gegebenenfalls zu ersetzen. Wenn die Holzkästen auf den Sitzbrettern aufgebaut werden, dann müssen die Kästen auf den Brettern befestigt werden, da sie ansonsten von den Tieren herunter gestoßen und dann eventuell andere Gruppenmitglieder verletzt werden.

Das Futter sollte in einem stabilen Keramikgefäß angeboten werden, dass die Tiere nicht so leicht umschmeißen können. Wird das Futter nicht auf dem Boden sondern auf einem der Sitzbretter an-

geboten, so ist auch die Futterschale vor einem Herunterfallen zu sichern. Zur Wasserversorgung ist am besten eine außen am Käfig angebrachte Trinkflasche geeignet, die so relativ einfach täglich gereinigt werden kann. Auch für das unverzichtbare Heu bietet sich eine außen am Käfig angebrachte Heuraufe an. Wird diese an der Käfiginnenseite befestigt, so werden die Chinchillas über kurz oder lang in die Raufe hineinspringen und das Heu mit ihrem Kot verschmutzen. Darüber hinaus können sich die Tiere dabei auch verletzen, wenn sie mit ihren Extremitäten zwischen die Gitterstäbe geraten.

Ein weiterer unverzichtbarer Bestandteil der Käfigeinrichtung ist die Möglichkeit eines Sandbads für die Chinchillas. Das Baden im Sand hilft den Tieren dabei, ihr Fell in Ordnung zu halten, so dass es nicht verfettet und verklebt. Der Sand sollte in einer flachen Schale angeboten werden, die so groß zu wählen ist (eine Kantenlänge von etwa 20 cm), dass sich die Tiere darin lang ausstrecken und auf den Rücken drehen können. Als Sand sollte kein Quarzsand (z.B. Vogelsand) verwendet werden, da die einzelnen Sandkörner recht scharfkantig sind und auf Dauer die feinen Wollhaare des Chinchillafells zerstören. Besser ist die Verwendung von speziellem Chinchillasand, der entweder aus Palygorskit (auch Attapulgit genannt; ein Magnesium-Aluminium-Tonmineral) oder aus Sepiolith (auch Meerschaum oder engl.: *Fuller's earth* genannt; ein Magnesium-Tonmineral) besteht. Tonminerale bestehen – wie der Quarzsand auch – aus Silizium-Oxid, dem aber natürlicherweise noch Aluminium oder Magnesium beigemischt ist. Im Gegensatz zu Quarzsand haben Tonminerale aber mit einem Korndurchmesser von weniger als 2  $\mu\text{m}$  eine viel feinere Struktur als der Sand mit einem Korndurchmesser von mehr als 63  $\mu\text{m}$ . Auf Grund der faserbildenden Struktur von Palygorskit und Sepiolith in Größenordnungen, die als lungengängig eingestuft wird, stehen diese beiden Tonminerale jedoch im Verdacht, ähnlich wie Asbest (ebenfalls ein natürliches Tonmineral), krebserregend zu sein (zweifelfrei nachgewiesen ist dies jedoch bislang nicht). Da der recht teure Sand durch die Tiere mit der Zeit verschmutzt wird, kann dieser durch von Zeit zu Zeit durch ein Sieb gegeben und so zum Teil wiederverwertet werden. Mitunter wird als Badesand für Chinchillas auch fein vermahlener Bims-

stein angeboten. Bei Bims handelt es sich um Lavagestein, welches bei der Entstehung durch Wasserdampf oder auch Kohlendioxid aufgeschäumt wurde. Ob sich Bimssteinsand als Badesand für Chinchillas eignet, sei dahingestellt. Früher wurde fein vermahlener Bimsstein als Schleifmittel für Holzoberflächen verwendet und bedingt durch dessen Entstehung ist Bimsstein ein Vulkanglas und kann scharfkantige Kristalle enthalten.

Ähnlich wie bei den Gold- und Zwerghamstern (siehe Kapitel 3.6.2, S. 83 und 4.6.2, S. 118) ist auch beim Chinchilla der Einsatz eines Laufrades umstritten. Im Gegensatz zum Goldhamster liegen aber für das Chinchilla bislang keine systematischen Untersuchungen zur Verwendung von Laufrädern vor. Für Tiere, denen kein regelmäßiger Auslauf gewährt werden kann, kann ein Laufrad aber durchaus sinnvoll sein, um dem Bewegungsdrang der Tiere entgegen zu kommen. Bei der Wahl eines geeigneten Laufrades sollte darauf geachtet werden, dass dies einen Durchmesser der Lauffläche von mindestens 40 cm aufweist, um eine Verkrümmung der Lendenwirbelsäule zu vermeiden. Außerdem muss sowohl die Rückwand als auch die Lauffläche vollständig geschlossen sein, damit sich die Tiere keine Scherbrüche der Extremitäten oder des Schwanzes zuziehen können. Neuerdings gibt es als Alternative zu den Laufrädern waagrecht montierte Laufscheiben, die die Tiere zum Laufen animieren sollen. Auch diese sind im Hinblick auf das Verletzungsrisiko nicht ganz unproblematisch, wenn die Tiere seitlich von der Laufscheibe herunterfallen.

Auf gar keinen Fall kann allerdings ein Laufrad oder eine Laufscheibe den regelmäßigen Freilauf der Tiere auf Dauer ersetzen. Da Chinchillas hauptsächlich dämmerungs- bzw. nachtaktiv sind, sollte der Auslauf in die frühen Abendstunden gelegt werden. Dabei dürfen die Tiere niemals unbeaufsichtigt gelassen werden, da beispielsweise das Mobiliar, Stromkabel oder auch für die Tiere unverträgliche Zimmerpflanzen angenagt werden. Da Chinchillas gut springen können, sind auch hochgestellte Dinge nicht unbedingt vor ihnen sicher.

Mitunter stellt sich auch die Frage, ob eine Außenhaltung für Chinchillas geeignet ist. Bislang lie-

gen in diesem Bereich nur wenige Erfahrungen vor. Zumindest in den Sommermonaten sollte dies allerdings auch in Mitteleuropa möglich sein. Wichtig ist dabei nur, dass den Tieren in dem Gehege sowohl Schutz vor Regen und Feuchtigkeit, als auch vor direkter Sonneneinstrahlung geboten werden muss. Ein Schlafhaus bietet den Tieren zwar tagsüber Schatten, dies bringt jedoch nicht viel, wenn der Kasten direkt in der Sonne steht. Ebenso muss der Sandbadeplatz an einem trockenen Bereich innerhalb des Geheges aufgestellt sein, damit den Tieren immer die Möglichkeit zur Fellpflege gegeben ist. Eine zumindest teilweise Überdachung des Geheges und eventuell ein Einbau von einer oder zwei festen Seitenwänden wird daher wahrscheinlich unumgänglich sein. Problematisch könnten länger andauernde Wetterlagen mit Temperaturen von mehr als 25 °C und einer extrem hohen relativen Luftfeuchtigkeit werden, da die Tiere hierbei Schwierigkeiten mit der Thermoregulation (Hitzschlag) bekommen. Im natürlichen Verbreitungsgebiet des Langschwanz-Chinchillas kann es tagsüber zwar auch sehr heiß werden, jedoch ist die relative Luftfeuchtigkeit dann sehr niedrig. Umgekehrt fallen die Niederschläge im natürlichen Verbreitungsgebiet vornehmlich dann, wenn die Umgebungstemperaturen nicht so hoch sind. Eine Außenhaltung im Winter erscheint bei dem in Mitteleuropa vorherrschenden feucht-kalten Klima daher weniger angeraten. Eine trocken-kalte Witterung dürfte auch bei moderaten Minustemperaturen für die Chinchillas kein Problem sein, sofern kein Dauerfrost auftritt oder die Tiere eine Möglichkeit haben, sich von Zeit zu Zeit aufzuwärmen (Infrarotlampe). Nieselregen und Temperaturen knapp über dem Gefrierpunkt sind dagegen schon eher als problematisch anzusehen. Ebenso dürften extreme Minustemperaturen für die Langschwanz-Chinchillas auf Dauer nicht erträglich sein, da solche Temperaturen im natürlichen Verbreitungsgebiet der Art, anders als bei den Kurzschwanz-Chinchillas aus den Höhenlagen der Anden, nicht auftreten.

Der Halter sollte sich auch darüber im Klaren sein, dass eine Außenhaltung eventuell auch andere, einheimische Nagetiere wie Mäuse oder Ratten anlocken kann, bei denen sich die Chinchillas unter Umständen mit diversen Krankheiten anstecken können.

### 5.6.3 Besonderheiten der Ernährung

Ähnlich wie Kaninchen und Meerschweinchen sind auch die Chinchillas verdauungsphysiologisch an die Aufnahme von relativ nährstoffarmem Grünfutter mit einem hohen Rohfaseranteil angepasst. Auch bei den Chinchillas ist darauf zu achten, dass die Rohfaser als strukturierte Rohfaser mit einer gewissen Faserlänge vorliegt. Ein Futtermittel mit einem ausreichenden Rohfasergehalt (siehe Tabelle 5.1, S. 149) nutzt den Tieren nichts, wenn die Rohfaser zu fein vermahlen ist.

Anders als bei den Gold- und Zwerghamstern machen Sämereien nur einen verschwindend geringen Anteil in der Ernährung wildlebender Chinchillas aus. Dafür werden allerdings in etwas größerem Umfang und je nach Verfügbarkeit auch Früchte von verschiedenen Kakteenarten sowie die Hülsen des Algarrobilla (*Balsamocarpon brevifolium*) vom Langschwanz-Chinchilla genutzt (siehe Kapitel 5.4.1, S. 144).

Auf Grund der natürlichen Ernährungsgewohnheiten führen auch bei den Chinchillas – ähnlich wie bei den anderen Nagetieren und Kaninchen – Futtermittel mit zu hohen Stärke-, Zucker- und Fettanteilen zu einer Verfettung (Adipositas) der Tiere. Bei Angebot eines Bunt- oder Mischfutters kommt es in der Regel dazu, dass die Chinchillas selektiv bestimmte Futterkomponenten auswählen. Dies sind oftmals gerade die Bestandteile, die einen hohen Energiegehalt aufweisen (z.B. Johannisbrot, Sonnenblumenkerne). Wird solch ein Futter *ad libitum* angeboten (was häufig der Fall ist), dann überschreiten die Tiere schnell die täglich empfohlenen Energiemengen, obwohl das Futter als ganzes keine zu hohen Energiemengen aufweist. Dieses selektive Futterraufnahmeverhalten trägt dann wiederum zur Verfettung der Tiere bei.

Um Verdauungs- und Zahnproblemen vorzubeugen und um den Chinchillas Möglichkeiten zu einer hinreichenden Beschäftigung zu geben, sollte den Tieren immer in ausreichender Menge Heu zur Verfügung stehen. Dadurch wird die bedarfsgerechte Versorgung der Tiere mit strukturierter Rohfaser, sowie ein ausreichender Abrieb der Schneide- und Backenzähne gewährleistet und außerdem beugt die Beschäftigung mit dem Heu Langeweile vor. Eine

unzureichende Versorgung mit Rohfaser sowie mangelnde Beschäftigungsmöglichkeiten werden unter anderem bei den Chinchillas mit als Ursache für das Fellbeißen, bei dem die Tiere ihr eigenes Fell oder das ihrer Gruppenmitglieder benagen, verantwortlich gemacht (siehe Kapitel 5.7.2, S. 168). Ergänzt werden kann das Heuangebot auch durch getrocknete Kräuter, wobei von diesen jedoch nicht zu viel gefüttert werden sollte. Auch wird nicht jedes Tier jede Pflanzenart gleich gut vertragen bzw. in gleicher Weise mögen – da hilft nur vorsichtig ausprobieren.

Chinchillas sind im Gegensatz zum Meerschweinchen nicht auf eine externe Zufuhr von Vitamin C angewiesen. Ebenso wenig ist bei den Chinchillas eine Zufuhr von Vitamin B<sub>2</sub> (Riboflavin) mit dem Futter nötig. Wie eine ältere Untersuchung allerdings zeigte, benötigen zumindest heranwachsende Tiere eine externe Zufuhr von Vitamin B<sub>1</sub> (Thiamin, 0,1 – 0,4 mg/Tag). Steht den Tieren Vitamin B<sub>1</sub> nicht in ausreichender Menge zur Verfügung, so äußert sich dies in einem Haarausfall (Alopezie) an den sowie durch Lähmungserscheinungen an den Hinterextremitäten. Außerdem leiden die Tiere an Koordinationsstörungen (Vitamin B<sub>1</sub> beeinflusst unter anderem die Funktion des Nervensystems). Hohe Mengen an Vitamin B<sub>1</sub> sind beispielsweise in Weizenkeimen oder Sonnenblumenkernen sowie in Hülsenfrüchten enthalten.

Auf Grund der überwiegenden Dämmerungs- und Nachtaktivität der Tiere sollte die Futtergabe bevorzugt am Abend erfolgen. Die höchste Futterraufnahmeaktivität zeigen Chinchillas zwischen 21:00 Uhr abends und 7:00 Uhr morgens, während in der Zeit zwischen 7:00 Uhr morgens und 15:00 Uhr nachmittags so gut wie kein Futter aufgenommen wird. Die Rhythmik des Futterraufnahmeverhaltens sollte besonders dann beachtet werden, wenn die Tiere mit Frischfutter versorgt werden. Wenn das Frischfutter bereits am Morgen gereicht wird, dann liegt dieses in der Regel mindestens einen halben Tag im Käfig, bevor es von den Chinchillas überhaupt beachtet wird. Gerade in den Sommermonaten bei hohen Umgebungstemperaturen kann das Futter dann schnell verderben und bei den Tieren zu Verdauungsproblemen führen.



Bei der Fütterung der Chinchillas mit Frisch- oder Grünfutter besteht Uneinigkeit, in wie weit dies bei den Tieren angebracht ist (systematische Untersuchungen hierzu liegen bislang nicht vor). Einige Halter lehnen auf Grund des Risikos von Durchfallerkrankungen Frischfutter komplett ab, andere wiederum befürworten diese Art der Fütterung. Wenn den Chinchillas Frischfutter gereicht wird, dann meistens in Form verschiedener Küchenkräuter oder speziell für Nagetiere angebotene Grassamenmischungen. Auch Wildpflanzen (beispielsweise Löwenzahn) oder die Belaubung verschiedener einheimischer Weichhölzer sollen, ebenso wie frisches Obst und Gemüse (vor allem Karotten und Äpfel) für Chinchillas geeignet sein. Wichtig ist hierbei auf jeden Fall, dass die Tiere sehr langsam an die neue Futterquelle herangeführt werden und die täglich gereichten Mengen über mehrere Tage nach und nach gesteigert werden. Die Tiere reagieren in Bezug auf die Verträglichkeit sehr unterschiedlich auf die verschiedenen Futtermittel und jeder Halter muss für seine Tiere das passende Frischfutter ermitteln.

Eine schrittweise Umgewöhnung ist auch bei einem Wechsel des Trockenfutters angesagt, da einige Tiere auch hier sehr empfindlich reagieren. Steht ein solcher Futterwechsel an, dann ist die Menge des neuen Trockenfutters schrittweise von Tag zu Tag zu steigern, während die Menge des alten Futters langsam reduziert wird. Bei einer plötzlichen Umstellung drohen auch bei Trockenfutter mitunter schwerwiegende Verdauungsprobleme.

Eine Ernährung der Chinchillas ausschließlich mit Heu ist nicht möglich. Das Heuangebot muss immer entweder durch ein Alleinfutter oder durch andere, energiereichere Komponenten ergänzt werden, damit es nicht zu einem Gewichtsverlust bei den Tieren kommt. Als ergänzende Komponenten zur Deckung des Energiebedarfs der Chinchillas eignet sich ein Gemisch aus stärkehaltigen Grassamen (z.B. Getreidekörner) und fett- bzw. ölhaltigen Sämereien (z.B. Erdnüsse, Sonnenblumenkerne). Dabei sollte der Anteil der stärkehaltigen Sämereien etwa zwei Drittel und der der fetthaltigen Sämereien ca. ein Drittel betragen. Beim Angebot einer solchen Mischung besteht aber immer das Problem, dass die Tiere die besonders schmack-

haften (und meistens auch sehr energiereichen) Bestandteile selektiv fressen und dann die Gefahr einer Leberverfettung (siehe Kapitel 5.7.1, S. 167) besteht. Es sollte dabei bei der Fütterung von Mischfuttern immer das Gewicht der Tiere im Auge behalten und die Tiere dazu regelmäßig gewogen werden (durch das dichte Fell der Chinchillas ist es nur sehr schwer möglich, allein durch Bewertung des äußeren Erscheinungsbild auf eine Gewichtszu- oder -abnahme zu schließen). Von den Gegnern der Fütterung von pelletiertem Alleinfutter wird häufig die naturnahe Ernährung der Tiere angeführt – im Zusammenhang mit dem Verfüttern von Sämereien an die Chinchillas sei an dieser Stelle nur erwähnt, dass bei Untersuchungen an wildlebenden Langschwanz-Chinchillas der Anteil an Sämereien in der Nahrung nur relativ gering war und von Jahr zu Jahr mehr oder weniger stark schwankte. Darüber hinaus stehen Sämereien natürlicherweise nur eine begrenzte Zeit im Jahr zur Verfügung (eine ganzjährige Fütterung der Tiere mit Sämereien wäre demnach auch nicht unbedingt naturnah). Die Fütterung eines pelletierten Alleinfutters mit zusätzlicher Gabe von Heu *ad libitum* – ab und zu ergänzt durch getrocknete Kräuter und Frischfutter – macht in dieser Hinsicht deutlich weniger Arbeit und ist besonders für Anfänger in der Chinchilla-Haltung wesentlich einfacher zu handhaben.

#### 5.6.4 Umgang mit den Tieren

Beim Handling der Chinchillas kann es sehr schnell vorkommen, dass die Tiere große Mengen an Haaren verlieren. Dies ist so auffällig, dass von einigen Autoren vermutet wird, dass es sich hierbei um eine Art der Feindvermeidung handelt. Werden die Tiere von einem Beutegreifer ergriffen, so bekommt dieser in der Regel als erstes das dichte Haarkleid zu fassen. Da sich die Haare leicht lösen, besteht für das Chinchilla eine Möglichkeit zur Flucht vor dem Fressfeind. In wieweit dies zutrifft und ob dies nicht einfach an der feinen Struktur der Haare liegt, die bei Belastung sehr schnell reißen oder abbrechen, sei dahingestellt.

Da die Tiere jedoch auch beim Angefasst werden recht ruhig bleiben und auch nicht zum Beißen neigen, können sie einfach vom Rücken her mit einem Schulter-Nacken-Griff hochgehoben werden, wobei



die andere Hand den Körper und die Extremitäten unterstützt. Alternativ kann auch mit der einen Hand unter die Brust gefasst werden, während die andere Hand das Abdomen und die Hinterextremitäten unterstützt.

Ähnlich wie die Kaninchen sollten auch die Chinchillas keinesfalls an den Ohren ergriffen und hochgehoben werden. Auch das Ergreifen der Tiere an der Schwanzwurzel ist nicht unproblematisch, da es dabei leicht zu Frakturen der Schwanzwirbelsäule kommen kann.

## 5.7 Häufige Krankheiten der Chinchillas

Viele Krankheiten äußern sich aber bereits im Vorfeld im Allgemeinzustand des Tieres wie etwa der Beschaffenheit des Fells oder der Aktivität eines Tieres. Auch eine regelmäßige Kontrolle des Gewichts durch den Halter kann dazu dienen, eventuelle Erkrankungen, die häufig mit einem Gewichtsverlust verbunden sind, frühzeitig zu erkennen.

Wenn der Halter sein Tier regelmäßig und intensiv beobachtet, dann können viele Krankheiten rechtzeitig erkannt werden, was deren Heilungschancen wesentlich verbessert. Werden die Tiere dagegen vernachlässigt, dann werden Krankheiten häufig erst dann erkannt, wenn es für das betroffene Tier schon bereits zu spät ist und auch der Tierarzt nicht mehr helfen kann.

**Beachte** Die im Folgenden gemachten Angaben beziehen sich auf die Erkrankungen, mit denen Chinchillas am Häufigsten in Tierarztpraxen vorgestellt werden. Die hier gemachten Angaben können bei einem erkrankten Tier in keinem Fall die Konsultation eines Tierarztes ersetzen.

### 5.7.1 Ernährungsbedingte Erkrankungen

Auch beim Chinchilla sind Fütterungsfehler als eine der häufigsten Ursachen für eine Erkrankung der Tiere zu nennen. Dabei sind zum Teil auch Krankheitsbilder (z.B. einige bakterielle Infektionen), die auf den ersten Blick gar nichts mit der

Ernährung zu tun haben, ursächlich auf Fehler in der Fütterung zurückzuführen bzw. werden in ihrem Auftreten durch solche Fehler begünstigt.

Bei einem zu hohen Fett- oder Stärkegehalt des Futters (z.B. durch Erdnüsse, Sonnenblumenkerne und Getreidesaaten) und gleichzeitigem Mangel an Rohfaser kommt es zu einer Verfettung der Leber. Dies äußert sich in einer lang anhaltenden Appetitlosigkeit (Anorexie) in Verbindung mit dem Absetzen von kleinen, harten Kotballen bzw. einer Kotanstauung (Koprostase) oder Verstopfung (Obstipation). Die Leber verfärbt sich gelblich und wird weich und brüchig. Als Gegenmaßnahme muss der Kohlenhydrat- und der Fettgehalt des Futters reduziert werden. Zusätzlich sollt auf eine ausreichende Versorgung mit Rohfaser geachtet werden (*Heu ad libitum*). Vom Tierarzt können weiterhin noch Vitamin B- und Vitamin E-Präparate verabreicht werden.

Enthält das Futter der Tiere zu wenig Vitamin E (Tocopherol) oder werden verdorbene Futtermittel verfüttert, die ranzig gewordenen Pflanzenfett enthalten, dann können Chinchillas an der sogenannten Gelbohrkrankheit erkranken. Zu erkennen ist dieses Krankheitsbild – wie der Name schon sagt – an einer Gelbfärbung der Ohren und mitunter auch der Abdominalhaut. Ebenso zeigen das Fettgewebe und die Leber eine gelbliche Verfärbung. Bei trächtigen Weibchen kann es zu einem Absterben der Embryonen kommen. Als Behandlung kommt die, durch den Tierarzt kontrollierte Gabe von Vitamin E (oral oder als Injektion) für die Dauer von etwa 3 Wochen in Frage. Weiterhin muss die Ernährung entsprechend angepasst werden.

Mitunter ist auch beim Chinchilla eine Zuckererkrankung (*Diabetes mellitus*) zu beobachten, die meistens durch eine Beeinträchtigung der Inselzellen der Bauchspeicheldrüse (in den Inselzellen wird das Hormon Insulin produziert, welches den Blutzuckerspiegel kontrolliert) ausgelöst wird. Als Symptome gelten eine vermehrte Wasseraufnahme (Polydipsie) und in Folge davon ein vermehrte Harnabgabe (Polyurie) der Tiere. Ähnlich wie bei einer Diabetes beim Menschen ist vom Tierarzt im Blut ein erhöhter Blutzuckergehalt (Hyperglykämie) und im Urin Glucose (Glukosurie) oder

Ketonkörper (Ketonurie) nachweisbar. Als Behandlung kann vom Tierarzt Insulin verabreicht werden, wobei dies je nach Präparat unter Umständen jedoch täglich erfolgen muss.

### 5.7.2 Erkrankungen des Fells und der Haut

Einen langwierigeren Heilungsprozess zeigen Hautinfektionen mit Pilzen (Dermatomykosen), die meistens durch Hautpilze der Gattung *Trichophyton*, seltener durch *Microsporum* verursacht werden (zu beachten ist, dass sich auch Menschen mit solchen Hautpilzen infizieren können). Als Folge kommt es zu einem Haarverlust und zur Bildung eines teilweise juckenden Hautschorfs im Kopfbereich um Nase, Augen und Lippen herum. Erfolgt keine Behandlung, so dehnt sich die Infektion auch auf andere Körperteile aus. Eine Ansteckung erfolgt entweder direkt von Tier zu Tier, aber auch beispielsweise über die Einstreu oder das Sandbad. Die Behandlung erfolgt entweder äußerlich durch Auftragen eines Antimykotikums auf die betroffenen Hautstellen; in schweren Fällen kann ergänzend auch eine orale Verabreichung eines Pilzmittels nötig werden. Ergänzend kann auch dem Sandbad ein pulverförmiges Pilzmittel zugesetzt werden oder der Sand kann täglich im Backofen bei mindestens 100 °C für etwa 20 Minuten sterilisiert werden.

Ein nicht durch Hautpilze hervorgerufener, großflächiger Haarausfall (Alopezie) ist bei den Chinchillas ebenfalls mitunter zu beobachten. Da die isolierende Wirkung des Fells verloren geht, kann die Zufuhr von Wärme (Infrarotlampe) angebracht sein. Die Heilungschancen sind jedoch schlecht, da die Krankheitsursache nicht bekannt ist.

Ebenfalls nicht eindeutig zuzuordnen sind die Ursachen, die zu einem Fell- bzw. Haarbruch führen. Diskutiert werden ernährungsbedingte Mangelerscheinungen (Vitamine des B-Komplexes) bzw. eine erbliche Ursache. Auch eine Verfettung der Leber (siehe Kapitel 5.7.1, S. 167) wird mit dem Haarbruch in Zusammenhang gebracht. Das Fell wird an den Flanken beidseitig im Bereich der Lendenwirbelsäule dünn, die Haarspitzen brechen ab und die Unterwolle verfilzt. Manchmal zeigt sich nach der Gabe von Vitamin B-Präparaten und ei-

ne Änderung der Haltungsbedingungen (Senkung der Temperatur und Luftfeuchtigkeit) eine Besserung der Beschwerden. Zum Teil ist die Besserung aber nur vorübergehend. Tiere mit Fellbruch sollten, auf Grund der eventuellen Vererbbarkeit, möglichst nicht zur Zucht eingesetzt werden.

Ebenfalls recht häufig ist bei Chinchillas das Fellbeißen, bei dem die Tiere sich selber oder einem Gruppenmitglied das Fell benagen, was dazu führt, dass das betroffene Tier mehr und mehr kahle Stellen aufweist. Wenn sich die Tiere selber das Fell abnagen, dann bleiben in Extremfällen nur noch an Kopf und Hals Haare stehen, so dass der Eindruck entsteht, als würden die Tiere eine Mähne tragen. Deswegen wird dieses Krankheitsbild mitunter auch als „Löwenmähne“ bezeichnet. Auch hier sind die Ursachen bislang nicht eindeutig geklärt. Diskutiert werden eine erbliche Disposition, Mängel in den Haltungsbedingungen oder eine mögliche Stoffwechselstörung. Für einen vererbaren Defekt spricht die Beobachtung, dass Jungtiere von Eltern, von denen eines oder beide Tiere selber Fellbeißer sind, ihrerseits in der Regel zum Fellbeißer werden. Aus diesem Grund sollte auf eine Verwendung von fellbeißenden Chinchillas zur Zucht verzichtet werden. Mängel in der Haltung können zum Einen Stress wie etwa ein hoher Lärmpegel, häufig wechselndes Pflegepersonal oder auch Lichtmangel sein. Aber auch Ernährungsfehler und hier vor allem ein Mangel an strukturierter Rohfaser werden mit dem Fellbeißen in Verbindung gebracht. Fehlt den Tieren beispielsweise das Heu, so entsteht darüber hinaus häufig Langeweile, die sich dann – vor allem bei Einzelhaltung – in Fellbeißen äußern kann (siehe auch Kapitel 5.7.1, S. 167).

Mitunter entzündet sich bei säugenden Muttertieren das Gesäuge (Mastitis), wenn es nach Bissverletzungen zu einem Eindringen von Krankheitserregern kommt. Das Gesäuge ist geschwollen und heiß und die Muttertiere reagieren empfindlich auf Berührungen. In einem solchen Fall sollten die Jungtiere von Hand weiter aufgezogen werden. In milden Fällen reicht eine Behandlung des Gesäuges mit einer kühlenden, leicht antibiotischen Salbe. In schwereren Fällen, bei einem bereits angegriffenen Gesundheitszustand des Muttertieres, ist eine Antibiotikatherapie (entweder über das Futter oder

auch in Form von Injektionen) angezeigt.

Nach einer Beißerei können sich die Bissstellen mit Streptokokken infizieren, die vom Tierarzt recht erfolgreich mit Antibiotika behandelt werden können.

### 5.7.3 Erkrankungen des Verdauungsapparates

Eine der häufigsten Ursachen die eine Erkrankung des Verdauungsapparates verursachen, sind bakterielle Infektionen. Diese wiederum erhalten häufig durch Haltungs- oder Fütterungsfehler ein begünstigendes Umfeld. Die Bestimmung des jeweiligen Erregers erfolgt in der Regel über einen Nachweis im Kot der betroffenen Tiere.

Häufig erfolgt eine bakterielle Infektion durch *Escherichia coli*, die im Gegensatz zu den meisten anderen Tierarten normalerweise nicht im Darm gesunder Chinchillas anzutreffen sind. Als Auslöser für eine solche Infektion sind, neben dem Vorhandensein des Erregers, auch immer stressauslösende Faktoren in Form von Fütterungs- und Haltungsfehlern nötig. Werden die Chinchillas so weit wie möglich artgerecht gehalten und gefüttert, so kann es in der Regel nicht zu einer Kolidysbakterie kommen. Eine Ausnahme stellen Fälle dar, bei denen die Tiere schon vorher durch eine andere bakterielle Infektion (z.B. eine Listeriose, s.u.) betroffen waren. In solchen Situationen kommt es häufig zu einer sekundären Infektion des Darms mit *Escherichia coli*. Verbunden ist eine *E. coli*-Infektion mit Appetitlosigkeit (Inappetenz), Durchfall (Diarrhoe) bis hin zu Lähmungserscheinungen. Unbehandelt kann eine solche Infektion innerhalb weniger Stunden mit dem Tod des betroffenen Tieres durch einen Endotoxinschock enden. Werden verstorbene Tiere untersucht, so ist eine akute Darm- oder Magen-Darm-Entzündung (Enteritis – manchmal lediglich auf den Dünndarm beschränkt – bzw. Gastroenteritis) feststellbar. Behandelt wird eine *E. coli*-Infektion durch die Gabe von Antibiotika. Dabei ist aber zu beachten, dass vor allem bei einem fortgeschrittenen Krankheitsbild hierdurch auch ein Endotoxinschock ausgelöst werden kann (die Antibiotika töten die Bakterien ab, die dann zersetzt werden, wobei die Endotoxine freigesetzt werden). Un-

terstützend können den betroffenen Tieren Probiotika verabreicht werden, um den Aufbau der natürlichen Darmflora zu fördern.

Neben *Escherichia coli* können auch andere Vertreter der Enterobacteriaceen (z.B. *Enterobacter*, *Aerobacter*, *Proteus*) bei den Chinchillas zu Durchfall und einer Enteritis oder Gastroenteritis führen, wobei auch noch andere Organe (z.B. das Gesäuge oder das Mittelohr) in Mitleidenschaft gezogen werden können. Je nach Erreger erfolgt auch hier eine Behandlung mit entsprechenden Antibiotika durch den Tierarzt.

Ebenfalls mit Durchfall und allgemeiner Apathie verbunden sind Infektionen mit *Yersinia enterocolitica* und *Y. pseudotuberculosis* (Pseudotuberkulose oder Rodentiose). Beide *Yersinia*-Arten werden häufig durch einheimische, wildlebende Nagetiere übertragen, die die Erreger mit dem Kot ausscheiden, selber aber gesund sind. Eine Infektion der Chinchillas ist dann beispielsweise über mit Kot verunreinigtes Frischfutter möglich, welches vom Halter selbst gesammelt wurde. Bei beiden Krankheitsbildern sind die betroffenen Tiere apathisch, mager ab und leiden manchmal an Durchfall. In einigen Fällen tritt auch ein Vorfall des Rektums (Rektumprolaps) auf. Weiterhin zeigt sich auf der Darmschleimhaut, sowie an der Leber und der Milz eine Vielzahl kleinerer Nekroseherde. Im Endstadium der Krankheit kommt es dann zusätzlich oft noch zu Sekundärinfektionen mit *Escherichia coli* oder *Proteus*-Erregern. Behandelt wird mit geeigneten Antibiotika, wobei die Chance auf eine Heilung in den meisten Fällen sehr ungünstig ist.

Einen ähnlichen Verlauf wie bei den vorgenannten Erregern zeigt auch die bakterielle Infektion mit *Pseudomonas aeruginosa*, welcher als fakultativer Darmbewohner auch bei gesunden Tieren nachweisbar ist. Bei einer pathogenen Besiedlung des Darms leiden die betroffenen Chinchillas an Apathie, Appetitlosigkeit, Atemnot (Dyspnoe), Durchfall (Diarrhoe) oder auch Verstopfung (Obstipation). Unbehandelt kann die Erkrankung ebenfalls schnell zum Tod der Tiere führen. Mitunter tritt auch eine chronische Verlaufsform auf, bei der Gewichtsverlust, Tympanien und Rektumsvorfälle auftreten können. Zum Teil breitet sich die Infektion auch auf

die Haut aus und führt hier zu Hautentzündungen (Dermatitis) mit anschließendem Haarausfall (Alopezie). Auch bei der Infektion mit *P. aeruginosa* sind Nekroseherde auf der Darmschleimhaut zu beobachten. Da viele Erregerstämme mittlerweile resistent gegen verschiedenste Antibiotika sind, sind die Aussichten auf eine Heilung ungünstig.

Über die Häufigkeit einer Infektion der Chinchillas mit *Listeria monocytogenes* (Listeriose) liegen unterschiedliche Meinungen vor. Einige Autoren stufen diese Art der Erkrankung beim Chinchilla als eher selten ein, andere halten sie dagegen für häufig. Eine Übertragung erfolgt entweder direkt über wildlebende Nagetiere oder indirekt über kontaminiertes Futter. Die Symptome sind Appetitlosigkeit (Inappetenz), Apathie und Durchfall oder aber auch Verstopfung (Obstipation). Zum Teil kann auch das Nervengewebe von der Infektion betroffen sein (Hirn- bzw. Hirnhautentzündung), was sich in einer Schiefhaltung des Kopfes (Torticollis), Muskelzittern bis hin zu plötzlich auftretenden Todesfällen äußern kann. Behandelt wird eine Listeriose durch die Gabe eines entsprechenden Antibiotikums über das Trinkwasser, die Heilungsaussichten sind allerdings als gering einzustufen.

Wodurch eine, mit Gewichtsverlust und Durchfall verbundene Massenvermehrung von Pilzen im Darm (Darmmykosen) ausgelöst wird, ist nicht bekannt. Diskutiert werden auch hier Fütterungsfehler (plötzliche Futterumstellung) bzw. eine Kontamination des gereichten Futters. Die mitunter langwierige Behandlung durch den Tierarzt erfolgt mit Hilfe eines geeigneten Antimykotikums, nachdem die beteiligte Pilzart über Sporen im Kot ermittelt wurde.

Bei einer Infektion des Darms mit Endoparasiten treten beim Chinchilla in erster Linie *Giardia duodenalis* (Erreger der Giardiasis oder Lambliasis), *Eimeria chinchillae* (Erreger der Kokzidiose) sowie verschiedene Vertreter von Cryptosporidium (Verursacher einer Kryptosporidiose) in Erscheinung. Alle diese Krankheitsbilder sind mit mehr oder weniger heftigen Durchfällen und einer entsprechenden Abmagerung der betroffenen Tiere verbunden. Zum Teil tritt eine Darmentzündung (Enteritis) auf. Der Nachweis erfolgt im Fall der

Giardiasis über Zysten bzw. im Fall einer Kokzidiose über Oocysten im Kot. Für die Kryptosporidiose fehlt eine Erregerklassifizierung, weshalb der Nachweis am lebenden Tier sehr schwierig ist (darüber hinaus werden Cryptosporidien auch bei gesunden Tieren gefunden). Eine Therapie wird in der Regel mit Sulfonamiden durchgeführt, die normalerweise über das Trinkwasser verabreicht werden (viele Tiere zeigen bei einer Erkrankung Appetitlosigkeit). Außerdem sollten der Käfig und alle Einrichtungsgegenstände gründlich desinfiziert werden, um eine Neuinfektion zu verhindern.

Als eine Erkrankung des Verdauungsapparates im weitesten Sinne ist auch die Bildung von Kieferabszessen im Ober- und Unterkiefer zu nennen. Häufig entstehen solche Abszesse durch eine fehlerhafte Zahnstellung (Malokklusion), die zur Bildung von Zahnschmelzspitzen (bzw. Hakenbildung) an den Backen- oder Vorbackenzähnen führen kann. Weiterhin kommt es mitunter durch eine „Wurzelspitzen“-Vereiterung (die Zähne der Chinchillas haben keine eigentliche Wurzel, da sie dauernd nachwachsen) zur Bildung eines Abszesses. Auch hier spielen teilweise Fütterungsfehler eine Rolle, wenn es durch einen Mangel an strukturierter Rohfaser zu einem unzureichenden Zahnabrieb kommt. Ebenso kann eine Verletzung der Mundschleimhaut durch harte, spitze Futterbestandteile und eine nachfolgende bakterielle Infektion ein Auslöser für die Bildung von Kieferabszessen sein. Die betroffenen Tiere zeigen häufig Appetitlosigkeit und eine vermehrte Speichelproduktion mit Einmässung des Fells am Unterkiefer und der Brust und verweigern zunehmend die Aufnahme von rohfaserreicherem Futter (z.B. Heu). Bei fortschreitender Abszessbildung treten Schwellungen am Kopf bzw. am Unterkiefer in Erscheinung. Als Behandlung kommt eine Abszessspaltung und nachfolgende Behandlung mit einem geeigneten Antibiotikum in Frage. Oftmals muss auch eine Zahnkorrektur durchgeführt werden, bei der die Zahnschmelzspitzen abgeschliffen werden. Bei einer Wurzelspitzenvereiterung bleibt als einziger Ausweg oftmals nur die Extraktion des betroffenen Zahns. Da der Gegenspieler des betroffenen Zahns nun nicht mehr durch die Kautätigkeit abgeschliffen wird, aber ständig weiter wächst, ist eine solche Extraktion häufig mit Folgebehandlungen verbunden, bei denen der verblei-

bende Zahn regelmäßig abgeschliffen werden muss. Oftmals ist die Heilung eines Kieferabszesses sehr langwierig und mitunter völlig erfolglos.

Wenn die Versorgung der Chinchillas mit einer ausreichenden Menge an strukturierter Rohfaser sicher gestellt ist (Heu *ad libitum*), dann können eine Vielzahl von Zahnproblemen relativ einfach vermieden werden. Hierzu zählt neben den oben genannten beispielsweise auch das mitunter auftretende übermäßige Längenwachstum der Schneidezähne. Es gibt allerdings auch immer wieder Tiere, die eine erbliche Veranlagung zu Zahnfehlstellungen haben und die daher, trotz einer ausreichenden Versorgung mit Rohfaser, regelmäßige dem Tierarzt zur Zahnpflege vorgestellt werden müssen.

Mitunter bleiben den Chinchillas Fremdkörper wie Futterbestandteile (z.B. Erdnüsse) oder Teile der Einstreu im Rachen (Oropharynx) oder der Speiseröhre (Ösophagus) stecken. Zu bemerken ist dies an einer plötzlich auftretenden Fressunlust (Inappetenz) oder bei Jungtieren an der Verweigerung der Milchaufnahme. Wird der Fremdkörper rechtzeitig bemerkt und vom Tierarzt entfernt, so bleibt dies ohne negative Folgen für das betroffene Tier.

Eine Magen- und Darmentzündung (Gastroenteritis) beim Chinchilla wird ebenfalls sehr häufig durch Fütterungsfehler hervorgerufen, etwa wenn feuchtes Grünfutter oder verdorbenes, verschimmeltes Futter oder zu hohe Mengen an Kraftfutter (hauptsächlich in kommerziellen Chinchilla-Farmen) verfüttert wird. In einem solchen Fall erfolgt eine Verschiebung in der Zusammensetzung der Darmflora (Dysbakterie, Dysbiose des Darms). Zu erkennen ist eine solche Entzündung an der weichen bis flüssigen Konsistenz des Kotes (Durchfall). Mitunter treten auf Grund der gestörten Darmflora auch schmerzhafte Gasaufblähungen des Magens und des Darms (Tympanien) oder Koliken auf. Wird die Gastroenteritis nicht durch eine Infektion mit pathogenen Bakterien (z.B. *Escherichia coli* und andere Enterobacteriaceen oder Endoparasiten – s.o.) hervorgerufen, so hilft häufig ein vorübergehender Entzug des Kraftfutters (Heu sollte weiter zur Verfügung stehen) und die Verabreichung von Probiotika zur Wiederherstellung der physiologischen Darmflora. Beim Auftreten von Tympani-

en wird oft auch noch vom Tierarzt zusätzlich ein krampflösendes Mittel (Spasmolytikum) gegeben.

Durch eine fehlerhafte Futterzusammenstellung (zu hoher Protein- und zu geringer Rohfasergehalt) und dadurch ausgelöster Verschiebung in der Zusammensetzung der Darmflora (Dysbakterie) oder durch eine plötzliche Futterumstellung kann es zu einer Anstauung von Kot im Blind- und Dickdarm (Koprostase, Verstopfung) mit ausbleibendem Kotabsatz kommen. Als Behandlung kommt die Verabreichung eines Abführmittels zusammen mit Paraffinöl und einem krampflösenden Mittel durch den Tierarzt in Betracht. Auch eine vorsichtige Massage des Abdomens kann unterstützend eingesetzt werden. Hat das betroffene Tier schon länger nicht mehr getrunken, so wird mitunter auch eine Elektrolyt-Lösung subkutan gespritzt. Die Aussicht auf eine Heilung nimmt mit der Dauer der Erkrankung rapide ab.

In Zusammenhang mit einer Darmentzündung (Enteritis) oder einer Infektion mit *Giardia duodenalis* (Giardiasis, s.o.) oder einer Kotanstauung (Koprostase) kann bei Chinchillas ein Vorfall des Rektums (Rektumprolaps) auftreten. Wird ein solcher Vorfall zu spät bemerkt, kann es zu Verletzungen des oder zur Nekrosebildung am vorgefallenen Enddarm kommen, wodurch eine erfolgreiche Behandlung und anschließende Heilung so gut wie ausgeschlossen ist. Bei frühzeitiger Erkennung werden eine Repositionierung des Rektums und ein anschließender Einlauf z.B. mit Paraffinöl sowie eine nachfolgende Behandlung der Ursache des Vorfalls (Behandlung der Enteritis) durchgeführt. Die Heilungschancen sind in einem solchen Fall dann recht günstig.

#### 5.7.4 Erkrankungen der Harnwege

Eine häufige Erkrankung der Harnwege beim Chinchilla tritt in Form einer Harnröhren- (Urethritis) bzw. Blasenentzündung (Zystitis) auf. Bei den männlichen Tieren kann sich neben einer Infektion der Harnwege auch ein Penishaarring bilden, der den Penis abschnürt und zu ähnlichen Symptomen führt. Tiere mit einer Harnwegsinfektion setzen häufiger kleine Urinmengen ab (Pollakisurie) und das Fell ist im Anogenitalbereich und am

Bauch von Urin durchnässt. Manchmal kommt es auch zu einem Harnröhrenverschluss. Bei einer bakteriellen Infektion werden vom Tierarzt entsprechende Antibiotika verabreicht, im Fall eines Penishaarings wird dieser entfernt. Je nach Schwere der Infektion sind die Aussichten auf eine Heilung mitunter sehr ungünstig.

Mitunter kann es beim Chinchilla auch zu einer Nierenentzündung (Nephritis) kommen, die über eine Blut- oder Urinanalyse nachgewiesen werden kann. Häufig tritt eine Nierenentzündung in Verbindung mit einer Darminfektion mit *Escherichia coli* (Kolidysbakterie, s.o.) auf. Äußerlich sichtbare Symptome sind nicht bekannt, eine Behandlung erfolgt mit entsprechenden Antibiotika.

Seltener als beim Meerschweinchen (siehe Kapitel 2.7.9, S. 59) ist beim Chinchilla eine Harnsteinbildung (Urolithiasis) zu beobachten. Auch hier spielen Fütterungsfehler eine Rolle, wenn das Futter einen zu hohen Gehalt an Kalzium aufweist. Harnsteine äußern sich ähnlich wie eine Harnwegsinfektion (s.o.) durch ein häufiges Urinabsetzen (Pollakisurie) in schwereren Fällen auch durch Blutausscheidungen mit dem Urin (Hämaturie). Als Therapie kommt eine operative Entfernung der Steine in Betracht und bei einer gleichzeitigen, bakteriellen Infektion eine zusätzliche Behandlung mit Antibiotika.

Bei weiblichen Tieren kann durch den Tod eines Fötus oder nach der Geburt der Jungtiere eine Gebärmutterentzündung (Metritis) entstehen. Zu erkennen ist dies an einem zunächst rötlich-braunen später auch eitrigem Vaginalausfluss. Die Behandlung durch den Tierarzt erfolgt durch entsprechende Antibiotika, in schweren Fällen kann auch eine operative Entfernung der Gebärmutter und der Eierstöcke (Ovari hysterektomie) nötig werden.

### 5.7.5 Neurologische Symptome

Die Ursache für die manchmal bei Chinchillas auftretenden Krämpfe ist bislang nicht befriedigend geklärt. Diskutiert werden ein Vitamin- (v.a. Vitamin B<sub>1</sub>) oder Mineralstoffmangel (Kalzium, Magnesium), eine Infektion mit einem Herpes-Virus

oder eine erbliche Veranlagung (Epilepsie). Die betroffenen Tiere zittern unkontrolliert, krampfen, laufen rückwärts oder liegen auf der Seite und schlagen unkontrolliert mit den Extremitäten. Ein Kalziummangel (Hypokalzämie) äußert sich häufig auch in einer Weißverfärbung der bei gesunden Chinchillas ansonsten gelb-orange gefärbten Außenfläche der Schneidezähne. Bei ernährungsbedingten Mangelerscheinungen kann der entsprechende Nährstoff oral oder per Injektion gegeben werden (allerdings muss dann auch die Fütterung langfristig umgestellt werden). Mitunter bleibt nur das Abtöten des Tieres durch den Tierarzt.

Die Infektion des Mittelohrs durch *Morganella morganii*, *Bordetella bronchiseptica* oder *Pseudomonas aeruginosa* führt mitunter zu einer Kopfschiefhaltung (Torticollis), was unter Umständen als eine Erkrankung des Nervensystems gedeutet werden kann. Zum Teil kann die Kopfschiefhaltung aber auch durch eine Entzündung des Gehirns oder der Hirnhaut mit *Listeria monocytogenes* (Listeriose, siehe Kapitel 5.7.3, S. 169), die eigentlich primär den Darm infizieren, verursacht werden. Eine Behandlung durch den Tierarzt erfolgt mit entsprechenden Antibiotika.

### 5.7.6 Erkrankungen des Atemtraktes

Die Erreger der Pasteurellose (*Pastorella multocida*), die durch Ratten oder Mäuse auch auf das Chinchilla übertragen werden kann, äußert sich in einem Nasenausfluss, Atemnot (Dyspnoe) unter mitunter auch durch Durchfall (es kann zu einer Enteritis kommen) bis hin zu Lähmungserscheinungen. Bei schwerem Krankheitsverlauf stellt sich häufig eine eitrig-entzündliche Entzündung der Lungen und Bronchien (Bronchopneumonie) ein. Einen ähnlichen Krankheitsverlauf zeigt eine Infektion durch *Bordetella bronchiseptica* und mitunter auch durch Streptokokken oder Klebsiella. Behandelt wird eine Bronchopneumonie nach Feststellung des Erregers durch den Tierarzt mit einem entsprechenden Antibiotikum.

Manchmal zeigen sich in der Lunge der Chinchillas Zellwucherungen (Lungenadenomatose), deren Entstehung bislang nicht geklärt ist. Eventuell han-



delt es sich hierbei um ein Lungenkarzinom. Das Krankheitsbild ähnelt einer Lungenentzündung mit Atemnot und Appetitlosigkeit. Eine Behandlung ist bislang nicht möglich und die betroffenen Tiere müssen eventuell eingeschläfert werden.

### 5.7.7 Herz- und Kreislauferkrankungen

Die häufigste Kreislauferkrankung beim Chinchilla stellt ein Hitzschlag dar. Bedingt durch das dicke Fell sind die Tiere sehr empfindlich gegenüber hohen Temperaturen und einer hohen relativen Luftfeuchtigkeit, da bei feuchtigkeitgesättigter, warmer Luft der Wärmeaustausch nur noch eingeschränkt funktioniert. Hinweise auf einen Hitzschlag sind eine gesteigerte Atemfrequenz (Tachypnoe), Atemnot (Dyspnoe) bis hin zum Schock und Kreislaufversagen. Um die Körpertemperatur der betroffenen Tiere vorsichtig zu senken, können sie beispielsweise in ein feuchtes Tuch eingewickelt werden. Die Tiere müssen in den Schatten gebracht und es kann kühle Luft (Ventilator) zugeführt werden (Zugluft sollte aber vermieden werden). Vom Tierarzt kann zusätzlich eine kühlende Infusion angelegt werden.

Als eine beim Chinchilla häufig auftretende Erkrankung des Herzens ist eine, mit einer Erweiterung des Herzbeutels verbundene Herzmuskelerkrankung (dilatative Kardiomyopathie). Im Zuge der Erweiterung des Herzmuskels kommt es zu einer Schwächung der Herzwand und zu einer verminderten Pumpleistung. Zusätzlich schließen oftmals die Herzklappen nicht mehr richtig (Herzklappeninsuffizienz). Eine dilatative Kardiomyopathie wird entweder vererbt, oder kann durch eine Stoffwechselstörung, eine Vergiftung oder eine Infektion ausgelöst werden. Als Folge der verminderten Pumpleistung des Herzens kommt es zu einer Unterversorgung der Organe mit Blut und Sauerstoff, was sich unter anderem in Atemnot (Dyspnoe) und krampfartigen Anfällen bis hin zum plötzlichen Tod (Herzversagen) der betroffenen Tiere äußert. Frühe Anzeichen einer Herzmuskelerkrankung sind eine verringerte Aktivität, Appetitlosigkeit und als Folge hiervon ein Abmagern des Tieres. Eine Aussicht auf Heilung besteht nicht, so dass das Tier lebenslang medikamentös behandelt werden muss (etwa

mit blutdrucksenkenden Mitteln). Aber auch dann ist die Lebenserwartung eines erkrankten Chinchillas nur sehr gering.

### 5.7.8 Erkrankungen des Bewegungsapparates

Zu Lähmungserscheinungen an den Hintergliedmaßen (Parese/Paralyse) kommt es durch eine Verletzung des Rückenmarks oder auch durch einen schweren Vitamin B<sub>1</sub>-Mangel (siehe Kapitel 5.7.3, S. 169). Eine Rückenmarks- oder Wirbelsäulenverletzung kann durch unsachgemäße Handhabung der Tiere oder auch durch einen Sturz verursacht werden. Ist die Lähmung auf einen Vitamin-Mangel zurückzuführen, so bekommen die betroffenen Tiere häufig zusätzlich noch Krämpfe und das Fell wirkt struppig. Bei einer Rückenmarksverletzung sind die Behandlungsmöglichkeiten begrenzt und es kann lediglich auf eine Selbstheilung gehofft werden. Der Tierarzt wird in der Regel darauf achten, dass die Urin- und Kotabgabe gewährleistet ist, falls diese durch die Rückenmarksverletzung ebenfalls beeinträchtigt wurde. Im Falle eines Vitamin-Mangels können entsprechende Vitaminpräparate oral oder per Injektion verabreicht werden.

Durch ungeeignete oder auch nasse, stark verschmutzte Einstreu, bei stark übergewichtigen Tieren oder bei Bewegungsmangel können auch beim Chinchilla Sohlengeschwüre (Pododermatitis) entstehen. Durch kleinere Verletzungen kann, insbesondere bei unhygienischen Bedingungen (verschmutzter Einstreu), eine Infektion mit *Staphylococcus aureus*-Erregern erfolgen. Da die Heilungsaussichten sehr schlecht sind, sollte von vornherein darauf geachtet werden, dass geeignete Einstreu verwendet und diese regelmäßig gewechselt wird (siehe Kapitel 5.6.2, S. 161) und dass die Tiere nicht übergewichtig werden und ausreichend Bewegung bekommen.

Durch unsachgemäße Handhabung der Tiere (Fallenlassen) oder durch Stürze können sich Chinchillas Knochenbrüche (Frakturen) zuziehen. Dabei sind sehr häufig die relativ langen Hinterextremitäten betroffen. Mitunter kommt es auch vor, dass sich die Tiere nach Zuziehen einer Extremitätenfraktur selber verstümmeln (Automutilation), weshalb mitunter eine Amputation der betroffenen

Extremität nötig wird. Bei Verschleppung der Behandlung droht durch eine gestörte Durchblutung eine Tumorbildung. Eine Behandlung ist mitunter schwierig, da sich die Tiere die angelegten Stützverbände abreißen. Eine vorübergehende Unterbringung in einem Käfig ohne Klettermöglichkeiten fördert die Heilung, führt aber mitunter zu Langeweile, was Fellbeißen oder Nahrungsverweigerung auslösen kann.

### 5.7.9 Erkrankungen des Geschlechtsapparates

Bei männlichen Chinchillas ist mitunter ein Penisvorfall (Paraphimose) zu beobachten, die entweder durch eine sexuelle Überbeanspruchung (wenn ein Männchen mit mehreren adulten Weibchen zusammen gehalten wird) oder durch eine Haarringbildung ausgelöst wird. Der Penis kann durch einen Blutrückstau extrem stark anschwellen und es kann zu einer Abschnürung des Harnleiters kommen. Vom Tierarzt wird der Penis vorsichtig gereinigt und repositioniert, bei einer Haarringbildung wird der Haarring entfernt. Falls der Penisvorfall wiederholt auftritt, muss der Penis amputiert werden. Prophylaktisch kann dafür gesorgt werden, dass der Zugang der Männchen zu Sexualpartnern beschränkt wird. Außerdem sind die Tiere regelmäßig auf eine Haarringbildung hin zu untersuchen.

Bei weiblichen Tieren kann es zu einer krankhaften Vergrößerung der Gebärmutter-schleimhaut (Endometriumhyperplasie) und zu einer damit verbundenen Blutansammlung im Uterus (Hämometra) kommen. Ausgelöst wird eine Gebärmutter-schleimhautvergrößerung häufig durch einen erhöhten Östrogenspiegel. Ein häufiges Symptom ist eine Blutbeimengung im Urin der betroffenen Tiere. Mitunter kommt es auch zu einer äußerlich sichtbaren Umfangsvermehrung der Weibchen oder es lassen sich vom Tierarzt durch Abtasten des Bauchraumes Flüssigkeitsansammlungen im Uterus nachweisen. Eindeutige Gewissheit schafft dann eine Ultraschall- oder Röntgenuntersuchung. Als Behandlung kommt in den meisten Fällen nur eine operative Entfernung der Eierstöcke und eines Teils der Gebärmutter in Frage (Ovariohysterektomie).

### 5.7.10 Erkrankungen des Auges

Durch das Sandbad oder durch eine Einstreu mit starker Staubeentwicklung kann bei den Chinchillas manchmal eine Bindehautentzündung (Konjunktivitis) auftreten. Die Bindehaut der Augen ist gerötet und es tritt eine wässrige oder eitrig-flüssige Flüssigkeit aus den Augen. Bei einem chronischen Verlauf verkleben die Augenlider mitunter. Als Abhilfe werden die Augen regelmäßig gespült und gegebenenfalls mit einer antibiotischen Augensalbe behandelt (mitunter kommt es zu bakteriellen Sekundärinfektionen). Eventuell muss das Sandbad und die Einstreu gegen weniger staubendes Material ausgetauscht werden.

Durch Fremdeinwirkung, etwa durch eine Auseinandersetzung mit einem Käfiggenossen, oder durch Fremdkörper kann es zu einer Hornhautentzündung (Keratitis) bei den Chinchillas kommen. Auch kann sich eine nicht behandelte Bindehautentzündung mitunter auf die Hornhaut ausdehnen. Im Verlauf einer solchen Entzündung verfärbt sich die Hornhaut milchig-trüb. Wird die Keratitis nicht behandelt, so kann die Entzündung das gesamte Auge erfassen (Panophthalmie). Die Behandlung besteht in der Entfernung des Fremdkörpers und der Applikation einer antibiotischen Augensalbe. Bis zum vollständigen Abheilen der Entzündung sollte das betroffene Tier einzeln gehalten werden.

Durch eine „Wurzelspitzen“-Vereiterung der Vorbacken- und Backenzähne kommt es manchmal zu einer Überproduktion von Tränenflüssigkeit (Tränenlaufen, Epiphora) und einem Übergreifen der Entzündung auf den Tränensack (Dakryozystitis). In extremen Fällen auch zu einer Vorverlagerung des Augapfels (Exophthalmus). Mitunter wird dieses Krankheitsbild aber auch von einem Mangel an Vitaminen des B-Komplexes ausgelöst. Die Behandlung erfolgt entsprechend der Ursache, das heißt entweder durch eine Zahnsanierung oder durch die Gabe von Vitamin B. Ergänzend kann der Tränennasengang gespült und eine antibiotische Augensalbe aufgetragen werden.

Ein Grauer Star (Katarakt) entsteht bei Chinchillas entweder altersbedingt, durch eine Diabetes oder als Folge einer Verletzung des Auges. Auch hierbei kommt es zu einer Trübung der Augenlinse

und nach und nach zu einem Verlust der Sehfähigkeit. Die Behandlung eines Grauen Stars beim Chinchilla ist nicht möglich.

#### 5.7.11 Virale Erkrankungen

Viruserkrankungen sind beim Chinchilla kaum bekannt. Vereinzelt erkranken Tiere an einem Herpes-Virus oder einer, Viruspneumonie, wobei bei beiden Erkrankungen die Sterblichkeit unter den Tieren sehr hoch ist. Die Herpes-Viren werden wahrscheinlich über wild lebende, einheimische Nagetiere übertragen, entweder direkt oder über kontaminiertes Futter. Betroffen werden können von einer Herpes-Infektion das Auge (Hornhautentzündung, Netzhautentzündung oder Entzündung der mittleren Augenhaut) oder auch das Gehirn (Gehirn- und Hirnhautentzündung, Meningoenzephalitis). Bei einer weiteren, seuchenartig verlaufenden Erkrankung, bei der vor allem die Lunge der Tiere in Mitleidenschaft gezogen wird und die große Teile eines Bestandes erfassen kann (v.a. in größeren, kommerziellen Beständen), wird eine Virusinfektion vermutet.

Wie bei den meisten viralen Erkrankungen ist eine Behandlung momentan noch nicht möglich.

# Kapitel 6

## Wanderratte

### 6.1 Historie

Die Wanderratte (*Rattus norvegicus*) als Stammform der Laborratte, von der letztendlich alle als Haustiere gehaltenen Ratten abstammen, gehört zur großen Gruppe der Echten Mäuse. Die Vertreter der Echten Mäuse oder Muriden sind eine relativ junge Gruppierung innerhalb der Säugetiere und haben sich wahrscheinlich erst im mittleren Miozän vor etwa 15 Millionen Jahren aus wühlmausähnlichen Vorfahren entwickelt. Die Muriden stellen mit ca. 120 Gattungen und über 450 Arten eine der größten Säugetiergruppen dar, deren evolutive Entwicklung und Differenzierung noch keineswegs abgeschlossen ist. Dies ist vermutlich auch einer der Gründe, warum die systematische Abgrenzung eines Großteils der Arten und Gattungen innerhalb der Echten Mäuse bislang noch nicht eindeutig geklärt werden konnte und auch aktuell weiterhin kontrovers diskutiert wird. Selbst auf dem Familienniveau herrscht bei dieser Gruppe noch erhebliche Unsicherheit. So werden die Echtmäuse von einigen Autoren als eigenständige Familie (Familie Muridae) geführt, von anderen dagegen nur als Unterfamilie (Unterfamilie Murinae) innerhalb der Familie der Altweltmäuse und Ratten (die dann ebenfalls als Muridae bezeichnet werden). Aktuell werden von den meisten Taxonomen die Echten Mäuse zur Unterfamilie der Murinae innerhalb der Familie der Muridae gezählt, zu der drei weitere Unterfamilien gerechnet werden (Deomyinae – „Stachel- und Bürstenhaarmäuse“, Gerbillinae – Rennmäuse, Otomyinae – Lamellenzahnratte und Leimacomyinae – „Furchenzahn-Mäuse“).

Verbreitet sind die Echten Mäuse hauptsächlich in der Alten Welt sowie in Australien, wobei

### Steckbrief Wanderratte

Kopf-Rumpf-Länge:	bis 28 cm
Gewicht:	270 – 400 g
Zahnformel:	$\frac{1003}{1003}=16$
Ernährung:	vegetarisch/animalisch
Sozialverhalten:	Familiengruppen
Wurfgröße:	6 – 9 (bis 13) Jungtiere
Wurfanzahl pro Jahr:	4 – 6 Würfe/a
Tragzeit:	22 – 24 Tage
Entwöhnung nach	ca. 21 Tagen
Geschlechtsreife:	3 Monate
Lebenserwartung:	bis zu 4 Jahre

von den meisten Vertretern dicht bewachsene Lebensräume in tropischen und subtropischen Klimaten besiedelt, offene Lebensräume wie etwa Steppen oder Savannen und Zonen gemäßigter Klimate dagegen eher gemieden werden (die Meidung von Steppengebieten trifft allerdings nicht auf die Wanderratte zu; siehe hierzu auch Kapitel 6.2, S. 181). Die ersten eindeutigen Muriden sind mit der ausgestorbenen Gattung *Antemus* aus dem mittleren Miozän im Norden Pakistans bekannt (Chinji-Stufe vor etwa 13 – 11 Millionen Jahren). Von Asien ausgehend haben die Muriden dann einen Großteil der Alten Welt inklusive Australien besiedeln können. Dabei sind die Muriden neben einigen Fledermäusen und Flughunden (Ordnung Chiroptera) sowie dem Dingo (*Canis lupus* f. *dingo*) die einzigen höheren Säugetiere (Eutheria), die den australischen Kontinent erreicht haben. Allerdings ist nicht klar, ob sie dies – wie der Dingo – im Zuge der Besied-

lung Australiens durch den Menschen oder unabhängig vom Menschen geschafft haben. In Europa und Nordafrika traten dann Vertreter der Echten Mäuse erstmals im jüngeren Miozän (Vallesium vor etwa 11 bis 9 Millionen Jahren) mit den beiden ausgestorbenen Gattungen *Progonomys* und *Parapodemus* auf.

Bei der rezenten Verbreitung der Muriden gibt es zwei geographische Schwerpunkte, einen in Afrika und einen zweiten in Australien und der Inselwelt Südost-Asiens, wobei vor allem bei den afrikanischen Vertretern eine starke Aufspaltung in eine große Anzahl unterschiedlicher Gattungen und Arten stattgefunden hat. Die restlichen Arten verteilen sich auf den asiatischen Kontinent sowie Europa. Bis in die gemäßigten Breiten sind von den Echten Mäusen nur die vier Gattungen *Apodemus* (Waldmäuse), *Micromys* (Zwergmäuse), *Mus* (Hausmäuse) und *Rattus* (Ratten) vorgezogen. Auf dem amerikanischen Kontinent kommen Vertreter der Familie Muridae natürlicherweise nicht vor, allerdings sind eine Reihe von Arten vom Menschen nach Amerika verschleppt worden – so zum Beispiel die Wander- und Hausratte (*Rattus rattus*), sowie die Hausmaus (*Mus musculus*).

Viele Vertreter der Muriden sehen sich außerordentlich ähnlich, so dass eine Zuordnung zu bestimmten Gattungen oder Arten nicht immer ganz einfach ist. Schwierigkeiten bereitet in dieser Hinsicht auch die Gattung *Rattus*, zu der neben der Wanderratte und der Hausratte noch eine Vielzahl weiterer Arten gehören. Je nach Autor werden zur Gattung *Rattus* zwischen 55 und 66 Arten gezählt, die aktuell in sechs Artgruppen eingeteilt werden, deren Vertreter enger miteinander verwandt sind. Allerdings ist diese Einteilung nicht vollständig, da nach aktuellem Stand 13 Arten keiner der sechs Artgruppen zugeordnet werden können (eventuell handelt es sich bei diesen 13 Arten nicht einmal um Vertreter der Gattung *Rattus*). Die Wanderratte wird zusammen mit *R. nitidus* (Himalaja-Ratte) und *R. pyctoris* (Turkestan-Ratte) zur Artgruppe „norvegicus“ zusammengefasst, während unsere Hausratte mit 20 weiteren Arten zur Artgruppe „rattus“ gerechnet wird. Trotz der äußerlichen Ähnlichkeit von Wander- und Hausratte unterscheiden sich diese beiden Arten relativ deutlich in Bezug

auf verschiedene verhaltensbiologische, morphologische, biochemische und molekulargenetische Eigenschaften.

Eindeutige Vertreter der Gattung *Rattus* treten erstmalig zu Beginn des letzten Drittels des Miozäns (im Nagri vor etwa 11 – 8 Millionen Jahren) im südlichen Asien auf, von wo aus sie sich – zum Teil eigenständig, zum Teil mit Hilfe des Menschen – weiter ausgebreitet haben. Die Wanderratte stammt wahrscheinlich ursprünglich aus den Steppengebieten des östlichen Asiens (Japan, Nordost-China, Mongolei und gemäßigtes Sibirien), wobei die bislang ältesten Funde aus dem mittleren Pleistozän (vor etwa 780 000 – 125 000 Jahren) von der japanischen Insel Honshu stammen. Die Hausratte war dagegen anfänglich nur in Süd- und Südost-Asien (vornehmlich im südlichen Indien) beheimatet. Dadurch, dass sich Haus- und Wanderratte aber eng an den Menschen anschließen (man spricht in einem solchen Fall von Kommensalismus oder Synanthropismus), sind diese beiden Arten mit Hilfe des Menschen weltweit verschleppt worden (siehe Kapitel 6.2, S. 181).

Während die Hausratte bereits zum Ende des oberen Pleistozäns vor etwa 15 000 Jahren die Mittelmeerregion (nachweisbar im nördlichen Israel) und im Zuge der römischen Eroberungen im 2. Jahrhundert n. Chr. Deutschland (Nachweise aus der Nähe von Mannheim) und schon im 4. Jahrhundert n. Chr. Großbritannien erreicht hatte, stammen die ältesten Nachweise der Wanderratte in Europa aus dem 11. Jahrhundert n. Chr. (Burg Scharstorf bei Preetz in Holstein). Auch der Schweizer CONRAD GESSNER beschrieb 1553 in seiner „*Historia animalium*“ (in der deutschen Übersetzung später „Thierbuch“ genannt) eine Wanderratte, die zu dieser Zeit also schon in Westeuropa bekannt gewesen sein könnte. Trotz des Fundes von Skelettresten wird allerdings von einigen Autoren das Auftreten der Wanderratte vor dem 18. Jahrhundert als unsicher angesehen. Geschichtlich eindeutig belegte Beobachtungen der Wanderratte in Westeuropa stammen erst aus dem 18. Jahrhundert (England 1730, Frankreich 1735, östliches Deutschland 1750, Spanien 1800).

Im Zusammenhang mit der Wanderratte tauchen immer wieder Berichte über die von dem Zoologen PETER SIMON PALLAS beobachtete Masseneinwanderung entlang der Wolga in Richtung Westen im Jahr 1727 auf, die die Besiedlung Westeuropas eingeleitet haben soll. Die angeblich durch ein Erdbeben ausgelöste Massenwanderung kann zwar stattgefunden haben, jedoch gibt es keinerlei historisch belegte Beweise, dass dies der Beginn der Ausbreitung der Wanderratte in das westliche Europa gewesen ist. Eine Verbreitung wird wohl vorrangig durch den Schiffsverkehr stattgefunden haben, wie das Beispiel Englands deutlich macht, dessen Besiedlung durch Wanderratten über den Handelsverkehr mit Russland stattfand. Durch den regen Schiffsverkehr zwischen der Alten und der Neuen Welt war die Wanderratte ab 1775 dann auch in Nordamerika nachzuweisen. Im Vergleich dazu hatte sich die Hausratte bereits im späten 15. Jahrhundert entlang der Küsten von Nord-, Zentral- und Südamerika etabliert.

Nach der Vorherrschaft der Hausratte im Mittelalter, wurde diese in Westeuropa mit Beginn des 18. Jahrhunderts dann nach und nach durch die immer stärker in Erscheinung tretende Wanderratte abgelöst (siehe auch Kapitel 6.2, S. 181). Vielfach wird der Rückgang der Hausratte durch eine sich mehr und mehr verstärkenden Konkurrenz mit der immer häufiger werdenden Wanderratte erklärt. Demnach soll die Wanderratte die Hausratte nach und nach aus den geeigneten Lebensräumen verdrängt haben (mittlerweile steht die Hausratte in Deutschland auf der Roten Liste der vom Aussterben bedrohten Tierarten). Höchstwahrscheinlich ist aber nicht die Wanderratte für das Verschwinden der Hausratte verantwortlich, sondern die zeitgleich mit dem Auftreten der Wanderratte durchgeführten Verbesserungen der hygienischen Zustände sowie Änderungen in der Bauweise menschlicher Behausungen, die zu einer Zerstörung geeigneter Lebensräume der Hausratte geführt haben. Da Hausratten – anders als Wanderratten – in Westeuropa nicht außerhalb menschlicher Behausungen überleben können, haben wahrscheinlich die Veränderungen in der menschlichen Lebensweise zum Rückgang der Hausratte geführt.

### 6.1.1 Domestikation

Sowohl die Wander- als auch die Hausratte haben sich von sich aus dem Menschen angeschlossen und leben auch in ihrem ursprünglichen Verbreitungsgebiet zumindest teilweise als Kommensalen in unmittelbarer Nähe des Menschen. Zu welchem Zeitpunkt genau der Anschluss an den Menschen erfolgte, kann heute nicht mehr sicher ermittelt werden. Obwohl sich in ihren natürlichen Verbreitungsgebieten im Großraum Asien auch noch einige andere Ratten-Arten dem Menschen anschließen (z.B. *R. exulans* – Pazifische oder Polynesische Ratte, *R. tanezumi* – Asiatische Hausratte, *R. nitidus* – Himalaja-Ratte, *R. argentiventer* – Reisfeld-Ratte, *R. losea* – „Kleine Reisfeld-Ratte“ und *R. tiomanicus* – „Malaysische Feld-Ratte“; deutsche Namen in Anführungszeichen sind Übersetzungen der englischen Bezeichnungen), so ist es jedoch nur der Haus- und der Wanderratte gelungen, sich mit Hilfe des Menschen weltweit auszubreiten. Obwohl sich beide Arten dem Menschen sehr eng anschließen (in weiten Teilen des heutigen Verbreitungsgebietes sind die Tiere nur in oder an menschlichen Bauwerken zu finden), wird nur die Wanderratte in größerem Maßstab als Versuchs- bzw. Haustier gehalten. Dabei ist der Ausgang der Haltung von Wanderratten als Heimtiere wahrscheinlich in Westeuropa zu suchen, während die Verwendung als Versuchstier anfangs vor allem in Nordamerika betrieben wurde.

Albinoratten sind bereits seit dem 18. Jahrhundert bekannt und aus dieser Zeit gibt es auch bereits die ersten Hinweise auf eine Haltung in menschlicher Obhut. Die Domestikation der Wanderratte zum Heimtier geht wahrscheinlich auf die kommerziellen Rattenkämpfe mit abgerichteten Terriern und anderen Hunderassen in der Mitte des 19. Jahrhunderts in England und den USA zurück. Bei diesen Kämpfen wurden Wanderratten und Terrier zusammen in Pferche gesperrt und dann von den Zuschauern darauf gewettet, wie lange der Hund benötigt, um alle Ratten in dem Pferch zu töten. Da wilde Wanderratten oftmals nicht einfach zu fangen sind, wurde damit begonnen, die Tiere in menschlicher Obhut zu halten und zu vermehren, um immer ausreichend Ratten für diese Rattenkämpfe zur Verfügung zu haben. Aus solchen Haltungen in England sind seit etwa 1850 mit völlig schwarzen Tieren und den Kaputzenratten (Fellfär-



bung weiß mit dunklem Kopf) die ersten Farbschläge bekannt geworden.

Bereits Mitte des 19. Jahrhunderts wurden Albinoratten zum Teil auch schon zur Klärung wissenschaftlicher Fragestellungen eingesetzt. Allerdings erfolgte zu dieser Zeit noch keine Zucht auf bestimmte Merkmale. Zum Ende des 19. Jahrhunderts zwischen 1877 und 1885 beschäftigte sich dann vor allem H. CRAMPE in Deutschland mit einer gezielten Zucht der Wanderratte, wozu er Wild- und Albinoratten verwendete. Anfang des 20. Jahrhunderts wurde am damaligen Wistar-Institut für Anatomie und Biologie in Philadelphia (*The Wistar Institute of Anatomy and Biology*) damit begonnen, die Albinoratte im Hinblick auf bestimmte Merkmale zu standardisieren und es entstand die sogenannte Wistar-Ratte, die neben einer Reihe weiterer Inzucht- und Auszuchtlinien (es sind mittlerweile über 400 Stämme bekannt) auch heute noch in der wissenschaftlichen Forschung in verschiedenen Bereichen wie etwa der Psychologie und Verhaltensforschung, der Pharmakologie, der Toxikologie, der Krebs- und der Ernährungsforschung eingesetzt wird.

### 6.1.2 Auswirkungen der Domestikation

Die Domestikation der Wanderratte hatte auf die domestizierten Tiere einige Auswirkungen. So ist beispielsweise das Hirnvolumen der Tiere im Vergleich zur Wildform um etwa 8 % geringer, wobei von dieser Größenreduktion verschiedene Gehirnareale unterschiedlich stark betroffen sind. So sind beispielsweise die beiden für die Bewegungskoordination zuständigen Gehirnareale des *Corpus striatum* (Streifenhügel) und des *Cerebellums* (Kleinhirn) bei den domestizierten Formen weniger stark ausgeprägt, was die Ursache für den im Vergleich zu Wildratten eingeschränkten Bewegungsdrang der domestizierten Wanderratten ist. Die vielen Verhaltensunterschiede zwischen wilden und domestizierten Wanderratten lassen sich zu einem großen Teil auf eine Verkleinerung der meisten hormonproduzierenden Drüsen wie etwa der Präputial-, Bauchspeichel- (Pankreas), Schild- (*Glandula thyroidea*) oder Nebenschilddrüse (*Glandula parathyroidea*) zurückführen. Weiterhin sind innere Or-

gane wie das Herz (zwischen 20 – 39 % Gewichtsreduktion), die Nieren, die Leber (etwa 25 % Gewichtsreduktion) und die Milz (etwa 48 % Gewichtsreduktion) bei domestizierten Tieren kleiner als bei wilden Wanderratten.

Die Gonaden und sekundären Geschlechtsmerkmale reifen bei den domestizierten Ratten früher als bei den wilden Vertretern und auch die Geschlechtsreife wird früher erreicht. Weiterhin sind die Wurfgrößen bei den domestizierten Tieren höher als bei den Wildtieren und die Fortpflanzung ist nahezu unabhängig von saisonalen Einflüssen. Auch zeigen die seit Generationen in menschlicher Obhut gehaltenen Wanderratten dem Menschen gegenüber eine geringere Aggressivität als die wildlebenden Vertreter. Dies lässt sich unter anderem auf eine Änderung in der Gehirncemie bei den domestizierten Tieren zurückführen. So ist beispielsweise die Serotonin-Konzentration im Gehirn erhöht, was sich unter anderem in einer Hemmung des aggressiven Verhaltens und einer Steigerung des Wohlbefindens äußert (umgangssprachlich wird Serotonin manchmal als „Glückshormon“ bezeichnet). Bedingt wird die erhöhte Serotonin-Konzentration durch eine gesteigerte Aktivität eines bestimmten Enzyms, der Tryptophan-Hydroxylase-2 (TPH2), welches einen wichtigen Stoffwechselvorgang bei der Synthese von Serotonin im Gehirn katalysiert. Weiterhin zeigen domestizierte Wanderratten eine erhöhte Noradrenalin-Konzentration im Hypothalamus des Gehirns. Auch Noradrenalin bewirkt – ähnlich wie das Serotonin – eine Steigerung des Wohlbefindens der Tiere.

Als auffälligste Verhaltensänderung domestizierter Wanderratten ist wohl die Reaktion der Tiere gegenüber neuen, unbekanntem Objekten zu sehen. Wildlebende Wanderratten vermeiden in der Regel den Kontakt zu unbekanntem Objekten und sogar zu bekannten Objekten, deren räumliche Orientierung sich geändert hat. Dieses Verhalten wird als Neophobie („Angst vor etwas Neuem“) bezeichnet und kann sich sowohl auf Objekte in der physikalischen Umwelt der Wanderratte, als auch auf Nahrungsobjekte beziehen. Ein ähnliches Verhalten kann teilweise auch bei anderen Nagetieren beobachtet werden, die als Kommensalen des Menschen in Erscheinung treten. Eine solche Neopho-

bie fehlt den domestizierten Wanderratten fast vollständig. Diese Tiere zeigen fast allen neuen Gegenständen gegenüber ein ausgeprägtes Neugierverhalten. Bei wildlebenden Wanderratten, die fernab von menschlichen Behausungen leben, ist diese Neophobie allerdings auch schwächer ausgeprägt als bei Tieren, die an oder in Gebäuden leben.

Vor allem die anatomischen Veränderungen sind bei der Wanderratte eher modifikatorischer Natur (und damit in den meisten Fällen reversibel, wenn sich die Lebensumstände des Tieres ändern; ein Beispiel wäre hier die Darmlänge, die sich in Abhängigkeit von der Futterqualität reversibel ändern kann) und nicht genetisch festgelegt, wie dies bei Haustieren, die sich bereits viel länger in menschlicher Obhut befinden, in der Regel der Fall ist. Das Gleiche gilt für die Verhaltensunterschiede bei in menschlicher Obhut gehaltenen Wanderratten (siehe Kapitel 6.5, S. 195). Die „domestizierten“ Wanderratten verfügen noch über das vollständige Verhaltensrepertoire ihrer wildlebenden Verwandten, was sich an der Möglichkeit zu einer erfolgreichen Verwilderung domestizierter Tiere zeigt, deren Verhalten dann nach einiger Zeit kaum noch von dem der Wildtiere zu unterscheiden ist. Ebenso nähern sich bei dem Verwilderungsprozess auch die durch die Domestikation bedingten anatomischen Veränderungen relativ schnell wieder den Verhältnissen bei den wilden Wanderratten an. Allerdings ist eine erfolgreiche Verwilderung von Haustieren auch kein absolutes Ausschlusskriterium für eine erfolgte Domestikation, wie das Beispiel einer erfolgreichen Verwilderung von Hauskatzen oder Haushunden zeigt, die unzweifelhaft domestiziert sind.

Genau genommen dürfte im Fall der Wanderratte (und der meisten anderen Kleinsäugetiere, die in menschlicher Obhut gehalten werden) gar nicht von einer Domestikation gesprochen werden, da mit diesem Prozess eigentlich eher eine genetische Fixierung der durch menschliche Züchtung erzielten Änderungen von physiologischen, anatomischen, morphologischen und/oder Verhaltensmerkmalen gemeint ist (eine Ausnahme wären hier allerdings die verschiedenen Zuchtlinien der Laborratte, bei denen man in gewisser Weise von einer Domestikation sprechen könnte).

### 6.1.3 Ratten als Krankheitsüberträger

Oftmals werden Ratten mit den zwischen dem 14. und 18. Jahrhundert in Westeuropa häufig auftretenden Pest-Epidemien in Zusammenhang gebracht, deren bakterielle Erreger (höchstwahrscheinlich *Yersinia pestis*) durch den Rattenfloh *Xenopsylla pestis* von den Ratten auf den Menschen übertragen worden sein sollen. Die hieran – angeblich – beteiligten Ratten waren wahrscheinlich Hausratten, da diese zu jener Zeit in Westeuropa sehr viel häufiger gewesen sind, als die Wanderratten. Von anderen Autoren wird dagegen ein Bezug zwischen Ratten und dem Auftreten der Pest ernsthaft angezweifelt. Demnach sollen sich keinerlei historisch belegbare Zusammenhänge zwischen einer übermäßigen Rattenvermehrung, wie sie für eine effektive Übertragung des Pesterregers nötig ist, und einer anschließenden Pest-Epidemie herstellen lassen. Bei einer Pest-Epidemie des Menschen ist eine Übertragung des Erregers durch den Menschenfloh *Pulex irritans* sehr viel wahrscheinlicher. Darüber hinaus kann bei dem Auftreten von Lungenpest auch eine Übertragung von Mensch zu Mensch durch eine Tröpfcheninfektion erfolgen.

Allerdings können sowohl Hausratten als auch Wanderratten ebenfalls an der Pest erkranken und damit als potentielle Ansteckungsherde für den Menschen in Frage kommen. Ob es alleine durch die wiederholte Übertragung des Pesterregers von der Ratte auf den Menschen zur Ausbildung einer Epidemie vom Ausmaß der im Mittelalter beobachteten Pest-Epidemien kommen kann, ist dennoch umstritten.

In der Regel werden Ratten (und Hausmäuse) bekämpft, wenn die Gefahr besteht, dass durch eine Massenvermehrung der Tiere Krankheiten auf Menschen und Haustiere übertragen werden könnten. Von Ratten können beispielsweise infektiöse Gelbsucht (Weil'sche Leptospirose), murines Fleckfieber, Rattenbisskrankheit, Typhus, Paratyphus, Enteritis, Schweinepest, Maul- und Klauenseuche oder auch Tollwut als Zoonosen verbreitet werden (siehe auch Kapitel 6.7, S. 225).

Oftmals ist eine solche Dezimierung der Bestände jedoch nur von kurzer Dauer. So kann etwa ein

Bestand, der bis auf 10 % der ursprünglichen Größe dezimiert wurde, innerhalb eines halben Jahres bereits wieder seine ursprüngliche Bestandsstärke erreicht haben. Erschwert wird eine erfolgreiche Bekämpfung unter anderem durch die oben bereits erwähnte Neophobie (siehe Kapitel 6.1.2, S. 179 und 6.4, S. 188) gegenüber Giftködern und Fallen, sowie eine zunehmende Resistenz der Tiere – oftmals hervorgerufen durch ein unkontrolliertes Ausbringen von Giftködern – gegenüber den heute als Rattengift angewendeten, die Blutgerinnung verhandelnden Antikoagulantien (Gerinnungshemmer wie z.B. Warfarin, ein Cumarin-Derivat). Da solche Vergiftungsaktionen zur Kontrolle von Wanderrattenpopulationen relativ ineffektiv und meistens nur von kurzer Dauer sind, wird – zum Teil sehr erfolgreich – versucht, die Populationsdichte über ein entsprechendes Umweltmanagement zu regulieren bzw. eine Ansiedlung von Wanderratten von vornherein zu vermeiden.

## 6.2 Natürlicher Lebensraum und Verbreitung

Den typischen Lebensraum der Wanderratte zu beschreiben ist auf Grund der heutigen, nahezu weltweiten Verbreitung der Art (siehe Abbildung 6.1, S. 182) nicht ganz einfach. Ebenso besteht über das genaue ursprüngliche Verbreitungsgebiet der Wanderratte immer noch große Unsicherheit. Klar ist lediglich, dass die Art aus dem ostasiatischen Raum stammt und sich von hier aus mit Hilfe des Menschen ausgebreitet hat. Die bislang ältesten Fossilfunde stammen von der Insel Honshu, der Hauptinsel Japans. Es wird aber vermutet, dass die Wanderratte ursprünglich auch auf dem Festland im südöstlichen Sibirien, in der Mongolei, sowie dem nordöstlichen China beheimatet gewesen ist. Hier soll sie vor allem die ausgedehnten Steppegebiete besiedeln, in denen zum Teil auch der Campbell-, der Roborovski- und der Chinesische Zwerghamster anzutreffen sind (vergleiche Kapitel 4.2, S. 99 und Abbildung 4.1, S. 100).

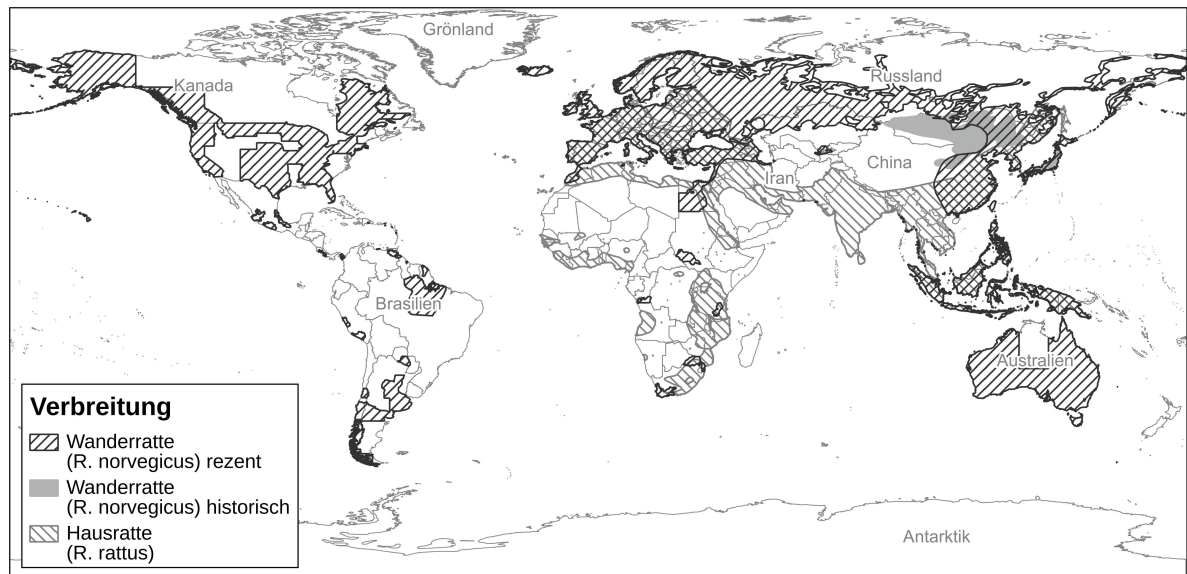
Wann genau sich die Wanderratte dem Menschen angeschlossen hat, ist heute ebenfalls nicht mehr zu klären. Sicher ist nur, dass sie erst durch diesen Synanthropismus die heutige weltweite Verbreitung

erfahren hat (siehe auch Kapitel 6.1.1, S. 178).

Im gemäßigten Teil ihres heutigen Verbreitungsgebietes in Europa und Nordamerika lebt die Wanderratte häufig entweder in oder an Gebäuden. Es gibt aber auch Populationen, die hier völlig unabhängig vom Menschen oder menschlichen Gebäuden im Freiland leben. Dies steht im Gegensatz zu den Hausratten, die in gemäßigten Breiten ausnahmslos nur in Häusern zu finden sind und keine frei lebenden Populationen bilden. Dagegen sind die Wanderratten im tropischen und subtropischen Teil des rezenten Verbreitungsgebietes – beispielsweise in Afrika, Südamerika, Südost-Asien und Australien – hauptsächlich in Städten und hier im Besonderen in Hafentädten anzutreffen. Im Gegensatz zur Hausratte sind außerhalb menschlicher Behausungen lebende Populationen der Wanderratte in diesen Gebieten unbekannt. Auch nördlich des 60sten Breitengrades (etwa in Skandinavien nördlich von Oslo oder in Alaska nördlich von Anchorage) sind Wanderratten nur noch in menschlichen Gebäuden zu finden, da hier die Winter zu streng sind, um ein dauerhaftes Überleben von Populationen im Freiland zu ermöglichen (siehe hierzu auch Abbildung 6.1, S. 182).

Die in oder an Gebäuden siedelnden Tiere sind hauptsächlich in den unteren Stockwerken, im Keller oder in der Kanalisation zu finden. Letzteres vor allen Dingen dann, wenn es sich dabei um alte, nicht renovierte Abwassersysteme handelt. Auch darin unterscheiden sie sich von den Hausratten, die in der Regel eher die oberen Stockwerke bzw. die Dachböden von Gebäuden besiedeln und die unteren, meist feuchteren Gebäudeteile nur aufsuchen, wenn sie auf der Suche nach Wasser sind (dieses Verhalten kommt auch in der deutschen Bezeichnung „Dachratte“ bzw. dem englischen „roof rat“ für die Hausratte zum Ausdruck). Wenn allerdings in den oberen Stockwerken ergiebige Nahrungsquellen zu finden sind, wie etwa Kornspeicher auf den Dachböden von Bauernhöfen, so sind auch hier Wanderratten zu finden. Dennoch haben diese Tiere ihre Nester in der Regel auch in den unteren Stockwerken.

Die Nester der Wanderratten sind in Gebäuden in der Regel in Höhlungen, Zwischenwänden oder



**Abbildung 6.1:** Historische (grau) und aktuelle (dunkel schraffiert) Verbreitung der Wanderratte (*Rattus norvegicus*) und aktuelle (hell schraffiert) Verbreitung der Hausratte (*R. rattus*).

–decken oder in toten Abwasserrohren zu finden. Frei liegende Nester sind so gut wie nie anzutreffen. Wird dennoch einmal ein frei liegendes Nest gefunden, so wurde dieses höchstwahrscheinlich von Hausratten angefertigt. Im Gegensatz zur Wanderratte baut die Hausratte normalerweise kugelige, oben geschlossene Nester, wodurch diese neben ihrer Lage auch leicht von den oben offenen Nestern der Wanderratte unterschieden werden können.

Mitunter legen die in Gebäuden siedelnden Wanderratten auch selbst gegrabene Erdbau an, die sich dann aber meistens in der unmittelbaren Nähe eines Gebäudes befinden. In einem solchen Bau wird dann auch das Nest angelegt.

Oftmals erfolgt eine Besiedlung des Kanalsystems ausgehend von einem Erdbau, etwa wenn die Tiere beim Graben auf ein geborstenes Abwasserrohr stoßen. Durch das Eindringen in die Kanalisation können dann anschließend auch Gebäude besiedelt werden. Allerdings sind die Tiere hierzu nicht zwingend auf den Weg über das Abwassersystem angewiesen.

Besiedelt werden alle Arten von Gebäuden, die den Tieren in irgendeiner Form ausreichend Nahrung bieten. An erster Stelle stehen hierbei Bauwerke, die in mit der Haltung von Tieren zusammenhängen, wie etwa Bauernhöfe mit Viehhaltung. Auch Lagerräume werden häufig bewohnt, vor allem wenn in diesen Lebensmittel gelagert werden. Entsprechende Möglichkeiten vorausgesetzt, werden auch Speiseräume besiedelt, vor allem wenn die hygienischen Bedingungen unzureichend sind und Abfälle nicht ordnungsgemäß entsorgt werden.

Auch in modernen Städten ist die Wanderratte sehr erfolgreich. Wissenschaftlich gesicherte Angaben über die Siedlungsdichte von Wanderratten in Städten liegen aber so gut wie nicht vor. Die Angaben schwanken in weiten Bereichen zwischen 1 und 1000 Ratten pro 100 Einwohner. Zumeist stammen diese Zahlen aus der Literatur zu Schädlingsbekämpfungsmassnahmen und sind dabei nur in Ausnahmefällen in Form einer wissenschaftlich reproduzierbaren Studie erhoben worden. Wie Untersuchungen gezeigt haben, orientieren sich Wanderratten auch bei der Besiedlung von Städten an natürlichen Strukturen wie etwa dem Vorkommen von Wasser oder dichter Vegetation. Sie sind keineswegs gleichmäßig über das gesamte Stadtgebiet ver-

breitet. Allerdings bietet der Überfluss, in dem vor allem die Menschen in westlichen Industrieländern leben und die Wegwerfmentalität vieler menschlicher Bewohner in diesen Ländern, den Wanderratten ideale Lebensbedingungen, die auch durch wiederholte Rattenbekämpfungsmaßnahmen mit dem bislang üblichen Einsatz von Giftködern offensichtlich nicht wesentlich beeinträchtigt werden. Vor allem der nachlässige Umgang mit organischen Abfällen (und hier vor allem das Wegwerfen von Lebensmitteln) in manchen Bereichen ermöglicht es den Wanderratten, sich auch in vielen Städten erfolgreich zu behaupten.

Vom Menschen geschaffene, den Wanderratten zugängliche Lebensräume sind außerdem noch Müllhalden und in den letzten Jahrzehnten die verstärkt aufkommenden privaten Komposthügel und kommunalen Kompostierungsanlagen. Ganz besonders interessant werden solche Komposthügel für Wanderratten, wenn in offenen Mieten neben den Gartenabfällen auch noch Küchenabfälle kompostiert werden. Allerdings sind nicht unbedingt alle Komposthaufen zwangsläufig von Ratten besiedelt. Es müssen auch Möglichkeiten gegeben sein, dass die Tiere diese Komposthaufen überhaupt erreichen können. In vom Menschen dicht besiedelten Gebieten wirken zum Teil schon stärker befahrene Straßen als eine recht wirkungsvolle Wanderbarriere für die Wanderratten (und andere Kleinsäugetiere).

Die im Freiland lebenden Wanderrattenpopulationen sind nicht nur im Sommerhalbjahr außerhalb von Gebäuden anzutreffen, sondern oftmals auch im Winter. Häufig ist zu lesen, dass die Tiere im Frühjahr aus den Gebäuden ins Freiland abwandern und im Herbst in die Gebäude zurückkehren, was jedoch so nicht zutreffend ist. Wie in einer mehr als 12-jährigen Untersuchung an Wanderratten in Deutschland festgestellt werden konnte, kommen zwar durchaus größere Migrationsbewegungen vor, jedoch ist dabei keinesfalls ein regelmäßiger, saisonaler Wechsel zwischen Gebäuden und Freiland zu beobachten. Der Anschein einer gerichteten, herbstlichen Besiedlung von Gebäuden wird dadurch erweckt, dass die Wanderrattengruppen im Herbst, bedingt durch das zu dieser Zeit stattfindende Populationswachstum, ihren Aktionsraum

erweitern und dabei zum Teil auch Gebäude aufsuchen. Über den Winter stirbt ein Teil der Population wieder, so dass einige der im Herbst besiedelten Gebäude im Frühjahr wieder frei von Wanderratten sind.

In Deutschland leben etwa 40 % der untersuchten Wanderrattengruppen dauerhaft und über einen längeren Zeitraum im Freiland. Beim Vergleich der Gruppengröße zwischen Populationen die innerhalb von Gebäuden lebt und von solchen, die dauerhaft im Freiland siedeln, konnte kein Unterschied beobachtet werden – die Tiere kommen also zumindest in Mitteleuropa gleichermaßen gut mit der Situation in Gebäuden und im Freiland zurecht.

Frei lebende Wanderratten sind in Mitteleuropa fast ausschließlich entlang von Gewässern anzutreffen und bewohnen hier selbst gegrabene Erdbaue. Die Bindung an die Ufer offener Wasserflächen ist dabei relativ stark ausgeprägt, so dass die Tiere unter Umständen hier auch dann siedeln, wenn die Möglichkeiten zur Nahrungsbeschaffung in unmittelbarer Umgebung des Wohnbaues schlecht sind. Unter solchen Umständen nehmen die Tiere dann zur Nahrungssuche zum Teil auch täglich Strecken von mehreren Kilometern in Kauf. Eine Voraussetzung für die Besiedlung eines Ufers durch Wanderratten ist ein dichter Pflanzenbewuchs. Hecken oder Felder werden von der Wanderratte – trotz guter Deckungsmöglichkeit – wenn überhaupt, dann nur temporär besiedelt, wenn Getreide oder andere Feldfrüchte als Nahrung zur Verfügung stehen. Für eine dauerhafte Besiedlung vollständig gemieden werden von den Tieren in der Regel offene oder halboffene Stellen. Begründet wird dieses Besiedlungsverhalten damit, dass Wanderratten – so wie viele andere Kleinsäugetiere auch – beim Laufen stets versuchen, zumindest mit den Vibrissen engen Kontakt zu vertikalen Flächen zu halten (dieses Verhalten wird als Thigmotaxis bezeichnet). Von Bedeutung dürfte dabei weniger das Kontakt halten an sich sein; vielmehr stellt dieses Verhalten sicher, dass sich die Tiere stets in unmittelbarer Nähe einer Deckungsmöglichkeit bewegen und sich so bei Annäherung eines Fressfeindes schnell in Sicherheit bringen können. Im Freiland können solche vertikalen Strukturen beispielsweise umgestürzte Baumstämme oder aber auch im dichten Gras

und Kräuterbewuchs angelegte Wechsel sein. Bei in Gebäuden siedelnden Tieren, bei denen dieses Verhalten auch zu beobachten ist, halten die Wanderratten in der Regel engen Kontakt zu Wänden und Mauern. Dies bedeutet jedoch nicht, dass die Tiere nicht auch offene Stellen ohne Deckung überwinden könnten. Mitunter legen sie in schnellem Lauf sogar mehrere hundert Meter weite Strecken ohne jegliche Deckungsmöglichkeiten zurück.

Neben dem Menschen stellt eine Vielzahl von Beutegreifern der Wanderratte nach. In der Nähe zu Gebäuden, etwa auf Bauernhöfen sind dies Hauskatzen und zum Teil auch Hunde. Im Freiland werden Wanderratten in Europa hauptsächlich vom Rotfuchs (*Vulpes vulpes*), dem Iltis (*Mustela putorius*), dem Steinmarder (*Martes foina*) und seltener auch vom Hermelin (*Mustela erminea*) erbeutet. Zum Teil wird auch das Mauswiesel (*Mustela nivalis*) als Fressfeind der Wanderratte erwähnt. Obwohl das relativ kleine Mauswiesel (Männchen: Kopf-Rumpf-Länge bis 26 cm, Gewicht bis 200 g) in der Lage ist, Beutetiere bis zur Größe eines Wildkaninchens (Kopf-Rumpf-Länge 35 – 45 cm, Gewicht 1000 – 3000 g) zu überwältigen, ist es fraglich, ob die Tiere auch einer ausgewachsenen Wanderratte ernsthaft gefährlich werden können. Erwachsene Wanderratten sind sehr wehrhaft und können mitunter selbst Beutegreifer von der Größe eines Iltis (Männchen: Kopf-Rumpf-Länge 35 – 45 cm, Gewicht 1000 – 1500 g) starke Verletzungen zufügen. Als flugfähige Beutegreifer, die in einem größeren Umfang Wanderratten erbeuten, kommen vor allen Dingen der Uhu (*Bubo bubo*) und der Waldkauz (*Strix aluco*) in Betracht.

Prädatoren im Freiland können einen relativ starken Einfluss auf das Verhalten der Wanderratten ausüben. So kann ein starker Prädationsdruck eines nächtlichen Beutegreifers wie beispielsweise durch einen Fuchs, die Tiere dazu veranlassen, von einer ebenfalls nächtlichen Aktivität zu einer Tagesaktivität zu wechseln. Wanderratten, die in menschlicher Nähe leben, ändern ebenfalls ihren Aktivitätsrhythmus. In Gebäuden lebende Tiere verlegen ihre Aktivitätszeiten in die Stunden des Tages, an denen die Menschen nicht aktiv sind, wobei dies unter Umständen auch während der Hellphase der Fall sein kann. Ebenso ist die bei wildle-

benden Wanderratten zu beobachtende, ausgeprägte Neophobie – d.h. die Angst vor neuen, unbekanntem Objekten – vor allem bei solchen Populationen ausgeprägt, die in enger Nachbarschaft zum Menschen leben (siehe hierzu auch Kapitel 6.1.2, S. 179). Bei vom Menschen unbeeinflussten, wildlebenden Tieren ist diese Neophobie dagegen gar nicht, oder nur in sehr eingeschränktem Maße zu finden.

## 6.3 Morphologie und Anatomie

### 6.3.1 Äußere Merkmale

Erwachsene Wanderratten erreichen ein Kopf-Rumpf-Länge von etwa 200 bis 280 mm und eine Schwanzlänge zwischen 180 und 220 mm, wobei der Schwanz immer kürzer als die Kopf-Rumpf-Länge ist. Die durchschnittliche Körperlänge wird mit 215 mm angegeben. Das Körpergewicht schwankt dabei zwischen 200 und 600 g und wildlebende Tiere von mehr als 550 g sind nicht selten. Im Durchschnitt wiegen Wanderratten 240 g, es gibt aber Berichte von wild lebenden Tieren mit einem Gewicht von mehr als 800 g. Solche extrem großen Tiere sind aber wohl eher die Ausnahme. Bei der Wanderratte ist ein Geschlechtsdimorphismus zu beobachten, da die Männchen schwerer als die Weibchen werden – allerdings ist dieser Unterschied mit etwa 4 % sehr gering. An Hand von Schädelmerkmalen ist keine Unterscheidung der beiden Geschlechter möglich.

Die Ohrmuscheln der Wanderratte sind kurz und erreichen nach vorne umgelegt nicht die Augen – zusammen mit dem kurzen Schwanz ist dies ein relativ gutes Unterscheidungsmerkmal gegenüber der Hausratte, die größere Ohrmuscheln und einen längeren Schwanz besitzt. Der Bereich höchster Geräuschempfindlichkeit liegt bei Wanderratten zwischen 10 und 50 kHz. Zum Vergleich reagiert das menschliche Gehör zwischen 3,5 und 4,0 kHz am empfindlichsten (die absoluten Hörunter- und -obergrenzen des Menschen liegen zwischen 16 Hz und 16 kHz). Das Hörvermögen der Wanderratte ist also deutlich zum Ultraschallbereich (Töne oberhalb von 16 kHz) hin verschoben.



Die Augen der Wanderratten sind relativ klein, liegen seitlich am Kopf und decken ein Sehfeld von  $360^\circ$  ab. Wanderratten können aber dennoch verhältnismäßig gut sehen und sind bei Laborversuchen in der Lage, ähnlich komplexe optische Aufgaben zu erlernen wie Primaten. Allerdings ist die Sehleistung mit denen von Primaten, als primär optisch orientierten Lebewesen, nicht zu vergleichen. Dem Wanderrattenauge fehlt beispielsweise eine Zentralgrube (Fovea), die beim Primaten-Auge die Region der höchsten Sehschärfe (Auflösungsvermögen) darstellt. Der Mensch erreicht im Bereich der Fovea eine (angulare) Sehschärfe von etwa 30 c/d (Anzahl der Zyklen pro Grad des Seh winkels), wobei 30 c/d bedeutet, dass vom Auge 30, auf einem Zentimeter gezeichnete, vertikale parallele Linien in einem Abstand von 57 cm zum Auge (bei diesem Abstand entspricht 1 cm beim menschlichen Auge genau einem Sehwinkel von 1 Grad) gerade noch als getrennte Linien wahrgenommen werden. Wanderratten können dagegen eine Sehschärfe von gerade mal 1 c/d realisieren (auf den Menschen bezogen wäre eine Person mit einer solchen Sehschärfe schon nicht mehr in der Lage, zwei, auf einen Zentimeter gezeichnete Linien in einem Abstand von 57 cm als getrennte Linien wahrzunehmen). Bei der Sehempfindlichkeit, also bei der Unterscheidung von Hell und Dunkel, übertrifft der Mensch die Ratte um das Vierfache. Allerdings gibt es bei der Wanderratte in Bezug auf die Unterscheidung von Hell und Dunkel Hinweise darauf, dass hierzu die Augen nicht unbedingt benötigt werden, da sogar blinde Tiere Hell und Dunkel recht gut unterscheiden können. Diskutiert wird als möglicher Photorezeptor in diesem Fall die in der Augenhöhle hinter den Augäpfeln gelegenen Hardersche Drüsen, die bei der Wanderratte (und anderen Nagetieren) größere Mengen an photoaktiven Porphyrinen und dem Neurotransmitter Serotonin produzieren (der genaue Mechanismus der Erkennung von Hell und Dunkel ist bislang nicht bekannt). Entgegen der weitverbreiteten Meinung, Wanderratten könnten keine Farben sehen, sind in der Netzhaut neben den Stäbchen auch Zapfen zu finden. Allerdings machen die für das Farbsehen zuständigen Zapfen nur etwa 1 % aller Sehzellen aus (beim Menschen sind etwa 4,8 % der Sehzellen Zapfen). Wanderratten können also Farben erkennen, wenn auch diese Fähigkeit im Vergleich zum Menschen relativ eingeschränkt ist. Eine Unterscheidung von Farben erfolgt zwi-

sehen Blau und Rot, Grün und Rot, Gelb und Rot sowie Blau und Gelb. Dagegen können die Farben Blau und Grün sowie Grün und Gelb von den Tieren nicht unterschieden werden, da die Wellenlängen dieser Farben für eine Unterscheidung durch die Zapfen des Wanderrattenauges zu eng beieinander liegen. In Abhängigkeit von der Wellenlänge nimmt die Farbwahrnehmung der Wanderratte mit zunehmender Wellenlänge in der Folge Blau, Grün, Gelb, (Orange), Rot immer mehr ab (Wellenlängen des farbigen Lichts in dem für den Menschen sichtbaren Spektrum: Blau: 420-480 nm, Grün: 480-560 nm, Gelb: 560-580 nm, Orange: 580-630 nm Rot: 630-790 nm; die Einheit nm bedeutet Nanometer wobei 1 Nanometer ein milliardstel Meter beträgt:  $1 \text{ nm} = 10^{-9} \text{ m} = 0,000000001 \text{ m}$ ).

Albinotische Ratten sehen wesentlich schlechter als normal gefärbte Tiere, da das einfallende Licht an der unpigmentierten Retina stärker gestreut wird, was vor allem zu Lasten der Sehschärfe geht (diese beträgt bei Albinoratten lediglich 0,5 c/d). Außerdem sind solche Tiere sehr anfällig gegenüber einer höheren Lichtintensität, auch wenn diese nur relativ kurz andauert (eine kurzzeitige Lichtintensität von 1000 – 2500 Lux für etwa 4 Stunden führt bereits zu einer Schädigung der Retina; ebenso 160 Lux Dauerlicht nach bereits einem Tag).

Das Fell der Wanderratte besteht aus drei Haartypen: der kurzen, dichten Unterwolle, den Grannen- sowie den Leithaaren (können bei domestizierten Tieren fehlen). Die Leithaare sind relativ kurz und überragen die Grannenhaare nur wenig – dadurch wirkt das Fell insgesamt glatter als bei der Hausratte, deren sehr lange Leithaare die Grannenhaare weit überragen, was den Tieren so ein „struppiges“ Aussehen verleiht. Auch die Vibrissen an der Oberlippe sind bei der Wanderratte kürzer als bei der Hausratte. Außer an der Oberlippe sind Vibrissen bzw. Tasthaare auch noch über den Augen, an der Unterlippe und an den Vorderextremitäten (hier vor allem an der Innenseite der Handgelenke) zu finden (letztere werden).

Die Fellfärbung von wildlebenden Wanderratten variiert oberseits von rot- bis graubraun und Unterseits von schmutzig-weiß bis grau. Die Haare an der Bauchseite sind häufig an der Basis hellgrau

und werden zur Spitze hin heller. Der Übergang von der Rücken- zur Bauchfärbung ist fließend und niemals scharf abgegrenzt. Mit zunehmendem Alter hellt sich das Haarkleid immer mehr auf. Insgesamt ist die Färbung selbst innerhalb einer Gruppe recht variabel und auch oberseits schwärzliche Tiere sind aus dem Freiland bekannt. Es kommen auch ganz schwarze Tiere vor, die zuweilen einen weißen Brustfleck oder helle Streifen auf den Flanken aufweisen. Auf Grund der Auffälligkeit gegenüber Beutegreifern sind dagegen albinotische Wanderratten im Freiland relativ selten.

Der nackte, mit Hornschuppen besetzte Schwanz ist in der Regel zweifarbig mit einer graubraunen Ober- und einer helleren Unterseite. Der Schwanz wird nicht nur zum Balancieren beim Klettern benutzt, sondern spielt zusammen mit den unbehaarten Ohrmuscheln auch noch eine wichtige Rolle bei der Regulation der Körpertemperatur. Die Schwanzhaut macht zwar nur etwa 5 % der Körperoberfläche der Wanderratte aus, dennoch können die Tiere bis zu 17 % der Körperwärme über diese abgeben. Diese thermoregulatorische Wirkung ist möglich, da den Schwanz mehrere Blutgefäße durchziehen und die Wanderratten die Durchflussmenge des Blutes durch eine Erweiterung (Vasodilatation) bzw. Verengung (Vasokonstriktion) des Blutgefäßdurchmessers regulieren können.

Weibliche Wanderratten haben sechs Milchdrüsenpaare, von denen zwei Paare brustständig (pectoral), ein Paar bauchständig (abdominal) und 3 Paare leistenständig (inguinal) sind. Von dieser Anordnung gibt es mitunter Abweichungen. So fehlt z.B. manchmal ein pectorales Milchdrüsenpaar ein- oder beidseitig.

### 6.3.2 Bewegungsapparat

Die Hände der Wanderratten haben je vier mit Krallen besetzte Finger und die Füße je fünf, ebenfalls mit Krallen besetzte Zehen.

Das Besondere des Bewegungsapparates der Wanderratte ist in dessen fehlender Spezialisierung auf bestimmte Aufgaben zu sehen. Kaum eine andere Kleinsäugetierart kann gleichzeitig ähnlich gut

laufen, klettern, springen, schwimmen und tauchen wie die Wanderratte.

So fehlt den Wanderratten beispielsweise eine speziell an das Laufen angepasste Verlängerung von Unterschenkel- und Unterarmknochen, oder von Mittelfuß- und Mittelhandknochen, wie sie etwa beim Kaninchen zu finden ist (vergl. Kapitel 1.3.2, S. 5). Wanderratten, die sich in normalem Tempo fortbewegen, haben eine Schrittlänge von 20 – 25 cm. Auf der Flucht können sie aber trotz fehlender spezieller Anpassungen immerhin mit einem Schrittzklus eine Entfernung von bis zu 45 cm überbrücken (etwa das 1,5 – 1,6-fache ihrer Körperlänge). Die Gangart einer flüchtenden Wanderratte ist ein Galopp, bei dem eine Schwebephase eingelegt wird, in der keine der vier Extremitäten Kontakt zum Boden hat.

Den Wanderratten fehlt weiterhin eine besonders stark ausgebildete Muskulatur der Finger und Zehen oder eine deutliche Verkürzung und Verstärkung der Unter- und Oberarmknochen, wie sie für ein effektives Graben nötig wären und beispielsweise – zumindest im Ansatz – bei Gold- und Zwerghamster realisiert sind (siehe das Goldhamster-Kapitel 3.3.2, S. 67 und das Zwerghamster-Kapitel 4.3.2, S. 103). Dennoch werden relativ weitreichende und komplexe Baue angelegt, die die Tiere durch alternierenden Einsatz ihrer Hände – man bezeichnet dies als „Scharrgraben“ – ausheben. Dabei wird ein solcher Bau in der Regel nicht von einem einzelnen Tier angelegt, sondern es beteiligen sich alle Mitglieder einer Sozialgemeinschaft an dieser Aufgabe. Die Reduktion des Daumens an der Vorderextremität kann als eine Anpassung an das Scharrgraben gedeutet werden. Da die Hand bei dieser Art des Grabens so gedreht wird, dass der kleine Finger zum Boden zeigt, während die gegenüberliegende Handkante vom Substrat abgehoben wird (man spricht bei einer solchen Handstellung von Supination), wird der Daumen kaum zum Graben benötigt und im Laufe der Evolution nach und nach reduziert (siehe auch das Kapitel 4.3.2, S. 103).

Auch spezielle Anpassungen an das Klettern, wie etwa ein Greifschwanz oder die Ausbildung besonderer Haftstrukturen an den Hand- und Fußinnenflächen, sind bei den Wanderratten nicht zu finden.

Dennoch können die Tiere relativ gut klettern, wobei das Abwärtsklettern mit dem Kopf voran erfolgt. Der Schwanz wird sowohl zum Balancehalten, als auch als Kletterhilfe eingesetzt. Ähnlich wie bei der Zwergmaus (*Micromys minutus*) wird die Schwanzspitze v.a. beim Abwärtsklettern um dünne Objekte wie beispielsweise Zweige gedreht und so zu einem Greiforgan umfunktioniert. Allerdings ist der Einsatz der Schwanzspitze zum Festhalten bei der Wanderratte nicht so stark ausgeprägt wie bei der Zwergmaus. Wanderratten sind auch dabei beobachtet worden, wie sie sich sehr geschickt auf Strom- oder Telefonleitungen von Gebäude zu Gebäude fortbewegt und sich so neue Lebensräume erschlossen haben. Insgesamt ist das Klettervermögen der Wanderratte allerdings nicht mit dem der wesentlich gewandter kletternden Hausratte zu vergleichen.

Zwar können sich Wanderratten nicht mit den Leistungen einzelner, auf besondere Fortbewegungsweisen spezialisierte Arten messen, aber wahrscheinlich ist gerade der Umstand, dass die Tiere alle Lokomotionstypen „ein bisschen“ beherrschen mit ein Grund dafür, warum sich die Art nach ihrer weltweiten Verbreitung so viele neue Lebensräume erschließen konnte.

### 6.3.3 Verdauungsapparat

Prinzipiell ist der Verdauungsapparat der Wanderratte ähnlich wie bei den zuvor behandelten Arten aufgebaut. Ebenso wie Gold- und Zwerghamster verfügt auch die Wanderratte über ein Gebiss mit je einem Schneidezahn (*Incisivus*) und drei Backenzähnen (*Molares*) in jeder Gebisshälfte des Ober- und Unterkiefers – das gesamte Gebiss besteht also aus 16 Zähnen. Zwischen den Schneide- und den Backenzähnen befindet sich eine große Lücke, das sogenannte Diastema. Die Lippen können im Bereich des Diastemas geschlossen werden, so dass die Schneidezähne außerhalb des Mundraums liegen und auf diese Weise zum Nagen eingesetzt werden können, obwohl der Mund geschlossen ist. Dies ist beispielsweise hilfreich, wenn die Schneidezähne zum Graben eingesetzt werden, weil dann kein Erdreich in den Mundraum eindringen kann. Die Schneidezähne haben offene Wurzeln und wachsen zeitlebens nach, während die Backenzähne über geschlossene Wurzeln verfügen und kein

dauerhaftes Wachstum zeigen. Das Wachstum der oberen und unteren Schneidezähne ist unterschiedlich und wird stark von der Art der Nahrung beeinflusst. Für die oberen Incisivi wird ein Wachstum von 1,8 – 3,9 mm/Woche angegeben, für die unteren zwischen 1,5 und 2,6 mm/Woche. Die oberen und unteren Schneidezähne unterscheiden sich auch in ihrer chemischen Zusammensetzung. Die unteren Incisivi weisen einen höheren Gehalt an Kalzium und Phosphor auf und haben eine größere Härte als die oberen Incisivi. Interessanterweise ergaben Fütterungsversuche, dass ein maximaler Abrieb der Schneidezähne bei der Aufnahme von Futterbrei gegeben war und nicht etwa bei der Fütterung von Heu oder Karotten. Ähnlich wie Eichhörnchen (*Sciurus vulgaris*) können Wanderratten die unteren Schneidezähne seitlich auseinanderspreizen, da die beiden Unterkieferäste nicht fest miteinander verwachsen, sondern nur durch Knorpel und Bindegewebe miteinander verbunden sind. Das Spreizen der unteren Schneidezähne erhöht die Effektivität des Nagevorgangs – ob Wanderratten diesen Mechanismus aber auch – ähnlich wie die Eichhörnchen – beispielsweise zum Aufsprengen von Nusschalen einsetzen, ist nicht bekannt.

Auf den Mundraum folgen die Speiseröhre und der Magen, der sich, ähnlich wie bei Gold- und Zwerghamster, in zwei deutlich unterscheidbare Regionen gliedert. Der vordere, drüsenlose, verhornte Teil des Magens (Vormagen) ist bei der Wanderratte aber nicht in Form eines Vormagens vom hinteren, drüsenbesetzten Teil (Drüsenmagen) abgesetzt, sondern von diesem nur durch eine Querfalte abgetrennt. Dennoch ist eine deutliche, zeitlich differenzierte Nutzung des Magens in Abhängigkeit vom Zeitpunkt der Nahrungsaufnahme zu beobachten (siehe Kapitel 6.4.2, S. 192) – diese Trennung wird durch die Magen-Querfalte ermöglicht. Ähnlich wie Kaninchen können auch Ratten nicht erbrechen, was auf die anatomische Lage der Einmündung der Speiseröhre in den Magen nahe der die beiden Magenteile trennenden Querfalte zurückgeführt wird.

An den Magen schließt sich der Dünndarm an, in dessen vorderen Teil die Ausführgänge von Gallengang und Bauspeicheldrüse münden (zur Wirkung von Gallensaft und Bauspeicheldrüsensekret sie-

he Kapitel 6.4.2, S. 192). Den Wanderratten fehlt eine Gallenblase, in der bei anderen Säugetieren der in der Leber produzierte Gallensaft zwischengespeichert wird. Die Gallenkanäle der vier Leberlappen münden direkt in den Gallengang, welcher zum vorderen Teil des Dünndarms führt. Der hintere Teil des Dünndarms ist dicht mit Darmzotten besetzt, die der Vergrößerung der Oberfläche dienen um dem Nahrungsbrei möglichst effektive die Nährstoffe zu entziehen.

Am Übergang zwischen Dünndarm und Dickdarm befindet sich, wie bei den zuvor besprochenen Nagetieren auch, der relativ große Blinddarm der Wanderratte. Das Volumen des Blinddarms kann, abhängig vom Füllungszustand, bei der Wanderratte zwischen 30 und 35 % des Gesamtvolumens des Magen-Darm-Trakts erreichen. Mittlere Werte für die Volumina einzelner Kompartimente des Verdauungstraktes der Wanderratte liegen bei 24,2 % für den Magen, 43,7 % für den Dünndarm, 16,8 % für den Blinddarm und 15,22 % für den Dickdarm.

Im Vergleich zum etwa gleich großen, aber rein herbivoren Meerschweinchen sind die inneren Oberflächen von Blinddarm und Dickdarm mit etwa 41 cm<sup>2</sup> (Blinddarm) bzw. 37 cm<sup>2</sup> (Dickdarm) allerdings relativ klein (Meerschweinchen: 390 cm<sup>2</sup> bzw. 303 cm<sup>2</sup>). Auch ist der Blinddarm ungegliedert und es fehlen die beim Meerschweinchen ausgebildeten Tänien (Bandstreifen) und Haustren (Poschen; Ausbuchtungen der Blinddarmwand zwischen den Tänien; vergleiche Kapitel 2.3.3, S. 36).

Im unmittelbar auf den Dünndarm folgenden Dickdarmabschnitt sind in der Darmwand mehrere, auf den Blinddarm hin gerichtete, schräge Falten ausgebildet, die in einer Längsrinne münden, in der diese Falten fehlen. Es wird vermutet, dass die Falten und die Längsrinne für die Auftrennung des Nahrungsbreis in grobe und kleinere Bestandteile zuständig sind und die kleineren Nahrungsbestandteile über die Längsrinne in den Blinddarm zurück transportiert werden – dies wird als Separationsmechanismus des Kolons (oder im englischen Sprachgebrauch als *colonic separation mechanism* CSM) bezeichnet und ist in ähnlicher Form bei fast allen Nagetieren zu finden. Der generelle Aufbau des vorderen Dickdarmabschnitts ist ansonsten

aber recht einfach und die Ausbildung von Tänien und Haustren fehlt auch hier.

Eine der Hauptaufgaben des hinteren Teils des Dickdarms ist der Entzug von Wasser aus dem Nahrungsbrei. Auf den Dickdarm folgt schließlich der Enddarm, in dem der Kot geformt und anschließend über den After ausgeschieden wird.

## 6.4 Ernährung

Die Wanderratte ähnelt in ihrer Ernährung sehr stark dem Menschen, das heißt, sie ernährt sich sowohl von pflanzlicher, als auch von tierischer Nahrung. Sie sind dabei opportunistisch omnivor und nutzen eine Vielzahl verschiedenster Nahrungsmittel, die je nach deren Verfügbarkeit aufgenommen werden. Die Wanderratte kann in etwa die gleichen Geschmacksdimensionen (süß, sauer, bitter, salzig, herzhaft) wie der Mensch unterscheiden, allerdings werden einige künstliche Süßstoffe von der Ratte nicht als süß wahrgenommen. Für die Unterscheidung von Zucker und Stärke besitzen Wanderratten wahrscheinlich jeweils gesonderte Geschmacksrezeptoren.

Im Allgemeinen versuchen wildlebende Wanderratten eine stark einseitige Ernährung (wenn beispielsweise eine bestimmte Nahrung in großen Mengen vorkommt, etwa bei der Besiedlung eines Getreidespeichers) durch entsprechende andere Nahrungsmittel zu ergänzen. Bei domestizierten Wanderratten ist allerdings nicht ganz klar, in wieweit diese ihre Futtermittelaufnahme und die Nährstoffzusammensetzung des aufgenommenen Futters selbst regulieren können (eine geeignete Auswahl an Futtermitteln vorausgesetzt). In der Regel wählen zwar auch die domestizierten Tiere das Futter in Abhängigkeit von ihren jeweiligen Ernährungsbedürfnissen, sie zeigen aber (ähnlich wie der Mensch) eine Vorliebe für zucker- und fetthaltige Futtermittel mit den auch beim Menschen bekannten Folgen (Adipositas).

Es gibt Anzeichen dafür, dass bei domestizierten Wanderratten bestimmte, für den Geschmackssinn zuständige Gehirnregionen dauerhaft und eventuell irreversibel zurückgebildet bzw. nur sehr reduziert angelegt werden, wenn die Tiere von Geburt

an oder als Erwachsene über einen längeren Zeitraum mit nur einer einzigen Futtersorte ernährt werden. Bei solchen Ratten ist die Fähigkeit zur Geschmacksdifferenzierung dann mehr oder weniger beeinträchtigt.

Da wildlebende Wanderratten einen Großteil ihrer aktiven Zeit mit der Nahrungssuche und Nahrungsaufnahme beschäftigt und sie während dieser Zeit einem größeren Risiko ausgesetzt sind, ihrerseits von einem Fressfeind erbeutet zu werden, versuchen die Tiere, so wenig Zeit wie möglich an der Erdoberfläche zu verbringen. Daher werden nur kleinere Nahrungsbrocken und solche Nahrung, die zum Verzehr nur wenig Bearbeitungszeit erfordern, direkt an Ort und Stelle verzehrt. Größere Nahrungsbrocken und solche, die eine längere Bearbeitungszeit zum Fressen erfordern (z.B. Nüsse oder hartschalige Sämereien), werden dagegen eingetragen. Nahrungsbrocken, die so groß wie oder größer als das Tier selber sind, werden dabei rückwärts gehend in den Bau gezogen (Wanderratten können auf diese Art und Weise Gegenstände fortbewegen, die doppelt so schwer wie sie selber sind). In den Bauanlagen gibt es in der Regel eine oder mehrere Vorratskammern, in die Vorräte eingelagert werden. Ist eine ergiebige Nahrungsquelle sehr weit von dem Wohnbau entfernt, so legen Wanderratten auch in der näheren Umgebung der Nahrungsquelle mitunter reine Vorratsbaue an, die nicht dauerhaft bewohnt werden (es fehlt beispielsweise eine Nestkammer und das Gangsystem ist einfacher als bei einem Wohnbau). Unmittelbar bei einer ergiebigen Nahrungsquelle sind häufige auch einfache Erdlöcher oder kurze, blind endende Röhren im Boden zu finden, die von den Tieren nur zum Fressen angelegt werden, um sich dem Zugriff von Beutegreifern zu entziehen (zum Teil werden diese Blindgänge als „Deckungslöcher“ bezeichnet). Mitunter lassen sich diese drei Bautypen allerdings nicht klar voneinander unterscheiden, da es Übergänge zwischen den einzelnen Typen gibt. Teilweise wird die Nahrung auch in die Nestkammer eingetragen und nicht nur in die eigentlich dafür vorgesehenen Vorratskammern.

Wanderratten können von anderen Wanderratten vermittelte Informationen nutzen, um geeignete Nahrungsquellen ausfindig zu machen und aus-

zubeuten (dies ist eine Form des sozialen Lernens). Dabei stehen den Tieren verschiedene Möglichkeiten zur Verfügung.

Bereits im Uterus werden die Jungtiere zumindest mit dem Geschmack einiger bestimmter Nahrungsmittel vertraut gemacht, die von der Mutter verzehrt werden, während sie mit diesen Jungtieren trächtig ist. Auch über die Milch der Mutter können Geschmacksstoffe bestimmter Nahrungsmittel, die die Mutter während der Laktationsphase zu sich genommen hat, an die Jungtiere weitergegeben werden. In beiden Fällen werden die Jungtiere nach dem Absetzen solche Nahrungsmittel bevorzugen, deren Geschmack sie bereits über das Muttertier wahrgenommen haben (es findet eine Prägung auf diese Nahrungsmittel statt, ähnlich wie dies beim Kaninchen (siehe Kapitel 1.4.1, S. 7) und beim Meerschweinchen (siehe Kapitel 2.4.1, S. 38 nachgewiesen wurde).

In der ersten Zeit, in der junge Wanderratten anfangen feste Nahrung zu sich zu nehmen, wirkt der Anblick von fressenden, erwachsenen Tieren extrem attraktiv auf die Jungtiere. Die Jungen nähern sich den Alttieren und fressen von der gleichen Nahrung wie die Erwachsenen. Hierbei spielen visuelle Reize eine große Rolle, da die Jungtiere die erwachsenen Tiere beim Fressen sehen müssen. Potentielle Nahrungsquellen, an denen die Jungtiere keine adulten Tiere fressen sehen, werden von den Jungtieren nicht beachtet.

Jungtiere „stehlen“ fressenden Alttieren auch sehr oft Nahrungsbrocken direkt aus der Hand oder aus dem Mund, auch wenn in unmittelbarer Umgebung reichlich andere Nahrung zur Verfügung steht. Dabei entwickeln die Jungtiere eine Präferenz für solchermaßen „gestohlene“ Nahrung. Neue Nahrung, die von den jüngeren Tieren selber aufgenommen und probiert wurde, wird später deutlich weniger häufig gefressen, als Nahrung, die einem Alttier entwendet wurde.

Während des Fressens setzen erwachsene Wanderratten auf der Nahrung und in der unmittelbaren Umgebung Geruchsstoffe ab und andere erwachsene Ratten und auch die Jungtiere, die nach



Futter suchen, bevorzugen – wenn sie die Wahl haben – solcherart markierte Nahrung vor unmarkierter Nahrung.

Am Atemgeruch eines anderen Tieres kann eine Wanderratte erkennen, was dieses Tier kurz zuvor gefressen hat. Anschließend wird dieses Individuum bevorzugt von der Nahrung fressen, deren Geruch es bei einem Artgenossen wahrgenommen hat. Vermittelt wird diese Information wahrscheinlich über Kohlenstoffdisulfid im Atem der Tiere und von Geruchsinformationen aus der Nahrung selber. Weder das Kohlenstoffdisulfid, noch der Nahrungsgeruch alleine vermögen diese Reaktion auszulösen. Diese Art der Vermittlung von Nahrungspräferenzen funktioniert sogar zwischen einem Menschen und einer Wanderratte, wenn zwischen Mensch und Ratte eine engere Bindung besteht. Wenn ein Mensch ein bestimmtes Nahrungsmittel gegessen hat und daraufhin die Wanderratte anhaucht, dann wird die Wanderratte in Zukunft dieses Nahrungsmittel bevorzugen – sofern diese Nahrung für das Tier zur Verfügung steht.

Weiterhin folgen nahrungssuchende Wanderratten auch Duftspuren, die von anderen Ratten auf dem Weg von einer Nahrungsquelle zum Wohnbau gelegt wurden. Interessanterweise hat nur die Duftspur solcher Tiere eine derartige Wirkung auf Artgenossen, die vorher gefressen haben. Falls auch Ratten die hungrig zum Wohnbau zurückkehren eine Duftspur legen, so wird diese jedenfalls von anderen Ratten nicht beachtet. Je häufiger dasselbe oder auch andere Individuen auf einer solchen Duftspur gelaufen sind, von der Nahrungsquelle gefressen und ihrerseits Duftmarkierungen gesetzt haben, desto interessanter wird eine solche Spur für andere Ratten. An Hand der Duftintensivität können Ratten also wahrscheinlich abschätzen, wie lohnend die durch die Duftspur ausgewiesene Nahrungsquelle ist. Auf Grundlage einer einzelnen Duftspur können die Tiere allerdings nicht abschätzen, ob die Ratte, die die Spur gelegt hat, viel gefressen hat oder wenig. Auch sind in der Duftspur keine Richtungsinformationen enthalten, die einen Hinweis auf die Lage der Nahrungsquelle geben – da die meisten Spuren aber zum Wohnbau hinführen, sollte zumindest den sich im Bau befindlichen Tieren bekannt sein, in welcher Richtung die Nahrungsquelle zu su-

chen ist. Wie genau die Wanderratten solche Duftspuren legen, ist bislang nicht bekannt. Vermutet wird, dass das wiederholte Absetzen von kleinen Mengen Urin während des Laufens oder aber Sekrete der Drüsen an den Fußsohlen der Tiere beim Legen einer solchen Duftspur beteiligt sind.

Eine besondere Rolle bei der Ernährung wildlebender Wanderratten, die in engem Kontakt zum Menschen leben, spielt die oben schon erwähnte Neophobie (vergleiche Kapitel 6.1.2, S. 179 und 6.2, S. 181). Treffen Wanderratten innerhalb ihres Aktionsraumes auf ihnen unbekanntes Nahrung (oder auf bekannte Nahrung in einem ihnen unbekanntem räumlichen Kontext), so wird diese Nahrung eine ganze Zeit lang von den Tieren vollständig gemieden. Erst nach einiger Zeit probiert ein einzelnes Individuum oder einzelne Tiere eine kleine Menge dieser neuen Nahrung, woraufhin diese erst wieder eine zeitlang nicht angenommen wird. Erst wenn das Tier, welches eine kleine Menge probiert hat keine negativen Auswirkungen (Vergiftungserscheinungen) bei sich wahrnimmt, wird das neue Futter von diesem Tier und – nach der Duftmarkierung durch dieses Tier – bald darauf auch von dem Rest der Gruppe angenommen. Häufig führt dies dann dazu, dass das neue Futter von den Gruppenmitgliedern sogar deutlich präferiert wird. Diese Reaktion lässt sich bei wildlebenden Wanderratten auch hervorrufen, wenn der Gruppe bekanntes Futter in einem anderen Behälter oder an einem anderen Ort im Aktionsraum der Tiere angeboten wird. Der evolutive Vorteil liegt auf der Hand, da die Tiere sich so recht effektiv vor der Aufnahme von verdorbenen oder vergifteten Nahrungsmitteln schützen können. Interessant ist dabei, dass diese Neophobie ausschließlich bei Wanderrattenpopulationen auftritt, die in unmittelbarer Nähe zum Menschen leben, bei Populationen ohne Kontakt zu Menschen jedoch nicht. Höchstwahrscheinlich ist also der Mensch durch seine Bekämpfungsmaßnahmen (s.u.) für die Ausbildung dieses recht effektiven Schutzmechanismus verantwortlich, da hierdurch gezielt auf solche Tiere selektiert wird, die sehr vorsichtig im Hinblick auf den Umgang mit ihnen unbekanntem Nahrungsmitteln sind. In diesem Zusammenhang soll noch erwähnt werden, dass es keinerlei wissenschaftlich belegbare Hinweise gibt, dass in einer Wanderrattengruppe die Rolle des



„Vorkosters“ immer von denselben Tieren übernommen wird – auch wenn dies immer mal wieder in bestimmten (nicht-wissenschaftlichen) Quellen zu lesen ist.

Unmittelbare Auswirkungen hat diese Neophobie auf Schädlingsbekämpfungsmaßnahmen, bei denen Wanderratten-Populationen mit Hilfe von Giftködern kontrolliert werden. Wenn das Gift des Köders zu schnell seine Wirkung entfaltet, dann ist es nahezu unmöglich, mehr als ein paar wenige Tiere mit diesem Köder zu töten. Aus diesem Grund werden heutzutage in der Regel Antikoagulantien (Gerinnungshemmer) als Gift eingesetzt, die ihre Wirkung so langsam entfalten, dass die Wanderratten nicht in der Lage sind, die Giftwirkung mit dem aufgenommenen Köder zu assoziieren. Allerdings sind in den letzten Jahren bei den Tieren in zunehmendem Maße Resistenzen gegenüber diesen Antikoagulantien zu beobachten (siehe auch Kapitel 6.1.3, S. 180).

Für wildlebende Wanderratten hat diese Neophobie gegenüber unbekannter Nahrung jedoch nicht nur Vorteile. Wenn beispielsweise ein Tier, welches von einer neuen Nahrungsquelle gefressen hat, unmittelbar darauf auf ein krankes Tier trifft, so wird die Krankheit dieses Artgenossen mit der neuen Futterquelle assoziiert, auch wenn das kranke Tier gar nicht von dieser Nahrungsquelle gefressen hat und diese nicht verdorben oder „vergiftet“ ist. Paradoxe Weise wird die gesunde Wanderratte, die von der neuen Nahrungsquelle gefressen hat, in einem solchen Fall sogar dazu neigen, gerade die Nahrung bevorzugt aufzunehmen, die von dem kranken Tier als letztes gefressen wurde, auch wenn es sich hierbei um die eigentlich krank machende Nahrung (verdorben, vergiftet) handelt. Die Ursachen für dieses Verhalten sind bislang nicht verstanden.

Ein weiterer Fall von Nahrungsmeidung kann bei laktierenden Weibchen wildlebender Wanderratten dann ausgelöst werden, wenn eines oder mehrere ihrer Jungtiere kurz nach dem Verzehr einer bestimmten Nahrung krank geworden sind. Wanderrattenjungtiere, die noch von der Mutter gesäugt werden, sondern bei einer Erkrankung des Magen-Darm-Traktes einen bestimmten Duftstoff ab, der das Muttertier dazu veranlasst, von der unmittel-

bar zuvor gefressenen Nahrung in Zukunft nicht mehr zu fressen. Auf diese Art und Weise wird die Aufnahme solcher Nahrungsmittel unterbunden, die die Jungtiere auf dem Weg über die Muttermilch schädigen können.

#### 6.4.1 Nahrungs- und Wasserbedarf

Auf Grund der nahezu weltweiten Verbreitung und der großen Flexibilität in der Ernährung der Wanderratte ist eine Auflistung der typischerweise von dieser Art im Freiland gefressenen Nahrungsbestandteile wenig sinnvoll. Die Zusammensetzung der Nahrung der Wanderratte variiert je nach Art des besiedelten Lebensraums und abhängig von der Jahreszeit mitunter sehr stark. Bei einer Mageninhaltanalyse von über 3 800 wildlebenden Tieren im Großraum Berlin fanden sich in 41 % der Mägen überwiegend Getreide und Getreideprodukte, in 32 % frische Pflanzenteile (Früchte, Gemüse, Gräser und Kräuter) in 10 % Fleisch oder Fisch und in 11 % eine Mischung verschiedener Nahrungsbestandteile (6 % der Mägen enthielt keine Nahrung). Die Zusammensetzung der Mageninhalte kann allerdings auch mehr oder weniger stark von diesen Angaben abweichen, je nachdem welche Habitate von den Wanderratten besiedelt werden und welche Nahrungsquellen den Tieren dort zur Verfügung stehen. Saisonale Unterschiede in der Ernährung kommen darin zum Ausdruck, dass im Frühjahr verstärkt frische Knospen und austreibende Jungtriebe verschiedener Gehölze (hier vor allem Obstbäume, die zum Fressen erklettert werden) und im Spätsommer und frühen Herbst anteilig mehr Obst, Nüsse und Sämereien (z.B. Sonnenblumenkerne) gefressen werden.

Ihren Bedarf an tierischem Protein decken Wanderratten im Freiland über den Verzehr von Vögeln, Jungvögeln, adulten Vögeln, andere Kleinsäugetieren und einer Reihe von wirbellosen Tieren (z.B. Schnecken). Wiederholt ist beobachtet worden, dass sich einige Wanderrattenpopulationen fast ausschließlich carnivor ernähren. Zum Fang ihrer lebenden Nahrung können die Tiere in solchen Fällen Verhaltensweisen entwickeln, die stark an den Beutefang von Raubtieren erinnern. Einzelnen Tieren gelingt es dabei sogar, Vögel bis zur Größe einer Möwe im Flug zu fangen und mit einem gezielten Biss in den Hals oder Nacken zu töten.

Entsprechend ihrer Verbreitung entlang von Gewässern (siehe Kapitel 6.2, S. 181) stehen auch Fische, Amphibien (Frösche, Molche) und Süßwassermuscheln (z.B. Malermuscheln, *Unio pictorum*) und -schnecken (z.B. Sumpfschnecken, Familie Viviparidae) auf dem Speiseplan. Den lebend erbeuteten Fischen stellen Wanderratten, die sehr gut schwimmen und tauchen können, geschickt im Wasser nach. Die Süßwassermuscheln und -schnecken werden, ähnlich wie dies vom Bisam (*Ondatra zibethicus*) bekannt ist, tauchend vom Gewässergrund geholt. Am Meer lebende Wanderratten verzehren darüber hinaus auch noch Napfschnecken, Käferschnecken, Krabben, Seesterne, Seeigel und Seepocken. Als eine besondere Verhaltensweise im Zusammenhang mit dem Nahrungserwerb in unmittelbarer Gewässernähe haben Wanderratten eine besondere Verhaltensweise entwickelt, bei der der Uferschlamm mit den Händen nach Nahrung wie etwa pflanzlichen Speicherorganen oder kleineren, wirbellosen Tieren durchsieht wird. Von I. EIBL-EIBESFELDT wurde diese Verhaltensweise als „Suchgreifen“ beschrieben. Hausratten, die einen ganz anderen Lebensraum als die Wanderratten besiedeln, zeigen dieses Suchgreifen nicht, auch wenn sie dazu Gelegenheit haben. Einem Mangel an tierischem Protein begegnen die Wanderratten auch im Freiland mitunter durch Kannibalismus, was auf einen unverzichtbaren Bedarf an dieser Art der Nahrung schließen lässt.

Die Menge der täglich aufgenommenen Nahrung schwankt abhängig von der Körpergröße, wobei die Schwankungsbreite zwischen 12 – 35 g pro Tag und Tier liegt (bei einem Alleinfutter mit 88 % Trockensubstanz). Jungtiere bis 4 Wochen verzehren etwa 15 % ihrer Körpermasse täglich, erwachsene Wanderratten dagegen lediglich zwischen 3,5 – 4 % ihrer Körpermasse. Pro 100 g Körpergewicht entspricht dies – als grobe Faustzahl – etwa 5 g Futter pro Tag. Die benötigte Nahrung wird normalerweise nicht auf einmal aufgenommen, sondern in 4 – 6 kleineren Mahlzeiten über den Zeitraum der nächtlichen Aktivitätsphase verteilt. Der tägliche Energiebedarf eines erwachsenen Tieres für den Grundumsatz beträgt pro 100 g Körpergewicht etwa 82 kJ DE (DE = *digestable energy*, verdauliche Energie), der eines Jungtiers im Wachstum liegt dagegen mit 167 kJ DE pro 100 g Körpergewicht etwas mehr als

doppelt so hoch.

Bei trächtigen und vor allem bei laktierenden erwachsenen Weibchen steigt der Energiebedarf stark an. Zum Ende der Trächtigkeit kann – je nach Energiegehalt des Futters – die Nahrungsaufnahme des Weibchens um bis zu 140 % höher liegen als die für den Grundumsatz benötigte Menge (entspricht etwa einem Energiebedarf von 2,4-mal der des Erhaltungsbedarfs, also etwa 197 kJ DE pro 100 g Körpergewicht). Da ein laktierendes Wanderrattenweibchen mit 8 Jungtieren etwa 40 g Milch pro Tag produziert, wenden die weiblichen Tiere während des Säugens etwa drei- bis viermal soviel Energie auf wie für den Grundumsatz benötigt wird (etwa 246 – 328 kJ DE pro 100 g Körpergewicht; der benötigte Energiebedarf ist dabei stark abhängig von der Größe des Wurfs). Allerdings kann ein Teil dieser benötigten Energie aus dem Abbau von Körperfett gewonnen werden, welches die Weibchen während der Trächtigkeit eingelagert haben, und muss nicht ausschließlich über die Nahrung zugeführt werden. Wichtig ist für die laktierenden Weibchen auch eine ausreichende Versorgung mit Proteinen (siehe Tabelle 6.1, S. 195). Eine unzureichende Proteinversorgung während des Säugens ist häufig ein Grund für das Auftreten von Infantizid (Kindstötung) bei den Weibchen.

Da Wanderratten im Freiland in der Regel entlang von Gewässern siedeln, nehmen die Tiere sehr wahrscheinlich regelmäßig Trinkwasser auf. Die Menge des täglich aufgenommenen Wassers schwankt je nach Umweltbedingungen und Wassergehalt der Nahrung in einem weiten Bereich und wird mit 15 – 80 ml pro Tier angegeben. Auch Tieren in menschlicher Obhut sollte stets frisches Trinkwasser zur Verfügung stehen.

#### 6.4.2 Verdauungsvorgang

Prinzipiell verläuft der Verdauungsvorgang bei der Wanderratte ähnlich wie bei allen anderen Nagetieren. Von einem größeren Nahrungsbrocken wird mit den Schneidezähnen ein kleineres Stück abgebissen, mit Hilfe der Zunge zu den Backenzähnen geschoben und von diesen zerkleinert. Dabei wird der Futterbrei gründlich mit dem von den Speicheldrüsen abgegebenen Speichel vermischt

und durchfeuchtet. Durch das im Speichel enthaltene Enzym Ptyalin wird bereits im Mundraum die in der Nahrung enthaltene Stärke zu kürzeren Kohlenhydratketten gespalten.

Über die Speiseröhre gelangt der eingespeichelte Nahrungsbrei in den Magen, in dem der Nahrungsbrei in dem mit Drüsen besetzten Magenabschnitt mit Salzsäure, Pepsin und bestimmten Hormonen versetzt wird. Genau genommen wird von den Magendrüsen das inaktive Pepsinogen ausgeschüttet, welches erst unter Einwirkung der Salzsäure in das aktive Pepsin überführt wird. So wird sicher gestellt, dass sich die Drüsenzellen nicht selbst verdauen.

Obwohl auch Ratten über einen relativ großen, drüsenlosen Teil des Magens verfügen (Vormagen, siehe Kapitel 6.3.3, S. 187), ist dieser jedoch nicht als ein Vormagen wie bei dem Goldhamster und den Zwerghamstern vom eigentlichen Drüsenmagen abgesetzt. Dennoch findet auch bei der Wanderratte eine zeitlich differenzierte Nutzung des Magens statt: Unmittelbar nach der Nahrungsaufnahme befindet sich ein Großteil des Nahrungsbreis zunächst im drüsenlosen Teil des Magens – erst nach einer gewissen Zeit erfolgt die Füllung des mit Drüsen besetzten Magenabschnitts. Ob der drüsenlose Teil des Magens ähnlich wie beim Gold- und Zwerghamster ebenfalls Mikroorganismen zum Abbau von Zellulose enthält und in wieweit diese gegebenenfalls eine Rolle bei der Verdauung spielen, ist nicht bekannt. Alternativ zum Zelluloseabbau wird diskutiert, dass in dem drüsenlosen Magenabschnitt, der häufig einen wesentlich höheren pH-Wert aufweist als der drüsenbesetzte Teil des Magens, ein weiterer Abbau von Stärke durch das aus dem Speichel stammende Ptyalin stattfindet. Dies käme besonders solchen Arten zu Gute, bei denen Sämereien einen großen Anteil der Nahrung ausmachen. Auch hier ist allerdings nicht bekannt, ob dies auch auf die Wanderratte zutrifft.

Der Nahrungsbrei gelangt aus dem Magen über den Pförtner in den Dünndarm und wird hier mit Gallensaft aus der Leber und dem Sekret der Bauchspeicheldrüse vermischt. Da Wanderratten keine Gallenblase haben, in welcher der Gallensaft zwischengespeichert wird, stammt die gesamte Gal-

lenflüssigkeit direkt aus der Leber (siehe Kapitel 6.3.3, S. 187). Durch den Gallensaft werden die in der Nahrung enthaltenen Fette emulgiert und so für die fettabbauenden Enzyme zugänglich gemacht. Die in dem Bauchspeicheldrüsensekret enthaltenen Enzyme sorgen in erster Linie für den weiteren Abbau von Proteinen und Stärke. Von der Dünndarmschleimhaut werden zusätzlich noch Enzyme für den Verdau von Proteinen, Kohlenhydraten und Nukleinsäuren abgegeben. Darüber hinaus bewirkt das Sekret der Dünndarmschleimhaut auch eine Anhebung des pH-Wertes des stark sauren Nahrungsbreis aus dem Magen, da die in das Dünndarmlumen abgegebenen Enzyme nicht in dem sauren Milieu des Magensaftes arbeiten können.

In der Wandung des Dünndarms befinden sich auch Rezeptoren, die auf die vom Magen ausgeschütteten Hormone reagieren, und die Produktion der Magensäure stoppen, sobald der Nahrungsbrei den Dünndarm erreicht. Wenn der Nahrungsbrei aus dem Magen in den Dünndarm transportiert wurde, ist es ökonomisch sinnvoll, die Magensäureproduktion so lange zu stoppen, bis neuer Nahrungsbrei über die Speiseröhre in den Magen gelangt ist.

Im hinteren Teil des Dünndarms werden dann die durch die Arbeit der Enzyme produzierten Spaltprodukte aus dem Nahrungsbrei durch die Darmzotten aufgenommen, in den Blutstrom abgegeben und so für den körpereigenen Stoffwechsel nutzbar gemacht.

Über die Pfortader werden diese Spaltprodukte zur Leber transportiert, die als Vermittler zwischen dem Verdauungstrakt und den restlichen Organen des Körpers dient. In der Leber werden die Nährstoffe dann weiter verarbeitet oder etwa in Form des Glykogens (ein aus Glukose aufgebauter Mehrfachzucker) als Reservestoffe gespeichert. Die Leber fungiert außerdem noch als Entgiftungsorgan für die Abbauprodukte des körpereigenen Stoffwechsels und neutralisiert auch eventuell mit der Nahrung aufgenommene Giftstoffe. Dabei werden diese für den Organismus schädlichen Stoffe in eine Form überführt, in der sie mit dem Harn ausgeschieden werden können.

Wie bei allen zuvor behandelten Nagetieren und dem Kaninchen, befindet sich auch bei der Wanderratte zwischen dem Dünn- und dem Dickdarm ein relativ großer Blinddarm (siehe auch Kapitel 6.3.3, S. 187), in dem der Abbau der mit der Nahrung aufgenommenen Zellulose erfolgt. Allerdings machen der Rohfaser- und damit der Zelluloseanteil in der Nahrung bei der Wanderratte deutlich weniger aus als bei anderen, sich rein herbivor ernährenden Arten wie dem Kaninchen, dem Meerschweinchen oder dem Chinchilla. Die Caecotrophie, also der Verzehr des eigenen Blinddarmkotes, hat daher bei Wanderratten – ähnlich wie bei den omnivoren Gold- und Zwerghamsterarten – eine sehr viel geringere Bedeutung als bei den reinen Pflanzenfressern Kaninchen, Meerschweinchen und Chinchilla. Bei der hauptsächlich während der zweiten Nachthälfte stattfindenden Caecotrophie wird etwa 40 % der täglich anfallenden, gesamten Kotmenge von der Wanderratte ein zweites Mal gefressen. Ähnlich wie bei Gold- und Zwerghamster unterscheidet sich der Blinddarmkot äußerlich kaum von dem normalen Kot. Allerdings sind mikroskopisch und chemisch doch einige Unterschiede festzustellen. So enthält beispielsweise die Caecotrophe einen wesentlich höheren Anteil an stärkeabbauenden Mikroorganismen, die auch nach der erneuten Aufnahme des Blinddarmkots weiterhin aktiv sind und Stärke abbauen, bevor sie dann im drüsenbesetzten Teil des Magens verdaut werden (nebenbei ist dies ein weiteres Indiz dafür, dass der drüsenlosen Teil des Magens vor allem dem Abbau der Stärke dient). Auch der Proteingehalt des Blinddarmkots (35 – 45 mg N pro g Trockenmasse) liegt bei Wanderratten höher als der des normalen Kots (20 – 30 mg N pro g Trockenmasse), wobei dies hauptsächlich durch den im Vergleich zum normalen Kot höheren Anteil an Mikroorganismen im Blinddarmkot bedingt ist. Die Menge des täglich produzierten Blinddarmkots wird sowohl durch die Partikelgröße der Rohfaser, als auch durch den Proteingehalt der Nahrung beeinflusst und steigt bei geringerem Proteingehalt und höherem Anteil an groben Partikeln an.

Im Endabschnitt des Dickdarms findet dann hauptsächlich die Resorption des Wassers aus dem Nahrungsbrei statt. Auch im Dickdarm finden sich noch Mikroorganismen, die vor allem kurzkettige

ge Fettsäuren produzieren, die von den Zellen der Dickdarmwand zur Energieversorgung genutzt werden. Im Mastdarm werden dann schließlich die Kotpillen geformt, welche über den After ausgeschieden werden.

### 6.4.3 Nährstoffe

Da auf die Bedeutung der einzelnen Nährstoffklassen wie Kohlenhydrate, Proteine und Fette und deren Bedeutung für den Stoffwechsel bereits in Kapitel 1.4.3 (siehe S. 9) ausführlich eingegangen wurde, wird an dieser Stelle lediglich auf die Nährstoffmengen eingegangen, die für eine gesunde und ausgewogene Ernährung der Wanderratte empfohlen werden (siehe Tabelle 6.1, S. 195).

Auf ein ausgewogenes Verhältnis von Kalzium (Ca) und Phosphor (P) in der Nahrung sollte bei der Ernährung der Wanderratte geachtet werden, weil bei einem zu hohen Phosphor-Gehalt die Kalzium-Einlagerung (Mineralisierung) der Knochen behindert wird und bei einem zu niedrigen Phosphor-Gehalt eine übermäßige Mineralisierung stattfindet. Darüber hinaus wird der Kalzium- und Phosphor-Haushalt noch von weiteren Faktoren beeinflusst. So sorgt etwa das Vitamin D im Darm für eine gesteigerte Absorption von Kalzium aus dem Futter. Auch verschiedene Disaccharide wie etwa Laktose und Saccharose stimulieren die Kalzium-Aufnahme. Zu einem gewissen Grad kann Laktose (Milchzucker) sogar das Vitamin D in der Nahrung ersetzen, was vor allem bei Jungratten, die noch gesäugt werden, von Bedeutung ist (die Milch von Wanderrattenweibchen enthält etwa 3 – 4 % Laktose). Ein zu hoher Fettanteil des Futters behindert dagegen die Kalzium-Aufnahme (zumindest bei erwachsenen Tieren). Dies gilt nicht nur für die Wanderratte, sondern auch für andere Kleinsäugetierarten.

Auch dem Proteingehalt des Futters sollte bei Wanderratten einige Aufmerksamkeit geschenkt werden. Liegt dieser bei adulten Ratten für den Grundumsatz zu hoch, so neigen die Tiere schnell zu Fettleibigkeit (Adipositas). Ein zu hoher Proteingehalt (mehr als 20 %) bei Jungtieren kann auf Grund des dadurch bedingten schnellen Wachstums zu einer Verkürzung der Lebenserwartung der Tie-

**Tabelle 6.1:** Empfohlene Nährstoffmengen für eine gesunde Ernährung von Wanderratten. Die Angaben in Klammern für die Spalte „Tiere im Wachstum“ gelten für trächtige oder laktierende Weibchen.

	ausgewachsene Tiere	Tiere im Wachstum
Rohprotein	7 – 12 %	dto. (18 – 24 %)
Rohfett	etwa 2 %	dto. (3 – 5 %)
Rohfaser	5 – 6 %	dto.
Calcium Ca	0,5 – 0,7 %	dto.
Phosphor P	0,3 – 0,4 %	dto.
Ca-P-Verhältnis	1,5 : 1	2 : 1
Natrium Na	0,05 – 0,1 %	dto.
Vitamin A	4 000 – 6 000 IE/kg AF	dto.
Vitamin D <sub>3</sub>	500 – 1 000 IE/kg AF	dto.
Vitamin E	18 – 30 mg/kg AF	dto.
Energie	10 – 12 MJ DE/kg AF	14 – 16 MJ DE/kg AF

IE Internationale Einheit; 1 IE Vitamin A  $\triangleq$  0,3  $\mu$ g Retinol  $\triangleq$  0,6  $\mu$ g Beta-Carotin;

1 IE Vitamin D<sub>3</sub>  $\triangleq$  0,025  $\mu$ g Vitamin D<sub>3</sub>  $\triangleq$  0,025 Ergocalciferol

AF = Alleinfutter; MJ DE = Megajoule Digestable Energy = Megajoule verdauliche Energie

re führen. Bei laktierenden weiblichen Wanderratten ist dagegen auf eine ausreichende Proteinversorgung zu achten, da diese bei Proteinmangel dazu neigen, ihren eigenen Wurf aufzufressen (Infantizid; siehe auch Kapitel 6.4.1, S. 191).

## 6.5 Verhalten

Obwohl die Wanderratte erst seit einer im Vergleich zu anderen Haustieren kurzen Zeit in menschlicher Obhut gehalten wird, hat der Domestikationsprozess bei dieser Art bereits zu einer deutlichen Änderung im Verhalten der domestizierten Tiere im Vergleich zum Verhalten wildlebender Wanderratten geführt. Diese Veränderungen sind allerdings bei einer Verwilderung von „domestizierten“ Tieren reversibel, d.h. verwildernde Wanderratten aus einer Heimtierhaltung zeigen relativ schnell wieder ihr ursprüngliches Wildtierverhalten, wenn sie in eine natürliche Umgebung entlassen werden (siehe hierzu auch Kapitel 6.1.2, S. 179).

Die Verhaltensänderungen betreffen zum Einen den schon weiter oben beschriebenen Verlust der Neophobie, das heißt der Angst vor neuen Objekten (siehe auch die Kapitel 6.1.2, S. 179, 6.2, S. 181

und 6.4, S. 188) und weiterhin auch das Sozialverhalten und hier vor allem das Aggressionsverhalten. Dabei sind die Verhaltensunterschiede weniger qualitativer, sondern eher quantitativer Natur, das heißt, es hat sich vor allem die Häufigkeit geändert, mit der bestimmte Verhaltensweisen gezeigt werden und – mit einigen Ausnahmen – nicht die Form bestimmter Verhaltensweisen als solche. Im Folgenden soll daher versucht werden, das Verhalten sowohl der wildlebenden, als auch der domestizierten Wanderratten zu beschreiben und einander vergleichend gegenüber zu stellen.

Das Sozial- und Fortpflanzungsverhalten wildlebender Wanderratten wird außerdem noch von der Gruppengröße bzw. der Populationsdichte modifiziert und stellt sich als überaus plastisch dar, was nicht zuletzt für den Erfolg der Wanderratte bei der durch den Menschen geförderten Besiedlung neuer Lebensräume mit verantwortlich ist. Im Folgenden werden daher auch die sich aus unterschiedlichen Gruppengrößen ergebenden Verhaltensunterschiede an gegebener Stelle erwähnt.



### 6.5.1 Sozialstruktur

Wanderratten sind sozial lebende Tiere, die in Gruppen unterschiedlichster Größe organisiert sind. Solche Gruppen werden von einigen Autoren auch als Rudel bezeichnet. Die Gruppengrößen können zwischen zwei Tieren (bei einer Neugründung) und mehr als 100 Tieren schwanken, wobei zumindest in Deutschland Gruppengrößen von mehr als 100 Tieren nur bei etwa 25 % aller Gruppen vorkommen. Bei umfangreichen Untersuchungen im Großraum Berlin verteilten sich die Individuenstärken der restlichen 75 % der hierauf hin untersuchten Gruppen folgendermaßen: etwa 16 % aller Gruppen umfassten bis zu 20 Tiere, 19 % hatten zwischen 20 und 40 Tiere, 15 % zwischen 40 und 60 Tiere und 25 % zwischen 60 und 100 Tiere. Eine Wanderratengruppe entsteht in der Regel immer aus zwei Elterntieren und deren Nachkommen, wohingegen die Vereinigung von zwei oder mehr Gruppen bislang noch nie beobachtet wurde. Die Jungtiere dieses Paares bleiben im elterlichen Revier und bringen ihrerseits wiederum eigene Jungtiere zur Welt, die ebenfalls im gleichen Revier verbleiben. Zunächst sind also alle Mitglieder einer solchen Gruppe miteinander verwandt, da bis zu einer gewissen Gruppengröße fremde Tiere so gut wie keine Chance haben, sich einer solchen Gruppe anzuschließen (diese Konstellation würde damit am ehesten einem Rudel entsprechen, wie es bei Hirschen, Löwen und verschiedenen Hundearten zu beobachten ist). Mit zunehmender Größe der Gruppen ist dann auch eine Zuwanderung fremder Tiere möglich (was dann nicht mehr unbedingt der Definition eines Rudels entsprechen würde, s.u.).

Der Aktionsraum von Wanderratten, also der Raum, der von den Tieren zur Nahrungssuche genutzt, aber nicht unbedingt gegen andere gruppenfremde Individuen verteidigt wird, ist nach Aussage der meisten Autoren sehr begrenzt. So sollen sich die Tiere in den seltensten Fällen mehr als 100 – 150 m von ihrem Nest entfernen. Demgegenüber stehen aber Berichte, nach denen Wanderratten regelmäßig dabei beobachtet wurden, wie sie innerhalb einer Nacht zur Nahrungssuche mehr als 3 km zurücklegten. Auch beim Einsatz von Aktivsendern, mit denen der Aufenthaltsort solcherart besonderer Tiere zu jeder Zeit relativ genau ermittelt werden kann, wurden wesentlich größe-

re Aktionsräume bei Wanderratten auf landwirtschaftlich genutzten Flächen in England ermittelt. Die Männchen legten bei dieser Untersuchung im Durchschnitt 660 m pro Nacht zurück, die Weibchen im Mittel 340 m. Darüber hinaus konnte beobachtet werden, dass die Tiere im Winter (November bis Januar) kürzere Entfernungen zurücklegten, als im zeitigen Frühjahr (Januar bis April). Auf Grund von saisonalen Unterschieden, der möglichen Variation in der Gruppengrößen und in Abhängigkeit davon, welche Habitats (Freiland, menschliche Bauwerke, Müllplätze) bewohnt werden und wie sich die Nahrungssituation dort darstellt, ist es also schwierig allgemeingültige Aussagen über die Aktionsraumgröße der Art im Freiland zu treffen. Die oftmals zitierten „100 – 150 m um den Wohnbau herum“, dürften allerdings nur bei wenigen (kleinen) Gruppen zutreffen, die qualitativ hochwertige Habitats besiedeln.

Auch die mögliche Populationsdichte liefert kaum Anhaltspunkte zur Einschätzung der Aktionsraumgröße, da diese Dichten ebenfalls in einem sehr breiten Bereich schwanken können. Da im Freiland in der Regel vor allem Gewässerufer, also lineare Strukturen besiedelt werden, wird die Populationsdichte der Wanderratten meistens als die Anzahl an Individuen pro Länge des Ufers angegeben. Die Dichte schwankt hier zwischen 10 bis zu 110 Tieren pro Kilometer Uferlinie, wobei die Ufer von Stillgewässern in der Regel weniger dicht besiedelt werden, als die Ufer von Fließgewässern. Wie schon in Kapitel 6.2 (siehe S. 181) erwähnt, schwanken auch die Angaben für die Anzahl der Wanderratten in Städten zwischen einem bis zu 1000 Tieren pro 100 Einwohner, wobei diese Zahlen jedoch im Zuge von Rattenbekämpfungsmaßnahmen ermittelt wurden und nicht auf reproduzierbaren, wissenschaftlichen Beobachtungen basieren. Wie jüngere Untersuchungen in Salzburg zeigen, sind die Tiere dabei keineswegs gleichmäßig über das gesamte Stadtgebiet verteilt, sondern bevorzugen auch hier bestimmte, für die Art geeignete Habitats. Für Nordamerika liegen Angaben vor, die die Anzahl der innerstädtischen Wanderratten auf 25 – 150 Individuen pro „Block“ beziffern, wobei diese Angabe sehr unspezifisch ist, da die Größe eines Blocks in amerikanischen Städten recht unterschiedlich sein kann (im Stadtzentrum etwa 200 – 400 m lang und 80 –



150 m breit; zum Stadtrand hin werden die Blocks meistens größer). Für amerikanische Farmen gibt derselbe Autor Individuendichten von 50 – 300 Tieren pro Farm an (auch dies ist sehr unspezifisch, da Farmen ebenfalls unterschiedlich groß sein und den Wanderratten unterschiedlich geeignete Lebensbedingungen bieten können). Extrem hoch können die Populationsdichten auf Müllhalden werden. So liegt beispielsweise ein Bericht vor, bei dem auf einer knapp 9 000 m<sup>2</sup> großen Müllhalde in der Provinz Quebec in Kanada die Populationsdichte auf über 1 000 Tiere geschätzt wurde, wobei die Wanderratten hier schwerpunktmäßig sogar nur einen relativ kleinen Bereich des gesamten Müllplatzes genutzt haben.

Bei einem Teil der wissenschaftlichen Forschung zum Verhalten von Wanderratten werden auch Untersuchungen an wilden, nicht domestizierten Wanderratten durchgeführt – diese Untersuchungen finden dann in der Regel in Gehegen statt. Bei diesen Gehegen handelt es sich zwar oftmals um Freigehege, in denen der Lebensraum der Tiere möglichst naturgetreu nachgestellt wird, die Gruppen umfassen dabei aber meistens weniger als 20 Tiere. Im Freiland machen Gruppen mit dieser Individuenstärke aber nur einen relativ kleinen Prozentsatz (16 %, s.o.) aller Wanderrattengruppen aus. Dies ist zumindest für das Sozialverhalten von Bedeutung, da sich dieses im Hinblick auf die Gruppengröße zum Teil recht deutlich voneinander unterscheidet.

Am auffälligsten ist die mit steigender Gruppengröße sinkende Bereitschaft der Tiere zur Verteidigung des eigenen Reviers. In Gruppen mit bis zu 20 Individuen wird eine gruppenfremde Wanderratte – unabhängig von deren Geschlecht – von den erwachsenen Gruppenmitgliedern in der Regel nicht toleriert. Dabei finden solche aggressiven Auseinandersetzungen vor allem zwischen den ortsansässigen Männchen und männlichen Fremdratten statt, während die Rudelweibchen – allerdings weniger häufig – eher fremde Weibchen angreifen. Die eigenen Baue werden vornehmlich von den weiblichen Tieren, vor allem wenn diese Nachwuchs haben, gegenüber fremden Männchen und Weibchen verteidigt. Mit zunehmender Gruppengröße verliert sich das aggressive Verhalten zwischen den Männchen immer mehr. Die Integration eines fremden

Tieres in eine bestehende Gruppe wird somit bei steigender Gruppengröße immer wahrscheinlicher, während eine solche Integration bei kleineren Gruppen nahezu ausgeschlossen ist.

Erklärt wird diese Beobachtung damit, dass ein individuelles Erkennen der einzelnen Tiere mit zunehmender Gruppengröße nicht mehr möglich ist. Wanderratten erkennen Mitglieder des eigenen Rudels nicht – wie oftmals angenommen wird – an einem gemeinsamen Gruppengeruch, sondern sie erlernen und merken sich den individuellen Geruch eines jeden Einzeltieres der Gruppe (kleinere Wanderrattengruppen stellen damit individualisierte Verbände dar und keine anonymen Gesellschaften, wie dies bei dem Erkennen der Gruppenmitglieder über den Gruppengeruch der Fall wäre). Die Kapazität für diese Art des (für ein Nagetier trotzdem bemerkenswerten) Lernvorgangs ist allerdings begrenzt und funktioniert nur bis zu einer bestimmten Anzahl von Individuen. In wie weit die Verwandtschaft der Tiere bei diesem Erkennen eine Rolle spielt (s.o.), ist bislang noch nicht geklärt. Mit steigender Gruppengröße wechselt die Zusammensetzung der Gruppe von einem individualisierten Verband, in dem sich alle Mitglieder persönlich kennen (und meistens genetisch miteinander verwandt sind), zu einem anonymen, offenen Verband, bei dem die Mitglieder mehr oder weniger austauschbar und nicht mehr alle genetisch miteinander verwandt sind. In Deutschland machen solche anonymen, offenen Verbände bis zu 85 % aller Wanderrattengruppen aus, wobei allerdings nicht ganz klar ist, ob sich dabei nicht innerhalb einer Großgruppe kleinere Mutterfamilien ausbilden, ähnlich wie dies bei großen Hausrattengruppen oder großen Kaninchengruppen zu beobachten ist. Für die Bildung solcher Mutterfamilien spricht die Tatsache, dass sich in den Wurfneuern einer wildlebenden Großgruppe in der Regel nur ein einzelnes Weibchen mit deren Nachwuchs befindet. Darüber hinaus scheint in großen Verbänden der Besitz einzelner Baue auch von den übrigen Gruppenmitgliedern respektiert zu werden (siehe auch Kapitel 6.5.2, S. 203).

Die fälschliche Annahme, dass der Zusammenhalt in einer Wanderrattengruppe durch einen gemeinsamen Gruppengeruch vermittelt wird, beruht auf der Beobachtung, dass auch die erwachsenen

Tiere sehr häufig engen Körperkontakt zu anderen erwachsenen Artgenossen halten. Daher wurde vermutet, dass alle Individuen einer Gruppe ähnlich riechen und sich an diesem ähnlichen Geruch erkennen. Wie jedoch Beobachtungen an Hausratten zeigten, die ebenfalls in Gruppen zusammen leben, dabei aber einen direkten Körperkontakt zu anderen Gruppenmitgliedern eher vermeiden, funktioniert der Gruppenzusammenhalt auch hier ohne einen spezifischen Gruppengeruch. Bei der Hausratte erlernen die Mitglieder einer kleineren Gruppe ebenfalls den individuellen Geruch aller anderen Gruppenmitglieder, was wiederum den Zusammenhalt der Gruppe sicher stellt.

Wodurch der Zusammenhalt einer größeren Wanderrattengruppe, in der sich die Mitglieder nicht mehr individuell kennen, gewährleistet wird, ist nicht eindeutig geklärt. Da in solchen Gruppen wahrscheinlich ein ständiges Zu- und Abwandern von Einzeltieren stattfindet (es handelt sich hier um einen offenen, anonymisierten Verband), ohne dass es zu aggressiven Reaktionen gegenüber fremden Tieren kommt, ist es auch hier fraglich, ob eine Art Gruppengeruch beim Gruppenzusammenhalt eine Rolle spielt. Wäre ein solcher Geruch vorhanden, dann sollten sich die Gruppenmitglieder zwar nicht individuell erkennen, aber dennoch einen Fremden, der diesen Gruppengeruch nicht aufweist, von einem Gruppenmitglied unterscheiden können. Eventuell ist für den Zusammenhalt solcher großer Gruppen einfach schon die soziale Attraktion ausreichend, die die Anwesenheit mehrerer Individuen auf eine einzelne Wanderratte ausübt (das unterscheidet die Wanderrattengruppen von einer einfachen Aggregation, d.h. von einer Scheingesellschaft, bei der sich zufällig mehrere Individuen einer Art am gleichen Ort zusammenfinden). Wie schon weiter oben gesagt finden jedoch kaum Untersuchungen an größeren, wildlebenden Wanderrattengruppen statt, so dass hierzu keine gesicherten Aussagen getroffen werden können.

Auch wenn im Freiland an einer bestimmten Örtlichkeit eine größere Anzahl von Wanderratten festgestellt wird, so müssen diese Tiere nicht alle zu derselben Gruppe gehören. Es kann sich hierbei auch um mehrere kleinere Rudel handeln, wobei jedes Rudel sein eigenes Revier besetzt. Wander-

ratten bewegen sich – viel strenger noch als die Hausratten – innerhalb ihres Reviers auf festgelegten Wechsellinien, die mit Urin markiert werden. Von solchen Wechsellinien wird bei den täglichen Aktivitäten in der Regel nur um wenige Zentimeter abgewichen. Bei zwei benachbarten Gruppen werden normalerweise die Wechsellinien der jeweils anderen Gruppe respektiert und es werden auch nur die eigenen Wechsellinien gegenüber fremden Tieren verteidigt. Hält sich ein fremdes Tier nur wenige Zentimeter außerhalb eines solchen Wechsels auf, so wird es von den Revierinhabern normalerweise gar nicht beachtet. Wird ein gruppenfremdes Tier angegriffen und verfolgt, so endet die Verfolgung häufig, wenn sich das fremde Tier bei der Flucht von dem Wechsel entfernt. Über die Größe des Territoriums einer frei lebenden Wanderrattengruppe, also über den Bereich, der von den Tieren aktiv gegenüber anderen Wanderratten verteidigt wird, liegen – ähnlich wie zur oben schon angesprochenen Größe des Aktionsraums – kaum wissenschaftliche Erkenntnisse vor. Eventuell decken sich bei der Wanderratte der Aktionsraum (s.o.) und das Territorium, da ja nur die Wechsellinien verteidigt werden. Andererseits ist nicht davon auszugehen, dass die Tiere, wenn sie wie oben beschrieben, mitunter mehrere Kilometer in der Nacht zurücklegen, die gesamte Wegstrecke als einen Teil ihres Territoriums betrachten und gegenüber rudelfremden Artgenossen verteidigen.

Der Koexistenz mehrerer Wanderrattengruppen auch auf kleinerem Raum im Freiland stehen die Beobachtungen an wilden Wanderratten in Gehegen gegenüber, bei denen es sich in der Regel um Gruppen von weniger als 20 Tieren handelt (s.o.). Hier ist eine strenge Territorialität zu beobachten und ein Nebeneinander von zwei oder mehr getrennten Gruppen ist auch bei einem relativ großzügigen Raumangebot in der Regel nicht möglich. Spätestens im Anschluss an eine erfolgreiche Paarbildung werden sich die Tiere der einzelnen Gruppen unter solchen Bedingungen immer so lange bekämpfen, bis nur noch eine einzige Gruppe übrig bleibt. Dies sollte aber nicht als Ausdruck eines generellen, extrem territorialen Verhaltens bei Wanderratten angesehen werden, welches in ähnlicher Form auch bei allen wildlebenden Populationen auftritt. Das hohe Aggressionspotential der gekäfigten Tiere rührt wohl eher daher, dass den Tieren bei

Auseinandersetzungen auf Grund der beschränkten Platzverhältnisse oftmals keine Möglichkeit zur Flucht bleibt und die Aggressionen dann eskalieren. Wie schon oben angedeutet machen kleine Gruppen, bei denen überhaupt territoriales Verhalten beobachtet werden kann, im Freiland nur einen geringen Anteil aller untersuchten Gruppen aus und selbst wenn es im Freiland zu aggressiven Auseinandersetzungen kommt, dann enden diese in den seltensten Fällen mit dem Tod eines der beteiligten Tiere. Selbst Bissverletzungen sind im Freiland eher selten, da die Tiere ihre Kämpfe eher durch gegenseitiges Wegschieben oder durch Boxen mit den Händen oder Treten mit den Füßen regeln.

Domestizierte Wanderratten verhalten sich prinzipiell ähnlich wie gekäfigte, wilde Wanderratten. Auch die domestizierten Tiere zeigen in kleinen Gruppen gehalten ein gewisses Maß an Territorialität. Sowohl die domestizierten, als auch die in Käfigen gehaltenen Wildtiere bilden eine Dominanzhierarchie aus, sofern es sich bei den Gruppenmitgliedern um nicht miteinander verwandte Tiere handelt. Bei miteinander verwandten Tieren, wie etwa den Nachkommen eines Paares, und auch bei wildlebenden Wanderratten im Freiland ist eine solche Rangordnung dagegen nicht zu beobachten.

Die Dominanzhierarchie erstreckt sich laut einiger Quellen über beide Geschlechter, wobei große, alte Männchen normalerweise über alle anderen Tiere dominant sind. Andere Studien haben dagegen eine getrennte Hierarchie für Männchen und Weibchen festgestellt. Nur Jungtiere bis zum Erreichen der Geschlechtsreife sind von dieser Hierarchie ausgenommen. Werden fremde Tiere in die bestehende Gruppe aufgenommen, so wird die Rangordnung dieses Tieres oftmals durch Kämpfe geregelt. Die Hierarchie innerhalb einer Gruppe muss nach Meinung einiger Autoren nicht unbedingt linear sein. Wenn etwa A dominant über B und B dominant über C ist, dann muss A nicht auch automatisch dominant über C sein. Anderen Quellen zufolge besteht zwischen den Individuen immer eine lineare Hierarchie. Diese unterschiedlichen Meinungen lassen vermuten, dass Wanderratten in dieser Hinsicht sehr anpassungsfähig sind und es je nach den Verhältnissen in der Gruppe mal zur Ausbildung einer linearen Hierarchie kommt und in anderen Fäl-

len eben nicht. Ähnliches gilt für die Frage, ob die beiden Geschlechter der Wanderratte eine gemeinsame oder eine getrennte Hierarchie ausbilden. Was diese zum Teil widersprüchlichen Ergebnisse auf jeden Fall zeigen, ist wiederum die große Plastizität im Verhalten der Tiere. Die Etablierung einer Dominanzhierarchie bei der Überführung von im Freiland territorialen Wildtieren in ein Gehege, wird mit dem beschränkte Platzangebot und den daraus resultierenden, höheren Dichten in einer nunmehr geschlossenen Population in den Gehegen erklärt und kann auch bei anderen, sozial lebenden Nagetieren beobachtet werden. Bei den Wanderratten im Freiland dürfte darüber hinaus die Tatsache eine Rolle spielen, dass in kleinen Rudeln in der Regel alle Mitglieder miteinander verwandt sind und schon deshalb keine Hierarchie ausgebildet wird. Bei größeren Gruppen ist weder eine Territorialität noch eine Dominanzhierarchie zu beobachten, da beides auf einem individuellen Erkennen von Artgenossen basiert, was bei einer größeren Anzahl von Tieren nicht mehr möglich ist (s.o.).

Von einigen Autoren werden im Gruppenleben domestizierter Wanderratten drei verschiedene soziale Stellungen innerhalb der Dominanzhierarchie unterschieden. Das  $\alpha$ -Tier ist meistens das größte Tier der Gruppe und allen anderen Tieren überlegen. Solche Tiere haben vorrangig Zugang zu Futter, Wasser und fortpflanzungsfähigen Weibchen, obwohl sie dieses letztere Vorrecht nicht immer realisieren können. Auf die  $\alpha$ -Stellung folgen die  $\beta$ - und die  $\omega$ -Tiere, die beide dem  $\alpha$ -Tier unterlegen sind, untereinander aber keine Hierarchie ausbilden. Zwischen einem  $\beta$ - und einem  $\omega$ -Tier besteht der Unterschied, dass sich die  $\beta$ -Tiere anscheinend mit ihrer subordinierten Position „abgefunden“ haben und ein relativ „normales“ Leben führen, während die  $\omega$ -Tiere schon alleine an ihrer Körperhaltung als solche erkannt werden können.  $\omega$ -Tiere bewegen sich nur langsam, nehmen eine zusammengekrümmte Körperhaltung ein und flüchten bei der Annäherung eines  $\alpha$ -Tieres. Sie verlieren an Gewicht und sterben oftmals nach einiger Zeit ohne erkennbare Gewalteinwirkung durch ein anderes Tier (wahrscheinlich an Stress). In einer Gruppe domestizierter oder in Käfigen gehaltener, wilder Wanderratten können alle drei Kategorien ( $\alpha$ ,  $\beta$ ,  $\omega$ ) von jeweils mehr als einem Tier besetzt sein. In

Gruppen in denen viele Konflikte auftreten, gibt es allerdings oftmals nur ein einziges  $\alpha$ -Tier.

Eine aggressive Auseinandersetzung zwischen zwei Wanderratten verläuft in der Regel nach einem relativ starren Schema. Treffen zwei fremde Tiere aufeinander, so erstarren zunächst beide eine Zeitlang in ihren Bewegungen und mustern dabei ihr Gegenüber. Dann nähern sich die beiden Kontrahenten einander an und es erfolgt eine geruchliche Kontrolle, bei der in gestreckter Körperhaltung ein Naso-Nasal-Kontakt und ein Beriechen des Anogenitaltraktes stattfinden. Hierdurch werden unter anderem Informationen über das Geschlecht und den Reproduktionsstatus der beiden Tiere ausgetauscht.

Auf die Geruchskontrolle folgt oftmals das Unterkriechen einer der beiden Wanderratten durch das andere Tier. Eine Zeitlang hat man angenommen, dass es sich hierbei um eine submissive Geste handelt, die eine aggressive Eskalation der Auseinandersetzung vermeiden soll. Bei dem unterkriechenden Tier handelt es sich allerdings meistens um das residente Tier, welches in fast allen Fällen auch gleichzeitig dominant ist. Die residente Wanderratte ist dem Immigranten gegenüber im Vorteil, da sie sich auf vertrautem Terrain befindet, während dem Immigranten die Umgebung fremd ist. Dies verleiht dem residenten Tier ein gewisses Maß an Selbstsicherheit und festigt so den dominanten Status gegenüber dem Eindringling. Außerdem ist das Unterkriechen auch nicht selten der Auftakt eines ernsthaften Beißkampfes, so dass es sich dabei wohl nicht um eine submissive Beschwichtigungsgeste handeln dürfte. In dieser Phase der Auseinandersetzung wird häufig auch eines der beiden Tiere von dem anderen überlaufen und dabei mit Urin markiert. Dieses Verhalten ist deutlich aggressionsmotiviert und tritt oft auch zum Ende einer Auseinandersetzung auf.

Recht häufig äußert das dominante Tier (also in der Regel der Revierinhaber) zu diesem Zeitpunkt kurze, weniger als 65 ms andauernde Ultraschallrufe im Bereich von 50 kHz (für den Menschen nicht hörbar) und wetzt deutlich hörbar in rascher Abfolge die Schneidezähne gegeneinander. Da es schwierig ist, die kurzen Ultraschalllaute einem bestimm-

ten Tier zuzuordnen, besteht die Möglichkeit, dass solche Laute auch von dem submissiven Tier geäußert werden. Wenn die 50 kHz-Rufe registriert werden, nickt das dominante Tier häufig zeitgleich mit dem Kopf. Daher vermuten einige Autoren, dass dieses Kopfnicken mit den 50 kHz-Rufen gekoppelt ist und nur von dem dominanten Tier geäußert wird. Auch Weibchen mit Jungtieren, welche ihren Bau verteidigen und solche Auseinandersetzungen in der Regel erfolgreich für sich entscheiden können, äußern in dieser Situation ebenfalls kurze, 50 kHz-Laute. Es könnte allerdings auch sein, dass diese kurzen, auch als „Tschirpen“ bezeichneten Ultraschallrufe unter Umständen einfach nur ein Zeichen für eine emotionelle Erregung und weniger für aggressive Tendenzen sind.

Bevor es zu einem Beißkampf kommt, findet in der Regel vorher noch eine aggressiv motivierte soziale Fellpflege (engl.: *aggressive grooming*) durch das residente Tier statt. Dabei wird vor allem der Nacken des Eindringlings intensiv gepflegt. Das unterlegene Tier vermeidet hierbei jede plötzliche Bewegung, da diese unweigerlich zu einem Beißkampf führt. Hierauf folgend zeigt die überlegene Wanderratte das Seitwärts-Drohen, bei dem der Rücken gekrümmt, die Hinterextremitäten durchgedrückt und das Fell gesträubt wird. Mitunter wird auch mit der dem Eindringling zugewandten Hinterextremität nach diesem getreten. Dieses Imponiergehabe lässt das Tier größer erscheinen und soll den Gegner einschüchtern. Das unterlegene Tier sitzt entweder zusammengekauert da, oder nimmt eine defensive, aufrechte Position ein. Aus dem Seitwärts-Drohen geht das residente Tier nach einiger Zeit in den Seitwärts-Angriff über. Nach der ersten Attacke des Angreifers stehen sich beide Tiere dann meistens in einer aufrechten Position gegenüber, wobei mit den Armen „Boxbewegungen“ gegen das jeweils andere Tier ausgeführt werden. Aus dieser Position heraus können die Tiere dann unvermittelt zum Beißkampf übergehen, wobei das dominante das unterlegene Tier anspringt und die beiden Kontrahenten sich anschließend ineinander verbissen über den Boden rollen. Gelingt einem der beiden – meistens ist dies das fremde Tier – die Flucht, so wird dieses von dem Kontrahenten – in der Regel dem Revierinhaber – verfolgt. Erreicht der Verfolger den Verfolgten, so wird dieser häufig

in den Rücken oder den Nacken gebissen. Bleibt das fremde Tier bei der Flucht stehen, so beginnt die Auseinandersetzung erneut mit der aggressiv motivierten Fellpflege (s.o.). Im Freiland, in deckungsreichem Gelände, kann sich der Verfolgte dem Verfolger oftmals dadurch entziehen, dass er mitten im Lauf abrupt stehen bleibt und den Verfolger an sich vorbeilaufen lässt. Bei Tieren in menschlicher Obhut funktioniert dies auf Grund fehlender Deckung in den Käfigen meistens nicht.

Nach dem Kampf verharren die beiden Kontrahenten oft noch einige Zeit lang, wobei das unterlegene Tier mit dem Rücken auf dem Boden liegt während es vom dominanten Tier mit den Vorderextremitäten zu Boden gedrückt wird. Das „auf dem Rücken liegen“ ist eine submissive Körperhaltung, die in erster Linie den Rücken und den Nacken – also das vorrangige Ziel der Beißangriffe – schützen soll und die das dominante Tier in der Regel von weiteren Aggressionen abhält. In Verbindung mit dieser Körperposition äußert der Unterlegene auch häufig noch langgezogene (zwischen 800 und 1600 ms andauernde) Ultraschallrufe im Bereich um 25 kHz. Diese Lautäußerung bewirkt zusammen mit der submissiven Körperhaltung wahrscheinlich einen Abbau der Aggressionen bei dem Residenten.

Oftmals beendet dieses Verhalten den Kampf und das dominante Tier entfernt sich. Das unterlegene Tier behält anschließend mitunter noch mehrere Minuten die submissive Stellung bei und äußert die 25 kHz-Rufe.

Das hier beschriebene Aggressionsverhalten läuft bei domestizierten Wanderratten im Wesentlichen genau so ab wie bei den wilden Tieren. Allerdings ist die Intensität, mit der die einzelnen Verhaltenskomponenten gezeigt werden, mit Ausnahme des Erstarrens zu Beginn einer Auseinandersetzung, bei den domestizierten Tieren deutlich geringer ausgeprägt als bei den wilden Vertretern. Außerdem vermuten einige Autoren, dass der Schwellenwert für das Ausbrechen offener Aggressionen bei den domestizierten Tieren gegenüber den wilden Wanderratten heraufgesetzt ist. Das bedeutet, dass ein stärkerer Reiz nötig ist, um bei den domestizierten Tieren einen Beißkampf zu provozieren. Kommt es

aber einmal zu einem Ernstkampf, dann kann dieser bei den domestizierten Wanderratten sehr viel heftiger verlaufen, als bei den wilden Vertretern, da defensive Verhaltensweisen und die Reaktion auf solche Reize bei der domestizierten Form stark reduziert sind (generell ist zu beobachten, dass die Häufigkeit und Intensität submissiver Verhaltensweisen bei domestizierten Tieren abnehmen). Zum Teil sind solche aggressiven Überreaktionen aber auch auf eine fehlende Sozialisation der Tiere in ihrer Jugendzeit zurückzuführen, etwa wenn einzelne Individuen isoliert aufgezogen wurden. Bei der Sozialisierung ist vor allen Dingen die Möglichkeit zum Spiel mit Artgenossen (siehe auch Kapitel 6.5.2, S. 203) von großer Bedeutung, um später als Erwachsener in aggressiven Auseinandersetzungen adäquat reagieren zu können.

Interessanterweise können sich domestizierte Tiere bei einer direkten Konfrontation mit einer wilden Wanderratte fast immer durchsetzen und einen dominanten Status erringen. Dies dürfte in erster Linie darauf zurückzuführen sein, dass die domestizierten Tiere auf Grund der besseren Ernährungssituation in menschlicher Obhut häufig größer und schwerer als Wildtiere sind. Allerdings spielt für den Ausgang eines Kampfes nicht nur die Körpergröße eine Rolle, sondern ebenso das Alter und die Erfahrung der einzelnen Individuen.

Ein weiteres Merkmal der Sozialstruktur der Wanderratten ist die bei dieser Art sehr ausgeprägte Möglichkeit des sozialen Lernens. Dies betrifft in erster Linie die Ernährung der Tiere und eine umfangreiche Darstellung zum sozialen Erlernen von Nahrungspräferenzen wurde bereits im Kapitel 6.4 (siehe S. 188) gegeben.

Wie oben schon angedeutet, findet in größeren Wanderrattengruppen wahrscheinlich ein ständiger Austausch von Gruppenmitgliedern statt. Nach einigen Untersuchungen im Großraum Berlin sollen sich dabei das Geschlecht und der Status (subadult, adult) der abwandernden Tiere zumindest zum Teil danach richten, welches Geschlecht und welcher Status dabei in der betreffenden Gruppe am häufigsten vertreten ist. Den größten Anteil an den abwandernden Tieren hatten bei dieser Studie zwar die subadulten, gerade geschlechtsreif gewor-

denen Tiere, es wurde aber auch beobachtet, dass bereits erwachsene Tiere (Tiere mit einem Körpergewicht von mehr als 200 g) noch die Gruppe verlassen haben, was bei anderen sozial lebenden Säugetierarten eher unüblich ist. Zu erklären wäre dieses Verhalten damit, dass eventuell die Konkurrenz innerhalb einer Kategorie (z.B. innerhalb der erwachsenen Weibchen oder innerhalb der subadulten Männchen) größer ist, als zwischen den verschiedenen Kategorien (z.B. zwischen den erwachsenen Weibchen und den erwachsenen Männchen) und dann der Anteil der abwandernden Tiere aus einer bestimmten Kategorie größer ist, wenn diese Kategorie sehr viele Individuen umfasst. In anderen Untersuchungen wurde dagegen festgestellt, dass tendenziell mehr Männchen als Weibchen die elterliche Gruppe verlassen, wobei der Unterschied zwischen den beiden Geschlechtern aber eher gering war. Dies wird wahrscheinlich in kleineren Rudeln der Fall sein, bei denen die Männchen territorial sind und die Weibchen ihren Bau mit dem Wurfnest und den Jungtieren gegen andere Wanderratten verteidigen. Hier werden vermutlich vor allem subordinierte Tiere zum Abwandern neigen.

Die Verhaltensplastizität der Wanderratten macht sich auch in deren Fortpflanzungssystem bemerkbar, welches ebenfalls abhängig von der Gruppengröße ist. Bei der Gruppengründung, bei der sich ein weibliches und ein männliches Tier zusammenschließen, ist das Paarungssystem zwangsläufig monogam (ein Männchen mit einem Weibchen), da beide Tiere in der Regel keine Gelegenheit haben, sich mit weiteren Wanderratten zu paaren. Diese Monogamie wird zunächst auch noch weiter beibehalten, da eine Einwanderung fremder Tiere – egal ob Männchen oder Weibchen – in einem kleinen Rudel nahezu ausgeschlossen ist (s.o.) und die subadulten, gerade geschlechtsreifen Tiere die Gruppe verlassen müssen. Da tendenziell mehr Männchen als Weibchen abwandern, kann es in einigen Fällen zumindest theoretisch zu Verpaarungen zwischen dem Vater und den Töchtern – also zu Inzest – kommen. Inwieweit solche Verpaarungen im Freiland aber tatsächlich stattfinden, ist unbekannt. Mit zunehmender Gruppengröße versucht das dominante Männchen innerhalb des Verbandes mehr als ein Weibchen für sich zu monopolisieren, indem es andere Männchen der Gruppe aus dem Nest-

bereich seiner Weibchen vertreibt. Das Fortpflanzungssystem ändert sich von monogam zu polygyn (ein Männchen mit mehreren Weibchen). Eine solche Polygamie ist bislang allerdings nur bei größeren Wanderrattengruppen im Gehege beobachtet worden. Die Monopolisierung mehrerer Weibchen durch ein einzelnes Männchen ist eng an die nur im Gehege auftretende Dominanzhierarchie gekoppelt, da nur ein  $\alpha$ -Männchen seine Ansprüche gegenüber anderen Männchen durchsetzen kann. Ob etwas Ähnliches auch bei größeren Gruppen im Freiland auftritt, ist nicht bekannt. Wird die Gruppe noch größer und die Konkurrenz um die Weibchen stärker, so wird es für ein einzelnes Männchen immer schwieriger, mehr als ein Weibchen gegenüber anderen Männchen zu verteidigen. Das Paarungssystem ist in solchen Fällen dann wieder eine Monogamie.

Oftmals können die Männchen bei dieser Gruppengröße ihr Weibchen aber nicht mehr vollständig kontrollieren und den sexuellen Zugang anderer Männchen zu ihrem Weibchen verhindern. Da die Weibchen aber dennoch eine gewisse Paarbindung zu einem bestimmten Männchen aufbauen, aber eben nicht mehr ausschließlich monogam sind, bezeichnet man ein solches Sexualverhalten als Polygynandrie oder Multigamie.

Steigt die Gruppengröße weiter an, so kann ein einzelnes Männchen keine Weibchen mehr monopolisieren. In solchen Fällen paart sich dann ein Weibchen mit mehreren Männchen und ein einzelnes Männchen mit mehreren Weibchen. Bei einem solchen Paarungssystem spricht man dann von Promiskuität. Da ein Großteil der Wanderrattengruppen zumindest in Deutschland solche Größen erreicht, bei denen ein promiskues Sexualverhalten auftritt, ist dieses Paarungssystem zwar das häufigste, aber eben nicht das einzige, zu dem die Tiere befähigt sind.

Die hier geschilderten Stadien des Fortpflanzungssystems der Wanderratte in Abhängigkeit von der Gruppengröße gehen fließend ineinander über. Es lassen sich daher auch keine klar definierten Gruppengrößen angeben, ab denen der Wechsel von dem einen zum anderen Paarungssystem stattfindet.



### 6.5.2 Fortpflanzung

Im Hinblick auf die Populationsdynamik kommt es im Jahresverlauf zu zyklischen Populationsdichteschwankungen. Zwischen April und Mai ist in der Regel eine starke Dichtezunahme zu beobachten, bei der es sich um den Individuenzuwachs aus den ersten Frühjahrswürfen im März handelt. Über den Sommer gesehen ist der Bestand relativ stabil, da sich die Populationszunahme in Form von Geburten und Zuwanderungen und die Populationsabnahme durch Tod und Abwanderungen in etwa die Waage halten. Ab dem Spätherbst setzt dann in der Regel eine mehr oder weniger kontinuierliche Abnahme der Populationsdichten über den Winter ein, wobei meistens im März, also zu dem Zeitpunkt, in dem die ersten Frühjahrswürfe gesetzt werden, ein Dichteminimum erreicht wird. Ausgeprägte Dichteschwankungen oder gar Massenvermehrungen, wie sie beispielsweise bei vielen Wühlmausarten beobachtet werden, sind bei ungestörten Wanderrattenpopulationen nicht zu finden, da sich die Populationen zu einem gewissen Teil selber regulieren. Mit zunehmenden Dichten treten beispielsweise vermehrt Aggressionen auf. Hält diese Situation länger an, so wird über die Hypophyse (Hirnanhangsdrüse) vermehrt Corticotropin (Adrenocorticotrophes Hormon, abgekürzt ACTH) ausgeschüttet, welches seinerseits eine Freisetzung von Corticosteroiden aus der Nebennierenrinde bewirkt. Die Corticosteroide wiederum hemmen ihrerseits (unter anderem) die Keimdrüsen, was sich in einem Nachlassen der Reproduktionsleistung und letztendlich als ein Rückgang der Populationsdichte bemerkbar macht.

Trächtige Weibchen sind auch im Freiland zu jeder Jahreszeit anzutreffen, allerdings schwankt deren Anteil im Jahresverlauf, wodurch zumindest teilweise die Populationsdynamik zu erklären ist. Im Frühjahr (etwa im März) sind rund 24 % aller weiblichen Wanderratten trächtig, im Sommer (Monat Juli) sind es 15 %, im Herbst (September – Oktober) etwa 30 % und im Winter nur noch 8 %. Auch bei Wanderrattengruppen die in Gebäuden leben sind diese Schwankungen zu finden, allerdings sind sie hier weniger stark ausgeprägt. Bei domestizierten Tieren sind dagegen fast gar keine saisonalen Unterschiede im Anteil trächtiger Weibchen mehr vorhanden. Auch zeigen diese Tie-

re, bedingt durch die Domestikation, viel häufiger Sexualverhalten als wildlebende Wanderratten.

Weibliche Wanderratten sind polyöstrisch, das heißt, sie kommen mehrfach im Jahr in den Östrus, und der Ovulationszyklus dauert zwischen 4 und 6 Tage. Für die Dauer des Östrus, also die Zeitspanne des Eisprungs während der das Weibchen paarungsbereit ist, schwanken die Angaben in der Literatur zwischen 6 und 20 Stunden. Die abweichenden Zeitangaben könnten darin begründet sein, dass sich der Östrus verkürzt, wenn sich das betreffende Tier gleich zu Beginn mit einem Männchen gepaart hat. Wie die meisten hier behandelten Nagetiere verfügen auch die weiblichen Wanderratten über einen Postpartum-Östrus, das heißt, die Tiere sind etwa 12 – 18 Stunden nach der Geburt der Jungtiere erneut empfängnisbereit. Dadurch bedingt können die Weibchen schon wieder trächtig sein, während sie noch ihren vorhergehenden Wurf säugen.

Im Gegensatz zu den solitär lebenden Nagetieren wie beispielsweise den Gold- und den Zwerghamster, ist das Paarungsvorspiel bei den sozial lebenden Wanderratten vergleichsweise einfach. Kommt ein Weibchen in den Östrus, so wird dieses von einem oder mehreren Männchen verfolgt. Das oder die Männchen versuchen dabei die Anogenitalregion des Weibchens zu belecken; mitunter versucht das männliche Tier auch, das Weibchen zu unter- oder überkriechen. Sowohl beim Paarungsvorspiel, als auch während der Paarung selber äußert das Männchen Ultraschalllaute im Frequenzbereich zwischen 50 und 70 kHz. Das weibliche Tier deutet seine Paarungsbereitschaft durch Präsentieren der Anogenitalregion und spielerisch erscheinende Sprünge an. Manchmal vollführt es auch einen Sprung auf das Männchen zu, was entfernt Ähnlichkeit zum Angriffssprung beim Ernstkampf zwischen zwei Männchen hat. Darüber hinaus vollführen die Weibchen auch noch zitternde Bewegungen mit den Ohrmuscheln und äußern ebenfalls Ultraschalllaute im 50 – 70 kHz-Bereich. Ähnlich wie bei den 50 kHz-Rufen der Männchen bei aggressiven Auseinandersetzungen (siehe Kapitel 6.5.1, S. 196) so ist auch bei den während der Paarung geäußerten Ultraschalllauten nicht ganz klar, ob diese eine spezifische Funktion im Sozialverhalten haben, oder ob sie nicht einfach ein Ausdruck von Aufre-

gung sind. Da die 50 – 70 kHz-Rufe von beiden Geschlechtern geäußert werden, ist die zweite Möglichkeit nicht ganz von der Hand zu weisen. Andererseits sind bislang kaum Untersuchungen durchgeführt worden, ob sich die Rufe von Weibchen und Männchen eventuell in ihrer Struktur unterscheiden und dadurch möglicherweise einen unterschiedlichen Informationsgehalt haben.

Nach der meist kurzen Balz erfolgt dann das Aufreiten des Männchens, welches dabei mit den Händen über die Flanken des Weibchens reibt und so bei diesem die Paarungsstellung (Lordosis) auslöst. Nimmt das Weibchen diese Körperhaltung ein, bei der sie den Kopf und das Becken anhebt, den Rücken bauchwärts durchdrückt und den Schwanz seitwärts dreht, erfolgt kurz darauf die eigentliche Paarung (Intromission und Ejakulation).

Nach der erfolgten Paarung, die in der Regel mehrfach wiederholt wird, belecken beide Geschlechter ihre Anogenitalregion und das Männchen äußert Ultraschalllaute im Frequenzbereich zwischen 20 und 30 kHz. Diese Laute ähneln stark den 25 kHz-Rufen, die ein subordiniertes Männchen äußert, nachdem es einen Kampf mit einem anderen Männchen verloren hat (siehe Kapitel 6.5.1, S. 196). Die Bedeutung dieses Rufs im Zusammenhang mit der Paarung ist bislang nicht bekannt. Von einigen Autoren wird angenommen, dass die 20 – 30 kHz-Rufe dem Weibchen die nachlassende Paarungsbereitschaft des Männchens andeuten soll. Da die Paarung aber mehrfach wiederholt wird und das Männchen nach jeder Intromission und Ejakulation solche Rufe äußert, erscheint die Erklärung einer nachlassenden sexuellen Erregung nicht besonders überzeugend.

Nach einer Tragzeit von 21 – 26 Tagen (im Mittel 24 Tage) werden zwischen 2 und 15 Jungtiere (im Mittel bei domestizierten Tieren 8 Jungtiere, bei wildlebenden Tieren 5 – 7 Jungtiere abhängig von der Ernährungssituation) mit einer Kopf-Rumpflänge von etwa 55 mm und einem Körpergewicht von 5 – 7 g geboren. Wenn das Weibchen einen großen Wurf säugt, dann kann sich eine zeitgleiche Trächtigkeit um bis zu sieben Tage auf insgesamt knapp einen Monat verlängern. Pro Jahr können in menschlicher Obhut von einem Weibchen bis zu

8 Würfe geboren werden, im Freiland sind es dagegen in der Regel nicht mehr als 3 – 4 Würfe pro Jahr. Im Verlaufe ihres Lebens können domestizierte Tiere bis maximal 10 Würfe zur Welt bringen, wohingegen diese Zahl bei wildlebenden Wanderrattenweibchen, die oftmals nicht älter als ein Jahr werden, deutlich darunter liegen dürfte. Die Größe der aufeinanderfolgenden Würfe eines Weibchens schwankt, wobei in der Regel der 3. Wurf im Leben eines weiblichen Tieres die meisten Jungtiere umfasst. Bei den domestizierten Wanderratten reduzieren sich spätestens nach dem 7. oder 8. Wurf die Wurfgrößen eines individuellen Weibchens deutlich. Bei Labortieren ist ab dem 15. – 18. Lebensmonat das Einsetzen einer Menopause zu beobachten, die in dieser Form bei Wildtieren auf Grund des begrenzten Lebensalters (s.o.) nicht auftritt.

Im Gehege lässt sich mitunter eine gemeinschaftliche Aufzucht der Jungtiere mehrerer Weibchen in einem gemeinsamen Nest beobachten. Dies scheint im Freiland niemals der Fall zu sein. Wie Wahlversuche ergaben, bevorzugen Wanderrattenweibchen deutlich ihren eigenen Nachwuchs vor dem Nachwuchs fremder Weibchen – ein individuelles Erkennen der eigenen Jungtiere ist also gegeben. Wodurch die gemeinsame Jungtieraufzucht in menschlicher Obhut ausgelöst wird, ist nicht bekannt.

Kurz vor der Geburt wird von der Mutter ein besonderes Wurfneest gebaut, welches aufwändiger konstruiert ist als ein normales Schlafneest. Wanderrattenweibchen gebären ihren Nachwuchs auf den Hinterextremitäten sitzend. Das mit dem Kopf voran geborene Jungtier wird von der Mutter mit den Händen ergriffen und mit Hilfe der Zähne von der Fötalmembran befreit. Sowohl die Fötalmembran, als auch die Nachgeburt werden vom Muttertier gefressen. Die Nabelschnur wird durchbissen und die unbehaarten Jungtiere, deren Augen und Gehörgänge bei der Geburt noch verschlossen sind, werden sauber geleckt. Diese Behandlung durch die Mutter bewirkt, dass die Jungtiere Laute von sich geben. Fehlen diese Laute (z.B. bei tot geborenen Tieren), so wird das Jungtier in der Regel von der Mutter gefressen.

Bei der Geburt ist das Geschlechterverhältnis noch ausgeglichen, das heißt es werden fast gleich

viele Männchen wie Weibchen geboren. Im Freiland haben die Weibchen eine höhere Lebenserwartung als die Männchen, so dass sich mit zunehmendem Alter das Geschlechterverhältnis zu Gunsten der weiblichen Tiere verschiebt.

Obwohl es sich bei den Wanderrattenjungen um Nesthocker handelt, geht die Entwicklung der Jungtiere relativ schnell von statten. Bereits am 1. Lebenstag können sich die Tiere aktiv aus einer Rückenlage in die bevorzugte Bauchlage drehen. Das Milchgebiss besteht nur aus den Backenzähnen, da bei den Schneidezähnen, die mit etwa 8 bis 10 Tagen durch den Gaumen brechen, kein Zahnwechsel erfolgt. Im Alter von 10 Tagen ist eine feine Behaarung bei den Tieren erkennbar. Das Gewicht beträgt zu diesem Zeitpunkt bereits etwa 20 g. In diesem Alter beginnen die Jungtiere auch schon mit ersten Fortbewegungsversuchen (vierfüßiges Kriechen). Mit 14 – 15 Tagen öffnen sich die Augen und zwischen dem 12. und 16. Tag die äußeren Gehörgänge, allerdings sind Augen und Ohren bis zu einem gewissen Grad schon vorher funktionsfähig (Wahrnehmung von Helligkeitsunterschieden und tiefen Tönen erfolgt bereits vorher). Das Körpergewicht beträgt um den 15. Lebenstag etwa 30 g und die Tiere können bereits richtig laufen. Nach 17 – 18 Tagen verlassen die Jungtiere das erste Mal das Nest und nehmen feste Nahrung zu sich. Im Alter von 19 Tagen wird der vordere Backenzahn gewechselt, mit 21 Tagen der mittlere und nach 35 Tagen der hintere. Mit etwa 28 – 34 Tagen sind die Jungen entwöhnt. Dabei ist die Entwöhnung ein schrittweiser Prozess, der nach und nach erfolgt und nicht dadurch hervorgerufen wird, dass die Mutter nicht mehr genügend Milch für die heranwachsenden Jungtiere produzieren kann. Dadurch dass sich das Muttertier immer häufiger und immer länger vom Wurfneest entfernt, „gewöhnt“ sie ihrem Nachwuchs das Saugen nach und nach ab. Je weniger Gelegenheit die Jungen zum Saugen haben, desto geringer ist die Wahrscheinlichkeit, dass sie wieder mit dem Saugen anfangen (auch wenn sie dazu Gelegenheit hätten). Das Saugen selber ist ein sich selbst verstärkendes Verhalten und junge Wanderratten, denen experimentell das Saugen ständig ermöglicht wird, werden nicht entwöhnt.

Die Jungtiere erreichen im Freiland nach etwa 3 – 4 Monaten die Geschlechtsreife, wobei die Männchen tendenziell etwas früher fortpflanzungsfähig sind als die Weibchen. Der Zeitpunkt der Geschlechtsreife wird sehr stark von der Menge der Milch beeinflusst, die das Weibchen den Jungtieren während der Laktationszeit zur Verfügung stellen kann, wobei die Milchmenge des Weibchens wiederum an die allgemeine Ernährungssituation der erwachsenen Tiere gekoppelt ist (je besser die Ernährungssituation des Weibchens, desto mehr Milch kann diese produzieren). Auch die Höhe des Körpergewichts, die ein adultes Tier letztendlich erreicht, ist eng verknüpft mit der Milchmenge, die den Tieren in ihrer Jugend zur Verfügung stand.

Wie Angaben in der Literatur vermuten lassen, scheinen sich die Jungtiere domestizierter Wanderratten etwas schneller zu entwickeln. So wird die mittlere Tragzeit mit 22 Tagen, der Zeitpunkt der Öffnung der Augen mit 10 – 12 Tagen, das Alter der Entwöhnung mit 21 Tagen und der Zeitpunkt der Geschlechtsreife mit 1,5 – 2 Monaten angegeben (die Zuchtreife erreichen die Tiere aber auch erst im Alter von 3 – 4 Monaten). Mit ein Grund für die schnellere Entwicklung der in menschlicher Obhut aufgezogenen Jungtiere dürfte die günstigere Ernährungssituation der Mütter sein.

Während der Laktationszeit saugen die Jungtiere bis zu 10 Stunden pro Tag bei der Mutter und während dieser Zeit findet eine intensive Kommunikation zwischen Jungtier und Mutter statt. Vor allem in den ersten Tagen ist der Nachwuchs darauf angewiesen, von der Mutter gewärmt zu werden. Die für die Entwicklung optimale Körpertemperatur liegt bei etwa 35 °C, welche die Jungen ohne die Hilfe der Mutter nicht aufrecht erhalten könnten.

Wenn einem Jungtier kalt wird (etwa wenn es das Nest verlassen hat), oder es sich sonst irgendwie unwohl fühlt, dann äußert es lange Ultraschallrufe im Frequenzbereich um 40 kHz (mit dem Älter werden der Tiere erniedrigt sich die Frequenz dieser Laute bis auf etwa 25 kHz im Alter von 20 Tagen). Ist das Muttertier in der Nähe, so wird durch diese Rufe zusammen mit den optischen und olfaktorischen Reizen, die von dem Jungtier ausgehen, das Eintrageverhalten ausgelöst und die Jungen werden

vom Muttertier wieder in das schützende Nest getragen. Beim Tragen durch die Mutter fallen die Jungtiere in eine Tragstarre, bei der die Hinterextremitäten und der Schwanz an den Körper angezogen werden und so den Transport für die Mutter erleichtern. Um diese Tragstarre auszulösen, muss die Mutter ihr Junges allerdings mit den Zähnen im Bereich des Nacken- oder Rückenfells ergreifen. Wird das Jungtier an einer anderen Körperstelle ergriffen und hochgehoben, so fällt es nicht in Tragstarre, sondern bewegt sich heftig und äußert manchmal auch Abwehrlaute.

Ein bestimmter Duftstoff (Dodecyl-Propionat, chem. Formel:  $C_{15}H_{30}O_2$ ) aus den Präputialdrüsen der Jungtiere löst bei dem Muttertier ein Belegen der Anogenitalregion der Jungen aus. Das Belegen wiederum stimuliert die Defäkation und das Urinieren der Jungtiere, die auf diese Art der Reizung angewiesen sind, da sie sonst keinen Kot und keinen Urin absetzen können. In der Regel beleckt die Mutter die Anogenitalregion männlicher Jungtiere häufiger als die der weiblichen Jungtiere, was auf die Testosteron-Produktion der männlichen Jungtiere zurückzuführen ist. Das Anogenitallecken der Mutter hat neben den Auswirkungen auf das Absetzen von Kot und Urin zusätzlich noch einen wichtigen Einfluss auf die normale sexuelle Entwicklung des männlichen Nachwuchses. Darüber hinaus hat die Häufigkeit, mit der die Mutter ihre Jungtiere beleckt und diesen gegenüber soziale Fellpflege zeigt, einen großen Einfluss darauf, wie gut die Jungen beiderlei Geschlechts in ihrem späteren Leben Stresssituationen bewältigen können und wie intensiv sich die weiblichen Jungtiere später um ihren eigenen Nachwuchs kümmern.

Ein bestimmtes Pheromon der Mutter wiederum bewirkt, dass die Aktivität der Jungtiere gedrosselt wird und die Tiere im Nest bleiben. Während des Saugvorgangs im Nest äußern die Jungen neben den hörbaren Lauten auch noch kurze Ultraschalllaute im Frequenzbereich zwischen 35 und 70 kHz, die dem 50 – 70 kHz-Tschirpen der erwachsenen Tiere recht ähnlich sind (siehe Paarungsverhalten und Kapitel 6.5.1, S. 196). Beim Saugen orientieren sich die Jungen olfaktorisch am Geruch, der vom Bauch der Mutter ausgeht. Jungtiere die nicht riechen können, finden die Milchzitzen nicht und müs-

sen verhungern. Dabei führt der Geruch die Jungen nicht direkt zu den Zitzen, sondern verstärkt lediglich das Suchverhalten danach. Der Zitzenkontakt mit dem Mund wird durch taktile Reize ausgelöst. Zum Säugen steht oder hockt die Mutter über ihren Jungtieren, wenn diese noch nicht älter als 10 Tage sind. Bei älteren Jungen legt sich das Muttertier auch auf die Seite, um den Nachwuchs saugen zu lassen.

Ein auffälliges Merkmal im Verhalten der Jungtiere ist das sich Zusammendrängen der Wurfgeschwister, welches zumindest in den ersten Lebenstagen hauptsächlich der Thermoregulation dient. Bei älteren Jungtieren hat das Zusammenrücken aber wahrscheinlich zusätzlich noch eine soziale Komponente.

Auch wenn bei Wanderratten ein Infantizid (Kindstötung) durch erwachsene Männchen auftreten kann, so ist dieses Verhalten doch sehr selten. In der Regel töten männliche Tiere vor allem die Jungtiere, die nicht von ihnen gezeugt wurden. Dies erklärt auch das relativ seltene Auftreten des Infantizids durch ein Männchen. In kleinen Gruppen ist häufig nur ein einziges erwachsenes Männchen vorhanden, so dass kein anderes Männchen als potentieller Vater des Nachwuchses in Frage kommt. In größeren Gruppen paart sich normalerweise mehr als ein Männchen mit einem Weibchen, so dass ein bestimmtes Männchen seine eigene Vaterschaft für einen gegebenen Wurf nicht vollständig ausschließen kann. Daher besteht bei einem Infantizid für das Männchen immer die Möglichkeit, den eigenen Nachwuchs zu töten. Bei weiblichen Wanderratten tritt Infantizid dann auf, wenn die Ernährungssituation schlecht ist. Bei Ausbildung einer Dominanzhierarchie sind es vor allem die subordinierten Weibchen die solch einen Infantizid zeigen, da sie häufig von den dominanten Weibchen an der Nahrungsaufnahme gehindert werden.

Für einen Nagetiervertreter ist auch das zumindest bei einer Haltung in menschlicher Obhut auftretende, ausgeprägte Spielverhalten, welches vor allem junge Wanderratten zeigen, eher ungewöhnlich. Allgemein ist es mitunter schwierig, Spielverhalten bei Tieren zu erkennen und oftmals werden Verhaltensweisen vermenschlichend als Spiel

bezeichnet, obwohl dem gar nicht so ist. Wesentliche Merkmale von Spielverhalten sind der fehlende Ernstbezug und der Rollentausch der beteiligten Spielpartner. Weiterhin kann Spielverhalten an jeder Position innerhalb der Verhaltenssequenz unvermittelt abgebrochen oder in der Reihenfolge umgekehrt werden, was bei nicht-Spielverhalten in der Regel nicht möglich ist (hier läuft eine einmal begonnene Verhaltenssequenz meistens nach einem festen Schema immer bis zum Ende ab). Häufig werden einzelne Bewegungsabläufe auch mehrfach wiederholt und dabei stark übertrieben. Spielverhalten tritt generell nur in Situationen auf, in denen alle anderen Bedürfnisse (vor allem Hunger, Durst) gestillt und die Tiere keinem Stress ausgesetzt sind.

Bei Wanderratten sind am häufigsten Kampfspiele zu beobachten (in etwa zwei Drittel aller Spielsituationen), die eine Form des sozialen Spiels, also des Spielens mit Artgenossen darstellen. Dabei werden Verhaltensweisen wie zum Beispiel das Seitwärtsdrohen, das Boxen, ein angedeuteter Biss in den Nacken oder das Herumdrehen auf den Rücken gezeigt, die auch bei ernsten Auseinandersetzungen im Erwachsenenalter auftreten (vergleiche Kapitel 6.5.1, S. 196). Beim Kampfspiel der Wanderratten fehlen jedoch Verhaltensweisen, die extreme Aggressionen oder große Angst ausdrücken, wie beispielsweise das Zubeißen oder das Erstarren in der Bewegung. Zum Teil werden auch Komponenten des Paarungsvorspiels in das „Kampf“-Spiel mit eingebaut, so dass einige Autoren der Ansicht sind, dass es sich bei dieser Art Spiel eher um noch nicht ausgereiftes Sexualverhalten handelt. Als Aufforderung zum sozialen Spiel gelten das Springen auf einen potentiellen Spielpartner zu und das Überkriechen des potentiellen Spielpartners.

Als solitäres Spiel sind bei Wanderratten hauptsächlich Laufspiele zu beobachten, bei denen die Tiere ungerichtet herumlaufen und ohne erkennbaren Grund Luftsprünge vollführen. Objektspiele sind bei der Wanderratte eher selten. Häufig folgt auf das Solitärspiel eine Phase sozialen Spiels mit einem der Wurfgeschwister.

Die Spielphase wird von den Jungtieren neben der Entwicklung eines normalen Sozialverhaltens auch noch zum Erlernen von Nahrungssuchstra-

tegien sowie – zumindest bei Tieren in menschlicher Obhut – zur Ausbildung der Dominanzhierarchie benötigt. Männliche Wanderratten zeigen häufiger sowohl solitäres als auch soziales Spielverhalten als die Weibchen und sowohl Männchen als auch Weibchen spielen länger, wenn der Spielpartner ein Männchen ist. Es gibt jedoch keine geschlechtsspezifischen Unterschiede in der Zusammensetzung oder Abfolge einzelner Spielelemente. In der Regel hat jede Wanderratte einen bevorzugten Spielpartner, mit dem sie häufiger spielt als mit den anderen Wurfgeschwistern. Jungtiere versuchen auch mit ihrer Mutter zu spielen, wobei ein solches Spiel normalerweise von den Jungtieren und so gut wie nie von der Mutter initiiert wird. Sehr häufig reagiert die Mutter jedoch nicht auf die Spielaufforderungen ihres Nachwuchses.

Auch erwachsene Wanderratten zeigen mitunter noch Spielverhalten, was nur von wenigen anderen Nagetierarten wie dem Biber, dem Eichhörnchen und dem Murmeltier bekannt ist. Allerdings beschränkt sich das Spiel adulter Wanderratten auf domestizierte Tiere und wilde Wanderratten in menschlicher Obhut. Im Freiland tritt Spielverhalten bei erwachsenen Wanderratten dagegen nicht oder nur sehr selten auf und auch die Spielhäufigkeit bei wildlebenden Jungtieren ist stark reduziert. Dies dürfte zumindest zum Teil damit zusammenhängen, dass bei wildlebenden Wanderratten Situationen selten sind, in denen alle essentiellen Bedürfnisse wie Durst und Hunger gestillt sind und sich die Tiere in einer so entspannten Lage befinden, um Spielen zuzulassen.

### 6.5.3 Signale und Kommunikation

Wie schon bei den zuvor besprochenen Säugetieren erfolgt auch bei den Wanderratten die Kommunikation untereinander hauptsächlich auf olfaktorischem Wege. Als Besonderheit dieser Art ist aber auch die Bedeutung von akustischen Signalen zur Kommunikation zu nennen, die sich allerdings hauptsächlich im Ultraschallbereich und damit für den Menschen nicht hörbar abspielt. Die optische Kommunikation durch Körpersprache spielt dagegen ebenso wie bei den anderen Arten eine eher untergeordnete Rolle. In vielen Situationen ist es allerdings so, dass Reize aus allen drei Bereichen



gegeben sein müssen, um ein bestimmtes, der Situation angemessenes Verhalten auszulösen.

**Olfaktorische Kommunikation** Generell hat diese Form der Kommunikation einige Vorteile gegenüber den akustischen oder optischen Möglichkeiten der Informationsübermittlung. Die Übermittlung von Gerüchen funktioniert auch in Situationen, in denen akustische oder visuelle Reize nicht übertragen werden können (z.B. in der Nähe einer Geräuschquelle oder im Dunkeln). Gerüche können leicht in Raum und Zeit verteilt werden, was sie besonders geeignet zur Reviermarkierung macht. Eine Geruchsmarkierung bleibt über einen längeren Zeitraum wahrnehmbar, ohne dass das Tier, von dem diese Markierung stammt, dabei Gefahr läuft, einen Fressfeind auf sich aufmerksam zu machen. Weiterhin ermöglicht es die olfaktorische Kommunikation dem Sender und dem Empfänger auch über eine größere zeitliche oder räumliche Entfernung hinweg miteinander zu kommunizieren. Alle diese Eigenschaften weisen die optische oder akustische Form der Kommunikation entweder gar nicht, oder nur in einem sehr begrenzten Umfang auf.

Wie wichtig gerade im Leben der Wanderratten die unterschiedlichsten Gerüche sind, zeigt sich nicht zuletzt darin, dass die Tiere bei auf Gerüchen basierenden Lernvorgängen ähnlich gut abschneiden wie beispielsweise Primaten (und Menschen) bei auf visuellen Reizen aufbauenden Lernvorgängen. Einschränkend muss aber an dieser Stelle gesagt werden, dass die Verarbeitung der meisten Geruchsinformationen jeweils einen bestimmten Lernvorgang voraussetzt und viele Gerüche ohne bestimmte, im Vorfeld gemachte Erfahrungen für das Tier ohne Bedeutung bleiben.

Wanderratten verfügen nicht über besondere Drüsen wie etwa die Flankendrüsen der Goldhamster (siehe Kapitel 3.5.3, S. 80) oder die Bauchdrüsen der Zwerghamster (siehe Kapitel 4.5.3, S. 115). Die Reviermarkierung und damit die Kommunikation von Territorialität erfolgt bei Wanderratten daher über den Urin. Das Markierverhalten wird hauptsächlich von dominanten Tieren gezeigt, während die subordinierten Individuen kaum markieren und den Urin sogar eher zurückhalten, um keine ag-

gressiven Handlungen der dominanten Tiere zu riskieren. In der Regel suchen die subordinierten Tiere daher im Freiland zum Absetzen des Urins eine abgelegene Stelle innerhalb des Reviers auf – ein Verhalten, das die Männchen in menschlicher Obhut in den beengten Platzverhältnissen eines Käfigs nicht ausüben können. Dies kann ein Grund für Nieren- und Blasenschäden durch eine Überdehnung der Blase in Folge eines Zurückhaltens des Harns, sowie für das vermehrte Auftreten von Aggressionen sein, wenn die subordinierten Tiere dann doch ihren Urin absetzen und dies von einem dominanten Tier wahrgenommen wird.

Höchstwahrscheinlich können die Tiere über den Geruch des Urins auch feststellen, ob die Markierung von einem Männchen oder einem Weibchen stammt und ob es sich dabei um ein erwachsenes oder um ein noch nicht geschlechtsreifes Tier handelt. So reagieren beispielsweise Weibchen auf die Urinmarkierungen erwachsener, fortpflanzungsbereiter Männchen, indem sie ihrerseits verstärkt Urinmarkierungen absetzen, wobei wahrscheinlich der höhere Testosterongehalt im Blutplasma der erwachsenen Männchen die Qualität der Urinmarkierung beeinflusst. Männliche Tiere ihrerseits reagieren vor allem auf die Urinmarkierungen anderer, ihnen fremder Männchen mit einem gesteigerten Explorationsverhalten und einer gesteigerten Markierhäufigkeit und weniger auf Urinmarkierungen, die von fremden Weibchen stammen, gleichgültig ob sich diese markierenden Weibchen gerade im Östrus befinden oder nicht. Die Markierhäufigkeit der Männchen wird auch dann gesteigert, wenn sie auf Urinmarkierung ihnen bekannter Weibchen treffen, deren Markierungen dann von dem Männchen übermarkiert werden.

Für die weiblichen Tiere könnte das Urinmarkieren daher eine sexuelle Funktion haben, indem sie potentielle männliche Fortpflanzungspartner auf ihre Anwesenheit aufmerksam machen. Diese Annahme wird dadurch gestützt, dass weibliche Wanderratten im Östrus sich weiter von ihrem Bau entfernen als nicht-rezeptive Weibchen und dabei vermehrt Geruchsmarkierungen hinterlassen, die von den Männchen genutzt werden, um diese Weibchen gezielt aufzusuchen. Für die Männchen, die hauptsächlich für die Revierverteidigung zuständig sind



(siehe Kapitel 6.5.1, S. 196), scheint das Markieren dagegen eher territorialen Charakter zu haben. Das Übermarkieren der Urinmarkierungen von bekannten Weibchen könnte eventuell als ein Besitzanspruch des Männchens an diesem Weibchen gedeutet werden.

Die Reviermarkierungen werden, wie bei vielen anderen Tieren auch, häufig an exponierten Positionen abgesetzt, um die Signalwirkung für Artgenossen zu erhöhen. Dazu überkriechen Wanderratten oftmals erhöhte Objekte (z.B. Steine oder Äste) und markieren dabei auf diesem Objekt. Beim Absetzen der Markierung wird nicht nur einfach Urin abgesetzt, sondern die Anogenitalregion über das zu markierende Objekt gezogen. Es ist also durchaus möglich, dass neben dem Urin auch noch Sekret aus unspezialisierten Talg- oder den Präputialdrüsen mit abgegeben wird. Wenn Wanderratten die Wahl haben zwischen reinem Urin und einem, durch ein anderes Tier markierten Objekt, so wird das markierte Objekt viel häufiger und länger untersucht, als die reine Urinprobe. Dies lässt den Rückschluss zu, dass neben dem Urin auch noch die Sekrete aus den Talgdrüsen des Perineums oder aus den Präputialdrüsen einen Informationsgehalt für die Tiere haben.

Weiterhin setzen die Tiere aber auch bei der Fortbewegung auf ihren Wechsellagen mehr oder weniger regelmäßig kleine Mengen Urin ab, wobei besonders Kreuzungspunkte urinmarkiert werden. Hierbei dürfte es sich weniger um Reviermarkierungen, als vielmehr um Markierungen zur eigenen Orientierung der Tiere in ihrem Aktionsraum handeln.

Neben den Urinmarkierungen setzen weibliche und männliche Wanderratten an vertikalen Strukturen auch mit den Talgdrüsen im Bereich der Flanken Duftmarken, ähnlich wie dies beispielsweise Goldhamster tun. Den Wanderratten fehlt aber ein Flankenorgan, wie dies bei Goldhamstern zu finden ist (s.o.; vergl. Kapitel 3.3.1, S. 66). Die Markierungen mit den Flanken werden vor allem an Baueingängen angebracht, wobei Männchen häufiger markieren als Weibchen. Die genaue Funktion dieser Markierungsart ist nicht bekannt, es scheint

sich dabei aber nicht um Territorialmarkierungen zu handeln.

Auch bei direkten Auseinandersetzungen zweier Wanderratten spielt der Geruch eine entscheidende Rolle. Treffen zwei Tiere aufeinander, so erfolgt zunächst eine ausgiebige geruchliche Inspektion der Anogenitalregion. Wird dabei der Geruch als fremd eingestuft, so kommt es zu aggressiven Handlungen. Ist dem inspizierenden Tier der Geruch dagegen bekannt, so wird das Gegenüber „freundlich“ behandelt (soziale Fellpflege, Unter- oder Überkriechen) oder einfach ignoriert. Wanderratten, die nicht riechen können, behandeln dagegen alle Artgenossen auf die sie treffen freundlich, egal ob es sich dabei um ein Gruppenmitglied oder ein fremdes Tier handelt.

Auch die individuelle Unterscheidung von Artgenossen wird bei Wanderratten über den Geruch vermittelt. Wie in Kapitel 6.5.1 (siehe S. 196) bereits erwähnt, beruht auf diesem individuellen, geruchlichen Erkennen der Gruppenzusammenhalt in kleineren Wanderrattenrudeln. Vermittelt wird der individuelle Geruch bei Wanderratten wahrscheinlich über einen Bestandteil des Immunsystems, dem sogenannten Haupt-Histokompatibilitäts-Komplex (engl. *major histocompatibility complex*, abgekürzt zu MHC), der in seiner Hauptfunktion dafür sorgt, dass das Immunsystem körpereigene Zellen von Fremdstoffen unterscheiden kann. Die Gene, die für die Proteine des MHC kodieren, sind extrem variabel, so dass wahrscheinlich keine zwei Individuen über exakt identische MHCs verfügen. Die MHC-Proteine werden mit dem Urin ausgeschieden und können von den Tieren geruchlich identifiziert und individuell zugeordnet werden. Zunehmend wird aber, ähnlich wie die MUPs (engl. Abkürzung für *major urinary proteins*) bei der Hausmaus (siehe Kapitel 7.5.3, S. 290), auch bei der Wanderratte die Rolle spezieller Proteine (sog.  $\alpha$ 2u-Globuline aus der Proteingruppe der Lipocaline), die mit dem Urin ausgeschieden werden, als Mechanismus zur individuellen Unterscheidung von Artgenossen diskutiert.

Ebenso können Wanderratten zwischen dem Geruch eines dominanten und dem eines subordinierten Tieres unterscheiden, auch wenn sie mit den

entsprechenden Individuen vorher keinen Kontakt hatten und deren sozialen Rang – etwa durch aggressive Auseinandersetzungen – bisher nicht einstufen konnten.

Eine weitere wichtige Rolle spielen Duftstoffe bei der Ernährung der Wanderratten (siehe auch Kapitel 6.4, S. 188). Mit Duftstoffen markierte Nahrungsquellen werden auch von anderen Tieren einer Gruppe zur Nahrungssuche aufgesucht, während unmarkierte Nahrungsquellen kaum beachtet werden. Weiterhin kann über Duftstoffe im Urin, den die Tiere ständig während des Laufens auf ihren Wechsellagen in kleinen Mengen abgeben, anderen Gruppenmitgliedern der Weg zu entfernt liegenden Nahrungsquellen gewiesen werden. Außerdem kann eine Wanderratte über den Geruch des Atems ihrer Artgenossen erkennen, welche Nahrung diese als letztes zu sich genommen haben. Als Folge davon wird von diesem Tier bevorzugt von dieser speziellen Nahrung gefressen werden.

Wie in Kapitel 6.5.2 (siehe S. 203) bereits dargelegt, sondern Weibchen mit Jungtieren einen Duftstoff ab, der beruhigend auf die Jungtiere wirkt und deren lokomotorische Aktivität dämpft. Das Dodecyl-Propionat aus den Präputialdrüsen der Jungtiere wiederum löst bei dem Muttertier das Belegen der Anogenitalregion aus, welches die Jungtiere in den ersten Lebenstagen benötigen, um Kot und Urin absetzen zu können.

Das mütterliche Fürsorgeverhalten für ihren Nachwuchs ist bei Wanderratten sehr stark an geruchliche Informationen gebunden. Muttertiere, denen das Geruchsvermögen fehlt, vernachlässigen ihren Nachwuchs oder fressen diesen sogar auf. Offensichtlich reichen die visuellen, akustischen und taktilen Reize, die von den Jungtieren ausgehen, nicht aus, um bei weiblichen Wanderratten das mütterliche Fürsorgeverhalten auszulösen.

Weibliche Wanderratten können an Hand des Geruchs kastrierte von unkastrierten Männchen unterscheiden, was ebenfalls auf die Wirkung des männlichen Testosterons zurückgeführt wird. Zumindest von Hausmäusen (*Mus musculus*) ist bekannt, dass Testosteron mit dem Urin ausgeschieden wird – eventuell ist dies bei Wanderratten ebenso. Dies

könnte ebenfalls der Grund dafür sein, dass Muttertiere die Anogenitalregion männlicher Jungtiere viel häufiger belecken als die Anogenitalregion des weiblichen Nachwuchses (siehe auch Kapitel 6.5.2, S. 203). Einer anderen Meinung nach stammt der Geruchsstoff, der weiblichen Tieren diese Unterscheidung ermöglicht, aus den Präputialdrüsen unkastrierter Männchen. Kastrierte Männchen sollen demnach nicht mehr in der Lage sein, diesen Duftstoff zu produzieren. Interessant ist in diesem Zusammenhang auch, dass die Unterscheidung kastriert-unkastriert nur von Weibchen im Östrus getroffen werden kann. Nicht-östrische Weibchen sind hierzu dagegen nicht in der Lage (ähnliche Verhältnisse finden sich ebenfalls bei der Hausmaus).

Männliche Wanderratten können Weibchen, die sich gerade im Östrus befinden, von Weibchen, die nicht rezeptiv sind, am Uringerruch unterscheiden. Hierzu ist es allerdings erforderlich, dass das Männchen vorher sexuelle Erfahrungen mit einem Weibchen sammeln konnte. Sexuell unerfahrenen Männchen können östrischen und nicht-östrischen Weibchen dagegen nicht alleine auf Grund geruchlicher Informationen unterscheiden. Dagegen spielt es keine Rolle, ob die Männchen kastriert sind oder nicht. Sowohl unkastrierte wie auch kastrierte Männchen können östrische Weibchen erkennen, sofern sie vorher sexuelle Erfahrungen mit einem Weibchen sammeln konnten. Die Geruchsstoffe, die eine solche Unterscheidung ermöglichen, scheinen dabei nicht aus den Klitoraldrüsen (der weiblichen Entsprechung der männlichen Präputialdrüsen) der Weibchen zu stammen, sondern über die Nieren dem Urin zugesetzt zu werden. Der den weiblichen Östrus anzeigende Geruchsstoff verliert seine Wirkung spätestens nach etwa 24 Stunden, was es den Männchen erlaubt, den Zeitpunkt des Östrus eines bestimmten Weibchens und damit den optimalen Zeitpunkt für eine erfolgreiche Paarung sehr genau festzulegen (die Dauer des weiblichen Östrus beträgt maximal 20 Stunden, siehe Kapitel 6.5.2, S. 203).

Für die sexuelle Attraktivität eines Tieres auf das jeweils andere Geschlecht spielt ebenfalls das Sekret der Präputialdrüsen der Männchen bzw. der Klitoraldrüsen der Weibchen eine entscheidende Rolle. Aus dem Präputialdrüsensekret wurden von

den insgesamt 11 unterschiedlichen nachgewiesenen Komponenten 2 Substanzen isoliert (der aliphatische, ungesättigte Alkohol Farnesol  $C_{15}H_{26}O$  und die aromatische Säure Dioctylorthophthalat DNOP  $C_{24}H_{38}O_4$ ), die in ihrer Kombination anziehend auf weibliche Wanderratten wirken. Aus dem Klitorialdrüsensekret, welches sich aus insgesamt 21 verschiedenen Komponenten zusammensetzt, wurde eine Substanz isoliert (Dibenzoxepinon  $C_{14}H_{10}O_2$ ), die die Attraktivität eines Weibchens für ein Männchen ausmacht. Bei beiden Geschlechtern wird das Sekret der Präputial- bzw. Klitorialdrüsen mit dem Urin ausgeschieden, so dass ein fremdes Tier bereits aus den Urinmarkierungen schließen kann, ob diese von einer männlichen oder einer weiblichen Wanderratte stammen.

Ein Pheromon, welches von trächtigen Weibchen abgegeben wird, bewirkt, dass sich der Östruszyklus anderer Weibchen der Gruppe verkürzt und sich so die Wahrscheinlichkeit erhöht, dass diese Weibchen ebenfalls schwanger werden. Ein von laktierenden Weibchen ausgeschiedenes Pheromon führt hingegen dazu, dass der Östruszyklus anderer Weibchen derselben Gruppe verlängert und diese Weibchen erst später selber trächtig werden, wenn sich auch bei dem laktierenden Weibchen wieder eine Trächtigkeit zeigt. Interpretiert wird dieses Verhalten als ein Mechanismus zur Synchronisation der Fortpflanzung innerhalb der Gruppe. Ein solches Phänomen ist auch bei vielen anderen sozial lebenden Säugetieren zu beobachten.

Als ein sich hieraus ergebender Vorteil für die weiblichen Wanderratten wird angeführt, dass bei einer gleichzeitigen Trächtigkeit mehrerer Weibchen eine gemeinschaftliche Aufzucht mit geteilter Fürsorge für die Jungtiere ermöglicht wird. Da eine solche Gemeinschaftsaufzucht aber nur bei domestizierten Wanderratten oder bei wilden Tieren in menschlicher Obhut auftritt, jedoch nicht bei Tieren im Freiland (s.o.), erscheint diese Erklärung als nicht besonders einleuchtend. Ein anderer Erklärungsansatz für die synchronisierte Fortpflanzung ist darin zu sehen, dass die Wahrscheinlichkeit, dass die Jungtiere eines einzelnen Weibchens Opfer eines Beutegreifers werden, bei gleichzeitiger Anwesenheit von Jungtieren anderer Weibchen deutlich reduziert wird. Es tritt eine Art „Verdünnungseffekt“ ein, da ein potentieller Fressfeind seine Beute aus einer Vielzahl von Jungtieren auswählen kann, wodurch für ein individuelles Jungtier das Risiko gefressen zu werden stark reduziert wird. Ein ähnlicher Mechanismus wird beispielsweise für die Synchronisation der Geburten bei verschiedenen afrikanischen Antilopenarten vermutet.

Darüber hinaus sind weibliche Wanderratten in der Lage, an Hand des Uringeruchs eines Männchens auf dessen Gesundheitszustand (Infektion mit Parasiten) zu schließen. In der Regel paaren sich die Weibchen – wenn sie die Wahl haben – nicht mit solchen Männchen, sondern suchen sich ein gesundes Männchen als Paarungspartner aus (im Englischen wird dies als *female choice* bezeichnet). Die Resistenz gegenüber bestimmten Parasiten oder anderen Krankheiten wird zumindest teilweise genetisch festgelegt und damit auf die Nachkommen vererbt. Die Weibchen meiden auf Grund der Geruchsinformation erblich belastete Männchen und können auf diese Weise sicher stellen, dass ihr eigener Nachwuchs möglichst gesund sein wird.

Auch die Männchen können das Reproduktionsgeschehen über spezielle Duftstoffe beeinflussen. So bewirkt ein Pheromon, welches von männlichen Wanderratten ausgeschieden wird, eine Beschleunigung der sexuellen Reife subadulter Weibchen sowie eine Stimulierung des Östrus adulter, weiblicher Wanderratten. Dieser so genannte VANDENBERGH-Effekt äußert sich beispielsweise darin, dass weibliche Jungtiere bei Anwesenheit eines erwachsenen Männchens schneller die Geschlechtsreife erreichen als gleichaltrige Weibchen, die ohne ein adultes Männchen aufwachsen.

Wanderratten können ebenfalls den Geruch von gestressten Tieren und nicht-gestressten Artgenossen unterscheiden. Der Geruch gestresster Individuen löst bei Wanderratten vor allen Dingen Neugier aus, weniger jedoch eine Meidung oder etwa Angstreaktionen.

Es liegen Untersuchungen vor, nach denen von beiden Geschlechtern ein Alarm-Pheromon abgegeben werden soll, etwa wenn die Tiere unangenehme Erfahrungen machen oder Furcht empfinden (z.B.

bei Anwesenheit eines Beutegreifers). Dieses Pheromon soll dann andere Tiere vor einer potentiellen Gefahr warnen. Weiterhin wird vermutet, dass dieses Pheromon auch bei innerartlichen, aggressiven Auseinandersetzungen von dem unterlegenen Tier abgegeben wird.

**Akustische Kommunikation** Ein Großteil der akustischen Kommunikation der Wanderratte findet im für den Menschen nicht hörbaren Ultraschallbereich statt. Im Wesentlichen lassen sich dabei, je nach Alter der Tiere und dem Verhaltenskontext, drei verschiedene Kategorien von Rufen unterscheiden. Von adulten Wanderratten sind Rufe im Frequenzbereich zwischen 20 und 30 kHz (von einigen Autoren auch als 22 kHz- oder 25 kHz-Rufe bezeichnet) und solche im Bereich um 50 kHz (50 – 70 kHz) bekannt. Jungtiere rufen zusätzlich in bestimmten Situationen noch in einem Bereich um 40 kHz (mit zunehmendem Alter der Jungtiere erniedrigt sich die Ruffrequenz auf etwa 25 kHz). Ein Teil der unterschiedlichen Situationen, in denen die jeweiligen Rufe auftreten, wurden bereits in den Kapiteln 6.5.1, S. 196 und 6.5.2, S. 203 dargestellt. In Tabelle 6.2 auf S. 214 ist eine Übersicht über die verschiedenen Ultraschall-Ruftypen der Wanderratte zu finden.

Die langen 25 kHz-Rufe (Einzellaute bis zu 3400 Millisekunden lang) werden vor allem dann geäußert, wenn die Tiere unangenehmen Situationen ausgesetzt sind. So beispielsweise als Ausdruck einer Unterwerfung in aggressiven Auseinandersetzungen der Männchen, als Reaktion auf eine Konfrontation mit einem Fressfeind oder in Situationen, in denen die Tiere Schmerz erfahren. Häufig werden diese Rufe auch von einer typischen, zusammengekauerten Körperhaltung begleitet, in der die Tiere längere Zeit bewegungslos verharren. Weiterhin äußern Wanderratten in menschlicher Obhut 25 kHz-Rufe in Situationen, in denen sie eigentlich eine Belohnung erwarten, diese ihnen aber vorenthalten wird (man könnte dies vermenschlichend als ein Ausdruck von „Enttäuschung“ interpretieren).

Von einigen Autoren werden die 25 kHz-Lautäußerungen bei Annäherung eines Fressfeindes als Alarmrufe gedeutet, mit denen ein Tier die anderen Gruppenmitglieder auf die Gefahrensituation

aufmerksam macht. Von anderen Autoren wird dies bestritten, da oftmals eine deutliche Reaktion der anderen Gruppenmitglieder, wie etwa die Flucht in den schützenden Bau, ausbleibt. Auch sollte die Ruhhäufigkeit und -intensität beim Auftauchen eines Fressfeindes eigentlich zunehmen, wenn andere Gruppenmitglieder anwesend sind – auch dies ist nicht immer der Fall. Allerdings scheint diese Form des Ultraschallrufs und die Reaktion anderer Gruppenmitglieder sehr stark von der Art der Unterbringung und von der individuellen Erfahrung sowohl der rufenden, als auch der zuhörenden Tiere abhängig zu sein und oftmals wurden diese Voraussetzungen bei den Versuchen zur Wirkung der Alarmrufe nur unzureichend berücksichtigt.

Als eine Ausnahme können die 25 kHz-Rufe gelten, die von den Männchen unmittelbar nach Beendigung der Paarung geäußert werden, da diese Situation sicherlich nicht negativ besetzt sein dürfte. Die in diesem Fall zu hörenden 25 kHz-Rufe unterscheiden sich allerdings in ihrer Qualität, da sie viel stärker frequenzmoduliert sind als die anderen 25 kHz-Rufe, die eher frequenzkonstant sind (frequenzmoduliert bedeutet, dass die Einzelaute während des Rufs von niedrigen zu höheren Frequenzen ansteigen, oder von hohen zu niedrigeren Frequenzen abfallen, oder eine Kombination aus beiden Möglichkeiten zeigen).

Die kurzen 50 kHz-Rufe (Einzellaute typischerweise zwischen 3 und 65 Millisekunden lang) sind in Situationen zu hören, die für die Wanderratten eher positiv besetzt sind. So werden solche Rufe beispielsweise während einer aggressiven Auseinandersetzung zwischen zwei Männchen von dem dominanten Tier, bei der Verteidigung des Wurfbaus von dem weiblichen Tier, beim Spiel der Jungtiere sowie während des Paarungsvorspiels und der Paarung von beiden Geschlechtern geäußert. Oftmals lösen von Männchen geäußerte 50 kHz-Rufe beim Paarungsvorspiel ebensolche Rufe bei der weiblichen Wanderratte aus. Bei den während der Paarung geäußerten, weiblichen 50 kHz-Rufen lassen sich ein lang gezogener, frequenzkonstanter Ruf (Dauer: 25 – 200 Millisekunden) von einem kurzen, frequenzmodulierten Ruf (Dauer: weniger als 10 Millisekunden), der mehrfach hintereinander wiederholt wird, unterscheiden. Zum Teil können

bei den frequenzkonstanten Rufen zusätzliche harmonische Oberschwingungen auftreten und häufig werden frequenzmodulierte und frequenzkonstante Rufe miteinander zu komplexen Lautfolgen kombiniert. Ob die Weibchen mit den verschiedenen Ruftypen oder der komplexen Kombination dieser Rufe unterschiedliche Informationen kommunizieren können, ist bislang nicht bekannt.

Weiterhin werden von den Jungtieren während des Saugens Ultraschalllaute zwischen 35 und 70 kHz produziert, die eventuell ebenfalls in die Kategorie der 50 kHz-Rufe eingeordnet werden können (Rufe in positiv besetzten Situationen).

Mitunter werden solche 50 kHz-Laute auch schon in bloßer Erwartung einer positiv besetzten Situation (etwa in Erwartung einer Situation, die die Tiere mit Spielverhalten in Verbindung bringen) geäußert, ohne dass eine solche Situation auch tatsächlich bereits eingetreten ist. In wie weit dies ein Ausdruck von „Vorfreude“ sein könnte, wird momentan noch diskutiert.

Eine besondere Form der 50 kHz-Rufe wird von jungen Wanderratten in menschlicher Obhut geäußert, wenn diese vom Pfleger „gekitzelt“ werden, wobei manche Autoren diese Art der Lautäußerung – vermenschlichend – als eine Art „Lachen“ interpretieren (nebenbei bemerkt ist das Lachen keine rein menschliche Lautäußerung, wie dies früher oftmals behauptet wurde: zumindest von Schimpansen ist ebenfalls das Lachen bekannt, welches in ähnlichen Situationen wie beim Menschen gezeigt wird).

Auch unmittelbar nach der Isolation einer individuellen Wanderratte von ihrer sozialen Gruppe werden von dem isolierten Tier 50 kHz-Rufe geäußert und normalerweise bewirken solche Lautäußerungen, dass die Gruppenmitglieder ebenfalls in diesem Frequenzbereich rufen und sich auf die Suche nach dem isolierten, rufenden Tier machen. In einem gewissen Sinn können solche Rufe also den Zusammenhalt der sozialen Gruppe fördern. Im Unterschied zu den oben erwähnten Rufen, die in der Regel frequenzmoduliert sind, können diese „Kontaktlaute“ auch frequenzkonstant sein, um

den beschriebenen Effekt auszulösen (von Bedeutung für die Wirkung dieser Kontaktlaute ist weiterhin noch die Rufintensität). Die Reaktion (Annäherung an das rufende Tiere; eigene Rufe) auf diese Kontaktlaute ist abhängig vom Alter der Tiere. So reagieren vor allem junge und subadulte Tiere auf diese Laute, während diese bei erwachsenen Wanderratten häufig keine Reaktion auslösen. Erklärt wird dieses Verhalten damit, dass sich ganz allgemein Individuen sozial lebender Arten mit zunehmendem Alter stärker vom sozialen Leben der Gruppe zurückziehen.

Eine weitere Form von Ultraschalllauten wird von Wanderratten-Jungtieren geäußert, wenn diese beispielsweise aus dem Nest gefallen sind und die Tiere auskühlen. Die Frequenz dieser Rufe ändert sich im Laufe des Heranwachsens der Jungtiere von etwa 40 kHz bei wenige Tage alten Jungen bis auf etwa 25 kHz bei etwa 20 Tage alten Tieren. Die Rufe der älteren Jungtiere ähneln den 25 kHz-Rufen der erwachsenen Tiere und werden ebenfalls in Situationen geäußert, die für das Jungtier negativ besetzt sind. Daher sind diese Jungtierlaute wahrscheinlich mit den 25 kHz-Rufen der erwachsenen Tiere gleichzusetzen, oder stellen die Entwicklung dieses Lauttyps beim Heranwachsen der jungen Wanderratten dar.

Wie experimentell nachgewiesen wurde, regen die Ultraschalllaute der Jungtiere die Produktion des Prolaktins (ein weibliches Hormon) bei den Weibchen an. Neben der Aktivierung der Milchproduktion löst das Prolaktin bei den Weibchen auch Brutpflegeverhalten aus und bewirkt letztlich so den Rücktransport der rufenden Jungtiere ins Nest.

Die Rufe der Jungtiere sind nicht in allen Fällen gleich, sondern es lassen sich nach Meinung einiger Autoren vier verschiedene Ruftypen unterscheiden: ein nahezu frequenzkonstanter Ruf und drei frequenzmodulierte Rufe, die aus mehreren Einzulelementen bestehen. Alle vier Rufe haben ihre höchste Intensität bei etwa 40 kHz, wobei die frequenzmodulierten Rufe aber zwischen 30 und 65 kHz schwanken. Auch hier ist nicht bekannt, ob die Jungtiere mit diesen unterschiedlichen Lauten auch verschiedene Informationsgehalte kommunizieren können.

**Tabelle 6.2:** Übersicht über die verschiedenen akustischen Signale und deren Bedeutung für die Wanderratte. Bei allen hier vorgestellten Ruftypen handelt es sich um Ultraschallrufe, die vom Menschen nicht gehört werden können.

Ruffrequenz	sozialer Kontext
25 kHz (frequenzkonstant); Dauer: 3400 ms	in unangenehmen Situationen (z.B. Schmerz; Konfrontation mit einem potentiellen Fressfeind; Unterwerfung bei aggressiven Auseinandersetzungen); wird von adulten <b>Männchen</b> und <b>Weibchen</b> geäußert;
25 kHz (frequenzmoduliert)	nach Beendigung der Paarung; wird nur von adulten <b>Männchen</b> geäußert;
50 kHz; Dauer: 3 – 200 ms pro Einzellaut	in „positiv“ besetzten Situationen (z.B. vom dominanten Männchen bei aggressiven Auseinandersetzungen; vom Revier-Weibchen bei der Verteidigung des Wurfbaus; beim Spielverhalten von Jungtieren); es gibt verschiedene Formen des 50 kHz-Rufes (siehe die folgenden 3 Zeilen)
50 kHz – frequenzkonst.; Dauer: 25 – 200 ms – frequenzmod.; Dauer: < 10 ms	während des Paarungsvorspiels und der Paarung; wird von <b>Männchen</b> und <b>Weibchen</b> geäußert;
50 kHz	wenn sich ein Tier von der Gruppe entfernt hat; dient wahrscheinlich dem Gruppenzusammenhalt; wird von <b>Männchen</b> und <b>Weibchen</b> geäußert;
50 kHz	von <b>Jungtieren</b> in positiv besetzten Situationen; eventuell analog zum menschlichen Lachen;
35 – 70 kHz	von <b>Jungtieren</b> während des Säugens bei der Mutter; wird z.T. auch als Variante des 50 kHz-Rufes gedeutet;
25 – 40 kHz	von <b>Jungtieren</b> in negativ besetzten Situationen (z.B. wenn ein Tier aus dem Nest gefallen ist); die Rufe lösen Brutpflegeverhalten bei den Müttern aus bzw. verstärken diese Verhaltensweisen; es können vier verschiedene Ruftypen unterschieden werden: ein frequenzkonstanter und drei frequenzmodulierte Rufe (zwischen 30 – 65 kHz); die Rufe werden mit zunehmendem Alter der Jungtiere immer tiefer und ähneln mehr und mehr den 25 kHz-Rufen der Erwachsenen;



Die Deutung der Ultraschalllaute als eine Form der Kommunikation bei Wanderratten ist nicht ohne Kritik geblieben. So halten einige Autoren diese Ultraschall-Lautäußerungen lediglich für ein Nebenprodukt der lokomotorischen Aktivität der Tiere. Bei bestimmten Bewegungen werden der Oberkörper und damit auch die Lungen stark zusammengepresst, wodurch Luft unter hohem Druck den Kehlkopf passiert. Dies wiederum soll dann zur Produktion der Ultraschalllaute führen.

Gegen diese Theorie spricht allerdings, dass die Tiere in bestimmten Situationen auch Ultraschalltöne produzieren, wenn sie sich dabei nicht bewegen. Weiterhin lassen sich für die meisten Laute, wie z.B. für die Ultraschallrufe der Jungtiere, spezifische, situationsangepasste Reaktionen im Verhalten und sogar Veränderungen in der Physiologie der Muttertiere (z.B. die Ausschüttung von Prolaktin, s.o.) beobachten. Weiterhin konnte nachgewiesen werden, dass bei stummen oder tauben Tieren die verschiedenen Komponenten des Sozialverhaltens drastisch reduziert sind. All diese Ergebnisse sprechen recht deutlich für eine Kommunikationsfunktion der Ultraschalllaute.

Eventuell sind die Ultraschalltöne primär als Nebenprodukt der lokomotorischen Aktivität entstanden, später dann aber in den Dienst der Kommunikation gestellt worden, so dass den Tieren durch die Ultraschallkommunikation deutliche selektive Vorteile in Form eines individuellen Fitnessgewinns (Schutz vor dem Tod durch Unterkühlung der Jungtiere, Erhöhung der Attraktivität für einen Sexualpartner, Vermeidung von Verletzungen bei aggressiven Auseinandersetzungen etc.) zu Teil werden.

Ein weiterer Kritikpunkt in der Diskussion um die Bedeutung der Ultraschallkommunikation bei Wanderratten und anderen Nagetieren, ist das Fehlen von Freilanduntersuchungen zu diesem Thema. Bislang gibt es erst für einige wenige Arten (so z.B. für die nordamerikanischen Hirschmäuse *Peromyscus boylii* und *P. californicus* mit 7 verschiedenen Ultraschallrufen oder für nordamerikanischen Erdhörnchen *Spermophilus richardsonii* mit einem Ultraschall-Alarmruf) einen Nachweis für die Benutzung von Ultraschalllauten im Freiland. Alle an-

deren Nachweise zu dieser Art der Kommunikation wurden bislang nur an Tieren in menschlicher Obhut gemacht. Generell wird aber vermutet, dass auch wildlebende Nagetiere Gebrauch von Ultraschallrufen machen und das die Diversität dieser Rufe im Freiland noch größer als im Labor ist, da die meisten Labortiere (v.a. Wanderratten und Hausmäuse an denen hierzu die bislang meisten Untersuchungen durchgeführt wurden) in der Regel stark ingezüchtet sind und unter anderem die Variabilität der Ultraschallrufe dadurch wahrscheinlich deutlich eingeschränkt wurde.

Neben diesen Ultraschalllauten wetzen Wanderratten, ähnlich wie andere Nagetiere auch, vor allem bei aggressiven Auseinandersetzungen deutlich hörbar die Zähne. Bei diesem Instrumentallaut werden durch schnelle Bewegungen des Unterkiefers die unteren Schneidezähne an den oberen Schneidezähnen entlang gezogen und dabei das typische Geräusch erzeugt. Das Zähnewetzen wird allgemein als Drohlaut interpretiert und ist bei Wanderratten beispielsweise während des Seitwärtsdrohens (s.u.) zu hören. Da es aber sowohl eine offensive als auch eine defensive Seitwärtsstellung gibt und nicht ganz klar ist, in welcher Situation das Zähnewetzen geäußert wird, könnte diese Lautäußerung auch einen defensiven Charakter haben (siehe hierzu auch das Kapitel 3.5.3, S. 80). Mitunter wird das Zähnewetzen von Tieren in menschlicher Obhut auch gegenüber dem Pfleger geäußert, etwa wenn dieser versucht, das Tier zu ergreifen. In einem solchen Fall ist damit zu rechnen, dass die Wanderratte im nächsten Augenblick zubeißen wird.

Während des Beißkampfes sind von den beteiligten Tieren auch für Menschen hörbare Laute zu vernehmen, die mit „Schreien“ umschrieben werden und ein Ausdruck höchster Erregung sind.

**Optische Kommunikation** Die optische Kommunikation erfolgt bei Wanderratten, wie auch bei vielen anderen Tieren über bestimmte Körperhaltungen.

Bemerkt eine Wanderratte ein anderes Tier aus einiger Entfernung, so bleibt sie in gestreckter Körperhaltung stehen und betrachtet das andere Tier. Die Körperlängsachse ist dabei in der Regel auf das

andere Tier ausgerichtet. Bei der Begegnung zweier Tiere erfolgt als erstes in der Regel ein Naso-nasal-Kontakt, bei dem sich die beiden Tiere gegenseitig an der Schnauzenregion beriechen. Danach werden normalerweise der restliche Körper des Gegenübers und vor allem dessen Anogenitalregion inspiziert. Häufig verharrt das Tier, dessen Anogenitalregion gerade untersucht wird, mit gekrümmter Wirbelsäule und durchgedrückten Extremitäten. Dies wird als eine defensive Körperhaltung gedeutet, die sich vom Zusammenkauern ableitet (s.u.).

Während einer aggressiven Auseinandersetzung zwischen zwei Wanderratten sind eine Reihe von Verhaltensweisen zu beobachten, die entweder aggressiv oder defensiv motiviert sind. Bestimmte aggressive und defensive Körperbewegungen sind dabei recht ähnlich und unterscheiden sich nur in Nuancen, so dass es für einen ungeübten Beobachter in solchen Situationen schwierig zu erkennen ist, welches der beiden Tiere dominant und welches subordiniert ist. Ein defensiv motiviertes Verhalten lässt sich in der Regel daran erkennen, dass das Tier seinen Opponenten nicht direkt anschaut oder den Kopf bzw. den gesamten Oberkörper oftmals ruckartig von dem Gegner wegbewegt. So beispielsweise bei der defensiven Aufrecht- oder der defensiven Seitwärtsposition, bei der die Tiere auf den Hinterbeinen aufgerichtet (defensiv Aufrecht) oder auf allen vieren seitlich (defensiv Seitwärts) vor dem Opponenten stehen oder beim Wegschauen oder Ausweichen, bei dem der Kopf respektive der Oberkörper mit einer ruckartigen Bewegung vom Gegner wegbewegt wird. Die entsprechenden aggressiven Äquivalente sind die offensive Aufrecht- und offensive Seitwärtsposition, sowie das Drohen und der Vorstoß, wobei der Gegner direkt angesehen wird (offensiv Aufrecht bzw. offensiv Seitwärts) bzw. der Kopf oder Oberkörper ruckartig auf den Gegner zubewegt werden (Drohen oder Vorstoß). Bei der offensiven Seitwärtsposition wird oftmals auch noch die dem Gegner zugewandte Hinterextremität angehoben und dabei versucht, damit nach dem Gegner zu treten (vergl. Kapitel 6.5.1, S. 196). Kommt es bei Wanderratten zu einem ernsthaften Kampf, so richtet das dominante Tier typischerweise einen Angriff – meistens aus der Körperhaltung des offensiven Seitwärtsdrohens heraus – auf die Flanke des Gegners und es kann – in extrem aggressiven

Situationen – zum Zubeißen kommen. Normalerweise unterwirft sich jedoch das unterlegene Tier, indem es sich flach auf den Rücken legt und mitunter auch noch einige Zeit in dieser Position verharrt, auch wenn sich der Angreifer schon längst wieder entfernt hat. Das dominante Tier zeigt in einem solchen Fall volles Drohverhalten, bei dem es sich im rechten Winkel zu dem unterlegenen Tier ausrichtet, den Oberkörper über dieses beugt und sich mit den Vorderextremitäten auf diesem abstützt und das unterlegene Tier so am Boden fixiert (siehe auch Kapitel 6.5.1, S. 196).

Auch im Zusammenhang mit dem Fortpflanzungsverhalten zeigen Wanderratten typische Verhaltensweisen. Treffen ein Männchen und ein Weibchen aufeinander, so erfolgt auch hier zunächst eine Anogenitalkontrolle, mit der das Geschlecht und die Fortpflanzungsbereitschaft bestimmt werden. Hat ein fortpflanzungsbereites Männchen ein Weibchen im Östrus gefunden, so verfolgt das Männchen das Weibchen und versucht wiederholt aufzureiten. Ein paarungsbereites Weibchen läuft vor dem Männchen auf und ab, zittert auffällig mit den Ohrmuscheln und präsentiert dem Männchen seine Anogenitalregion. Eine typische Verhaltensweise beim Paarungsvorspiel ist auch das Über- und Unterkriechen. Beim Überkriechen, das deutlich aggressiv motiviert ist, wird das andere Tier überklettert und in der Regel dabei mit Urin markiert. Beim Unterkriechen versucht ein Tier den Kopf und den Oberkörper unter das andere Tier zu schieben (vergl. auch Kapitel 6.5.2, S. 203).

Als ambivalentes Verhalten werden bei der Wanderratte einige Verhaltensweisen gedeutet, bei dem ein Tier in einiger Entfernung zu einem zweiten Tier auf und ab läuft. Dabei beschreibt das Tier entweder vor dem anderen Tier einen Kreis, läuft im Zick-Zack hin und her, umkreist sein Gegenüber in einiger Entfernung oder bewegt sich mehrfach auf das andere Tier zu und wieder von diesem weg (dabei läuft das Tier eine Acht). Offensichtlich befindet sich ein solches Tier in einem Konflikt darüber, ob es sich dem anderen Tier annähern, oder sich vor diesem zurückziehen soll.

## 6.6 Haltungsmangement

Werden die in diesem Kapitel angesprochenen Besonderheiten berücksichtigt, so ist auch die Wanderratte eine relativ einfach zu haltende Tierart. Beachtet werden sollte aber bereits vor der Anschaffung, dass die Tiere überwiegend dämmerungs- und nachtaktiv und am Tage daher kaum außerhalb ihrer Nestbox zu sehen sind. Wiederholte Störungen am Tage, also während der Ruhephase der Wanderratten, stellen ein großes Stresspotential für die Tiere dar, auf das sie längerfristig mit Gesundheitsstörungen und einer verkürzten Lebenserwartung reagieren werden.

Auch für die Wanderratte gilt, dass je naturnäher die Haltung im Hinblick auf die Sozialstruktur und den Lebensraum (bzw. die Käfigausstattung) gestaltet wird, desto mehr natürliche Verhaltensweisen wird der Tierhalter bei seinen Tieren beobachten können und desto interessanter werden die Tiere für ihn werden.

### 6.6.1 Vergesellschaftung mehrerer Tiere

Da wildlebende Wanderratten immer in mehr oder weniger großen Gruppen zusammenleben, sollten auch Tiere in menschlicher Obhut niemals allein gehalten werden. Unterscheiden muss man dabei eine „Einzelhaltung“, bei der die Tiere trotz einer räumlichen Trennung noch geruchlichen, akustischen oder visuellen Kontakt zu anderen Artgenossen haben und einer „Isolationshaltung“, bei der den Tieren jeglicher Kontakt zu Artgenossen fehlt. Eine Einzelhaltung, wie sie häufig in kommerziellen Tierhaltungen oder der Versuchstierhaltung zu finden ist, hat dabei geringere Auswirkungen auf die Tiere als eine Isolationshaltung, wie sie mitunter bei einer nicht artgerechten Heimtierhaltung praktiziert wird, wenn nur eine einzelne Wanderratte gehalten wird.

Eine isolierte Einzelhaltung von Wanderratten führt zu sozialer Deprivation in deren Folge bei den Einzeltieren unweigerlich Stress auftritt. So wurde bei einigen Untersuchungen eine physiologische Belastung in Form einer erhöhten Corticosteron-Konzentration im Blutplasma durch eine chroni-

sche Stimulation der Nebennieren bei Wanderratten in Einzelhaltung nachgewiesen. Solche Tiere zeichnen sich im Vergleich zu Tieren aus Gruppenhaltungen durch ein geringeres Körpergewicht und eine niedrigere Lebenserwartung aus. Wanderratten, die über einen längeren Zeitraum sozial isoliert gehalten wurden, sind deutlich ängstlicher als Tiere aus Gruppenhaltungen. An dieser Stelle sei aber erwähnt, dass von manchen Autoren angezweifelt wird, ob die Corticosteron-Konzentration ein adäquater Indikator für die Bewertung von Haltungsbedingungen ist. Da die Corticosteron-Konzentration im Blutplasma sehr empfindlich reagiert, könnten auch andere Faktoren, die nichts mit den Haltungsbedingungen zu tun haben, einen Einfluss auf die Höhe des Messwertes haben. Allerdings sind fast alle Untersuchungen zu diesem Thema an Tieren in Einzelhaltung (olfaktorischer, akustischer und/oder optischer Kontakt zu Artgenossen war trotz einer räumlich getrennten Haltung gegeben) und nicht an Tieren in Isolationshaltung (gar kein Kontakt zu Artgenossen) durchgeführt worden, so dass die Auswirkung auf den Corticosteron-Spiegel einer Isolationshaltung (Heimtiere in Einzelhaltung) und damit die negativen Auswirkungen auf das Wohlbefinden solcher Tiere eventuell viel stärker sind.

Wie wissenschaftliche Untersuchungen ergeben haben, suchen einzeln gehaltene Wanderratten aktiv Kontakt zu anderen, im gleichen Raum gehaltenen Tieren. Dieses Verhalten ist besonders stark bei weiblichen Wanderratten ausgeprägt. Eine Einzelhaltung und erst recht eine Isolationshaltung von Muttertieren wirkt sich sogar nachteilig auf deren Jungtiere aus, die als Folge ein geringeres Geburtsgewicht, eine langsamere Gewichtszunahme, und ein geringeres Lernvermögen als Jungtiere von ungestressten Müttern zeigen. Vor allem die Männchen aus solchen Würfen lassen unter anderem deutliche Veränderungen im Spiel- und auch im späteren Sexualverhalten erkennen. Durch den fehlenden Körperkontakt beim Spielen (ein Großteil des Spiels von Wanderratten ist soziales Spiel, Objektspiele sind eher selten; vergl. Kapitel 6.5.2, S. 203) junger Wanderratten die einzeln gehalten werden, fehlt diesen Tieren eine angemessene Sozialisierung, was dazu führt, dass sie bei einem späteren Kontakt mit Artgenossen in aggressiven Situa-

tion oder bei der Paarung nicht angemessen reagieren können. Auch eine länger andauernde soziale Isolation nach Erreichen der Geschlechtsreife führt noch zu Defiziten im Sozialverhalten, selbst wenn die Tiere während des Heranwachsens in Gruppen gehalten wurden. Allerdings können die negativen Auswirkungen des vorgeburtlichen Stresses durch eine Haltung in einer mit Umweltreizen angereicherten Umgebung (*environmental enrichment* siehe Kapitel 6.6.2, S. 220) zum größten Teil wieder rückgängig gemacht werden.

Ist ein taktile Kontakt zum Tierhalter gegeben, so können die Auswirkungen einer sozialen Isolation zwar gelindert, aber in den meisten Fällen nicht völlig verhindert werden. Das Hauptproblem bei einer solchen „Einzelhaltung mit menschlicher Kontaktperson“ besteht darin, dass für das Tier Phasen intensiven Kontakts zum Menschen mit längeren Phasen des Alleinseins abwechseln und dieser ständige Wechsel für die meisten Tiere eine erhebliche Belastung darstellt.

Bei einer Gruppenhaltung stellen sich diese Probleme erst gar nicht, weil die Jungtiere durch die Möglichkeit des sozialen Spiels mit ihren Artgenossen schon während des Heranwachsens entsprechend sozialisiert werden. Während des Spiels der Jungtiere bilden sich bereits die Anfänge einer Dominanzhierarchie heraus, die in der Regel zumindest bei den Männchen auch im Erwachsenenalter beibehalten wird. So sind die männlichen Wanderratten, die während des sozialen Spiels am aktivsten sind, in der Regel auch später als Erwachsene die dominanten Tiere.

Die Ausbildung einer stabilen Dominanzhierarchie ist eng gekoppelt mit der Größe der in menschlicher Obhut gehaltenen Gruppen, ähnlich wie dies auch im Freiland der Fall ist. Bei Untersuchungen zur Gruppenhaltung von Wanderratten hat sich heraus gestellt, dass es ab einer Vergesellschaftung von mehr als 5 Tieren zu deutlich vermehrten Aggressionen kommt, da die Rangfolge bei größeren Gruppen durch aggressive Auseinandersetzungen häufiger neu geregelt wird. Für die Heimtierhaltung empfiehlt es sich daher, nicht mehr als 4 Tiere zusammen zu halten. In Bezug auf das Geschlechterverhältnis in solchen Kleingruppen hat sich ge-

zeigt, dass eingeschlechtliche Gruppen (nur Männchen oder nur Weibchen) in der Regel untereinander verträglicher sind als gemischtgeschlechtliche Gruppen. Dies gilt aber im Hinblick auf die männlichen Tiere nur dann, wenn alle Tiere aus einem Wurf stammen und gemeinsam aufgewachsen sind. Eine Vergesellschaftung von erwachsenen, einander fremden Männchen ist auf Grund des hohen Aggressionspotentials der Tiere dagegen sehr schwierig bzw. bisweilen ganz unmöglich.

Sollen gemischtgeschlechtliche Gruppen gehalten werden, so empfiehlt es sich, ein männliches Tier mit zwei bis drei Weibchen zusammen zu setzen. Bei mehr als einem Männchen werden sich spätestens zu Beginn der Geschlechtsreife der Tiere höchstwahrscheinlich zwischen den Männchen vermehrte Aggressionen um die Weibchen einstellen.

Bei der Haltung einer gemischtgeschlechtlichen Gruppe wird sich über kurz oder lang Nachwuchs einstellen, sofern das Männchen nicht kastriert wird. Auch hierbei kann es zu vermehrten Aggressionen kommen, da die Mütter nach der Geburt ihrer Jungtiere unter Umständen das Wurfneut gegenüber den Gruppenmitgliedern verteidigen werden. Es sollten also mehrere Nestboxen und ausreichend Platz im Käfig zur Verfügung stehen, damit die anderen Gruppenmitglieder dem Muttertier ausweichen können. Von einer Isolation des säugenden Weibchens ist abzuraten, da dies für die Mutter eine erhebliche Belastung darstellt, die sich auch negativ auf die Jungtiere auswirkt (s.o.).

Die Zusammenstellung einer neuen Wanderrattengruppe mit einander fremden Tieren oder die Integration eines fremden Tieres in eine bestehende Gruppe kann auf Grund der ausgeprägten Territorialität äußerst schwierig werden. Soll dies dennoch versucht werden, so muss das Zusammensetzen der Tiere schrittweise erfolgen. Es hat sich gezeigt, dass die Eingliederung erleichtert wird, wenn das fremde Tier eine Zeit lang in einem eigenen Käfig in die Nähe des Käfigs der schon vorhandenen Tier gestellt wird. So können sich die Tiere bereits kennen lernen, bevor sie das erste Mal direkten physischen Kontakt zueinander haben. Dieser erste Kontakt muss unbedingt an einem Ort stattfinden, der vorher noch von keinem der beteiligten Tiere markiert

worden ist und von daher als Teil des eigenen Reviers betrachtet wird. In jedem Fall muss die Kontaktaufnahme unter Aufsicht des Halters stattfinden, der im Notfall die Tiere bei Beginn einer ernsthaften Beißerei sofort separieren kann (dabei sollte allerdings nicht versucht werden, die kämpfenden Tiere mit bloßen Händen zu trennen!). Diese erste Kontaktaufnahme muss unter Umständen mehrmals wiederholt werden, bis die Tiere ihre Rangfolge geklärt haben. Ein gewisses Maß an Aggressionen und Drohverhalten zur Klärung der Hierarchie ist dabei ganz normal und sollte nicht als Anlass genommen werden, die Tiere sofort wieder zu trennen. Bevor die Tiere dann endgültig in einen gemeinsamen Käfig gesetzt werden, sollte dieser samt den Einrichtungsgegenständen gründlich gereinigt werden, um alle Duftmarkierungen zu entfernen. Falls möglich, so kann der Käfig auch zunächst von dem ursprünglichen Platz weggestellt werden, da sich die Tiere auch visuelle Eindrücke ihres Reviers einprägen, die bei einem Wechsel des Standplatzes nicht mehr gegeben sind. Aus dem gleichen Grund sollten auch die Einrichtungsgegenstände des Käfigs räumlich anders angeordnet werden. Vertragen sich die Tiere nach dem Zusammensetzen, so kann der Käfig wieder zurück an seinen alten Platz gestellt werden.

Da Wanderratten wahrscheinlich den persönlichen Geruch eines jeden Einzeltiers individuell erkennen und zur Erkennung eines Gruppenmitglieds keinen „Gruppengeruch“ benutzen (siehe Kapitel 6.5.1, S. 196 und 6.5.3, 207), zeigt in vielen Fällen auch das Einreiben des fremden Tieres mit der benutzten Einstreu aus dem Käfig der Gruppe, in die das Tier integriert werden soll, nur einen geringen Erfolg.

Mitunter kann sich ein solcher Vergesellschaftungsversuch trotz aller getroffenen Maßnahmen über einen sehr langen Zeitraum hinziehen. Da eine Gewöhnung für alle beteiligten Tiere mit einem hohen Maß an Stress verbunden ist, ist es allerdings mehr als fragwürdig, einen solchen Versuch über mehrere Monate auszudehnen. Im Interesse der Tiere und des gerade in der Heimtierhaltung vielbeschworenen Tierschutzgedankens ist es sicherlich angebrachter, von einer Vergesellschaftung abzusehen, wenn sich ein Erfolg nicht innerhalb von 2

– 3 Wochen einstellt. Stattdessen sollte der Vergesellschaftungsversuch dann mit einem anderen Tier fortgesetzt werden. Mitunter lassen sich Tiere auch trotz aller Bemühungen gar nicht aneinander gewöhnen und als verantwortungsbewusster Tierhalter sollte man dies dann gegebenenfalls akzeptieren.

Am einfachsten lassen sich Jungtiere vor dem Erreichen der Geschlechtsreife miteinander vergesellschaften, bei älteren Tieren ist dies mitunter gar nicht möglich. Auch in eine bestehende Gruppe lassen sich am einfachsten jüngere Tiere eingliedern. Wenn sich ein erwachsenes Männchen in der bestehenden Gruppe befindet, dürfen die Tiere allerdings auch nicht zu jung sein (nicht jünger als etwa 10 Wochen), da ansonsten die Gefahr besteht, dass diese von dem Männchen der Gruppe getötet werden. Ein solcher Infantizid ist völlig normal und kann auch im Freiland vorkommen.

Bis zu einem gewissen Alter töten männliche Wanderratten Jungtiere, die nicht von ihnen selber gezeugt wurden (siehe hierzu auch Kapitel 6.5.2, S. 203). Ein solcher Infantizid, der auch bei vielen anderen sozial lebenden Säugetierarten zu beobachten ist, wird damit erklärt, dass die Mutter der Jungtiere, wenn sie diese verliert, früher wieder in den Östrus kommt, als wenn sie die Jungen bis zu deren Selbständigkeit betreut. Das ist von Vorteil für das Männchen, welches die ihm fremden Jungtiere getötet hat, da es sich dann seinerseits mit diesem Weibchen paaren und eigenen Nachwuchs zeugen kann. Weiterhin vermeidet das Männchen auf diese Weise, dass es Ressourcen (z.B. zur Verteidigung des Territoriums der Gruppe) in einen Nachwuchs investiert, mit dem es gar nicht verwandt ist und der nicht seine Gene trägt.

Das Männchen in der Gruppe, der ein sehr junges Tier zugesetzt werden soll, „weiß“ natürlich nicht, dass er sich mit der Mutter des fremden Jungtieres, welches mit der Gruppe vergesellschaftet werden soll, gar nicht paaren kann, auch wenn er dieses Jungtier tötet. Deshalb verhalten sich diese Männchen auch nicht in irgendeiner Weise „krankhaft“, sondern handeln in dem Versuch, ihre eigene Fitness (in Form der Weitergabe der eigenen Gene in die nachfolgende Generation) zu maximieren – was in einer solchen Situation dann aber ins Leere



läuft. Hier ist der Tierhalter gefragt, es durch einen verantwortungsvollen Umgang mit den Tieren gar nicht erst zu einer solchen Situation kommen zu lassen.

### 6.6.2 Unterbringung der Tiere

Um Wanderratten (und andere Heimtiere) in menschlicher Obhut wirklich artgerecht unterzubringen, müssten eigentlich auch tageszeitliche und saisonale Schwankungen in den meisten Umweltparametern, wie z.B. der Temperatur, der Luftfeuchtigkeit, den Lichtverhältnissen, der Art und Zusammensetzung der Nahrung und ähnliches simuliert werden. So hat sich beispielsweise gezeigt, dass Wanderratten während ihrer Ruhephase am Tag Temperaturen zwischen 25 und 30 °C bevorzugen, während sie in der Aktivitätsphase in der Nacht Temperaturen zwischen 17 und 25 °C präferieren. Trächtige und laktierende Weibchen bevorzugen sogar nur eine Umgebungstemperatur von 16 °C, wobei dann den Tieren aber ausreichend Nestmaterial zur Verfügung stehen muss. Die Realisation solcher Verhältnisse ist bei einer Käfighaltung im Haus allerdings nur sehr eingeschränkt möglich.

Die Raumtemperatur sollte bei einer Haltung von Wanderratten zwischen 20 und 24 °C betragen und die relative Luftfeuchtigkeit sollte um 50 % liegen (auf Dauer nicht unter 45 % und nicht über 65 %). Auf diese Weise können die bei einem feuchtkühlen Raumklima auftretenden Erkrankungen der Atemwege und die bei einem zu trockenen Raumklima verstärkte Staubbildung relativ wirkungsvoll vermieden werden. Außerdem wird so der Bildung nekrotischer Ringe am Schwanz von Jungtieren (*ring tail*-Syndrom, vergl. Kapitel 6.7.4, S. 230) bei zu geringer Luftfeuchtigkeit vorgebeugt.

Der Standort des Käfigs sollte so gewählt werden, dass dieser keiner Zugluft und nicht der vollen Sonnenbestrahlung ausgesetzt ist. Außerdem ist darauf zu achten, dass die Tiere während ihrer Ruhephase am Tage nicht gestört werden und ihrerseits während der Aktivitätsphase des Nachts den Halter nicht am Schlafen hindern – ein Kinderzimmer ist also nicht unbedingt der geeignete Ort bei der Wahl des Käfigstandortes.

Da Wanderratten sehr empfindlich auf zu helles Licht reagieren und es auch schon bei nicht allzu hoher Lichtintensität zu einer Schädigung der Retina kommen kann, muss diesem Umstand ebenfalls Rechnung getragen werden. Wie sich in Wahlversuchen gezeigt hat, bevorzugen Wanderratten Bereiche mit einer Lichtintensität von 11 Lux und weniger – man tut den Tieren also nicht unbedingt einen Gefallen damit, wenn man einen möglichst hellen Platz im Zimmer als Käfigstandort wählt (zum Vergleich: eine normale Zimmerbeleuchtung erreicht etwa 500 Lux; in Mitteleuropa erreicht die Sonne an einem klaren Sommertag mittags Werte von ca. 90 000 Lux und im Schatten immer noch etwa 10 000 Lux). Vor allem Albinoratten sind in dieser Beziehung äußerst empfindlich und es hat sich gezeigt, dass bei diesen bereits ab einer Lichtintensität von 20 Lux das Wohlbefinden erheblich gestört wird. Für pigmentierte Wanderratten hat sich eine Lichtstärke von nicht mehr als 60 Lux innerhalb des Käfigs als optimal heraus gestellt, wenn den Tieren gleichzeitig undurchsichtige Nistboxen zur Verfügung stehen, in die sie sich bei Bedarf zurückziehen können. Für die Beleuchtung des Raumes, in dem der Käfig aufgestellt wird, sind 300 – 400 Lux völlig ausreichend.

Ebenso wie die Lichtintensität sollte sich auch die Geräuschbelastung am Käfigstandort in Grenzen halten. Es ist zu empfehlen, dass die Lärmentwicklung auf Dauer 50 dB nicht übersteigen (dies entspricht in etwa leiser Radiomusik). Aber auch einmalige, nur kurz andauernde laute Geräusche sollten weitestgehend vermieden werden, weil dies die Tiere jedes Mal stark erschreckt. Es sind Untersuchungen durchgeführt worden die belegen, dass eine unvorhersagbare Lärmbelastung (z.B. unregelmäßige, lautere Geräusche) für Wanderratten belastender sind als vorhersagbare Geräusche gleicher Lautstärke, an die sich die Tiere relativ schnell gewöhnen.

In Bezug auf die Käfiggröße können nur Empfehlungen ausgesprochen werden, die eine Mindestgröße des Käfigs angeben (gesetzlich gibt es für die Heimtierhaltung keine verbindlich festgelegten Mindestgrößen). Die Mindestmaße für zwei Tiere sollten demnach die Abmessungen von 80 cm x 50 cm (das entspricht einer Grundfläche von



4000 cm<sup>2</sup> bzw. 0,4 m<sup>2</sup>) möglichst nicht unterschreiten. Allerdings ist den Tieren dann zusätzlich ein täglicher Auslauf zur Hauptaktivität in den Abendstunden zu gewähren. Mit jedem weiteren Tier sollte noch einmal zusätzlich mindestens die Hälfte der Grundfläche (2000 cm<sup>2</sup>) eingeplant werden. Ab einer Käfighöhe von 70 cm kann ein Zwischenboden in den Käfig eingezogen werden, um die den Tieren zur Verfügung stehende Grundfläche zu vergrößern. Beim Einziehen solcher Zwischenböden ist darauf zu achten, dass die Höhe der einzelnen Etagen nicht deutlich weniger als 30 cm beträgt, damit sich die Tiere vollständig auf den Hinterextremitäten aufrichten können. Die Käfige sollten eine Querverdrahtung aufweisen, um den Tieren ein Klettern an den Käfigwänden zu ermöglichen. Wenn gezüchtet werden soll, darf der Abstand der Gitterstäbe 1,5 cm nicht übersteigen, um einem Entkommen der jungen Wanderratten vorzubeugen. Falls möglich, so sollte den Tieren täglich eine gewisse Zeit Auslauf außerhalb des Käfigs gewährt werden, wobei dies immer unter Aufsicht durch den Halter erfolgen sollte. Es sollte dabei Vorsorge getroffen werden, dass die Tiere keine stromführenden Kabel benagen oder sich unter oder hinter Möbelstücken verkriechen können.

Unter anderem sind das Spielverhalten der Tiere, d.h. die Spieldauer und die Spielhäufigkeit – bis zu einer gewissen Grenze – stark abhängig vom Platzangebot. In größeren Käfigen spielen die Tiere also häufiger und länger miteinander, als in kleinen Käfigen. Dabei wird das Spielverhalten der männlichen Wanderratten von beengten Platzverhältnissen stärker negativ beeinflusst, als dies bei weiblichen Tieren der Fall ist.

Zu beachten ist auch, dass eine schlichte Erhöhung der Käfiggröße nicht automatisch auch eine Steigerung des Wohlbefindens bei den Tieren auslöst. Bedingt durch die ausgeprägte Thigmotaxis (das Kontakthalten mit senkrechten Strukturen bei der Fortbewegung) und die Meidung offener Flächen, nutzen Wanderratten das größere Raumangebot eines geräumigeren Käfigs nicht, wenn der Käfig nicht entsprechend strukturiert ist. Ein großer, aber unstrukturierter Käfig kann unter Umständen sogar bei den Tieren das Gegenteil der beabsichtigten Wirkung, nämlich Angst und Stress auslösen

– noch dazu, wenn der Käfig an einem sehr hellen Standort aufgebaut ist. Dies belegen auch Untersuchungen an Wanderratten, denen die Wahl zwischen Käfigen mit vier unterschiedlichen Höhenabmessungen (8, 16, 24 und 32 cm), die außer der Einstreu keinerlei Strukturelemente enthielten, gelassen wurde (Ziel dieser Untersuchung war es herauszufinden, ob das während des Explorationsverhaltens gezeigte Aufrichten auf den Hinterextremitäten wichtig für die Tiere ist). Alle Tiere bevorzugten deutlich die niedrigsten Käfige (8 cm Höhe), in denen sie sich nicht auf den Hinterextremitäten aufrichten konnten. Begründet ist dieses Verhalten wahrscheinlich darin, dass die unstrukturierten Käfige dem Deckungsbedürfnis der Tiere nicht entsprechen haben und die Tiere dieses Bedürfnis am ehesten in dem niedrigsten Käfig befriedigt sahen.

Zu einer tiergerechten Haltung von Wanderratten gehört auch eine, den Bedürfnissen der Tiere entgegenkommende Käfigausstattung. Mittlerweile beschäftigt sich ein eigenständiger, unter dem englischen Begriff *environmental enrichment* (zu Deutsch etwa „Umweltanreicherung“) bekannt gewordener, wissenschaftlicher Forschungsansatz mit der Ausstattung von Käfigen und Gehegen. Ziel dieser Forschungen ist, für die Tiere in menschlicher Obhut ein Umfeld zu schaffen, das eine möglichst große Bandbreite der natürlichen Bedürfnisse abdeckt. Wie gerade Untersuchungen an Wanderratten gezeigt haben, wirkt sich ein angereicherter Käfig nachweislich auf anatomische, physiologische und verhaltensbiologische Merkmale der solchermaßen gehaltenen Tiere aus. So zeigen diese Tiere beispielsweise eine signifikante Größenzunahme des Gehirns und eine stärkere Vernetzung der einzelnen Hirnareale im Vergleich zu Tieren, die in Käfigen ohne Umweltanreicherungen gehalten wurden. Die Größenzunahme und stärkere Vernetzung des Gehirns wiederum wirkt sich in einem verbesserten Lern- und Problemlösevermögen dieser Tiere aus. Ebenso sind Wanderratten in angereicherten Käfigen weniger ängstlich, was wiederum eine Steigerung des Wohlbefindens der Tiere bewirkt.

Neben der oben schon erwähnten wichtigsten Form der Umweltanreicherung, dem „sozialen Enrichment“, das heißt der Haltung von mindestens zwei oder mehr Wanderratten, sollte den Tieren auf

jeden Fall eine oder mehrere Nestboxen zur Verfügung stehen, die allen Mitgliedern der Gruppe Platz bieten. Der Eingang der Nestbox sollte mindestens einen Durchmesser von 6 cm aufweisen. Als Unterschlupf eignen sich auch größere, umgedrehte Tonblumentöpfe, in deren Rand ein entsprechend großes Loch gebrochen wurde.

Zum Nestbau kann den Tieren Stroh oder Heu gereicht werden. Bei Wahlversuchen wurde festgestellt, dass Wanderratten langes, faseriges Material zum Nestbau bevorzugen. Demnach würde von den Tieren zwar auch die im Handel angebotene Hamsterwolle angenommen, hier besteht allerdings die Gefahr, dass sich die Tiere mit den oftmals sehr langen Fäden einzelne Fingerglieder oder sogar ganze Extremitäten abschnüren. Auch in Streifen geschnittenes Zeitungspapier ist ungeeignet, da die Tiere das Papier mit den Zähnen zerspleißen und dabei die oftmals giftige Substanzen enthaltende Druckerschwärze aufnehmen. Da Heu oder Stroh relativ einfach zu beschaffen ist und den Bedürfnissen der Tiere am Besten entgegen kommt, sollte im Interesse einer möglichst naturnahen Gestaltung der Käfigeinrichtung auch auf Zellstoff als Nestbaumaterial verzichtet werden.

Wie Untersuchungen gezeigt haben, bevorzugen Wanderratten Käfige mit einer Einstreu vor Käfigen ohne Einstreu. Als solche eignet sich beispielsweise die handelsübliche Kleintierstreu. Reines Sägemehl sollte wegen der starken Staubentwicklung besser nicht verwendet werden. Bei Wahlversuchen haben Wanderratten darüber hinaus gezeigt, dass sie Käfige mit gröberem Material wie Hobelspäne, Käfigen mit feinem Sägemehl zumindest während der Ruhephasen vorziehen (vermutlich, weil sich das Sägemehl nicht zum Nestbau eignet). Die Einstreu sollte aus hygienischen Gründen je nach Käfiggröße, Einstreudicke und Besatzdichte mindestens einmal in der Woche gewechselt werden. Um nicht alle Duftmarkierungen mit dem Wechsel zu zerstören, kann ein Teil der Einstreu jeweils wiederverwendet werden. Vor allem der Urin männlicher Wanderratten und anderer Nagetiere enthält bestimmte Proteinkomponenten, auf die manche Menschen allergisch reagieren. Durch einen regelmäßigen Wechsel der Einstreu kann der Bildung solcher Allergien, sowie einer unangenehmen Ge-

ruchsentwicklung relativ einfach vorgebeugt werden. Auch haben Untersuchungen, bei denen Säuberungsintervalle von zweimal wöchentlich, einmal wöchentlich und alle zwei Wochen auf das Wohlbefinden von Wanderratten miteinander verglichen wurden, bei keinem der Wechselintervalle einen negativen Effekt auf die Tiere nachweisen können (es spricht also nichts dagegen, die Einstreu häufiger zu wechseln).

Als weitere Einrichtungsgegenstände, die vor allem der Strukturierung des Käfigs dienen, können Kork- oder Tonröhren mit einem Innendurchmesser von mindestens 12 cm dienen (der Gangdurchmesser natürlicher Erdbaue wildlebender Wanderratten beträgt durchschnittlich etwa 7 cm). Ein solcher Durchmesser gewährleistet, dass zwei sich in der Röhre begegnende Tiere ohne Probleme aneinander vorbeilaufen und sich die Tiere in den Röhren noch umdrehen können. Auch dickere Äste oder Wurzeln kommen dem Bedürfnis der Wanderratten entgegen, mit dem Körper immer Kontakt zu senkrechten Strukturen zu halten (Thigmotaxis). Dickere Taue aus Naturfasern bieten sich zum Klettern und zur Beschäftigung der Tiere an. Ebenso eignen sich Äste und Zweige von unbehandeltem Kernobst (Apfel), Haselnuss oder verschiedenen Weichhölzern (Weide, Pappel, Birke), um die Tiere zu beschäftigen.

Auf buntes Plastikspielzeug jeder Art kann jedoch ohne weiteres verzichtet werden. Dieses Spielzeug ist für Wanderratten nur von geringem Nutzen, da das Spielverhalten der Tier hauptsächlich aus sozialem Spiel mit Artgenossen besteht. Für die meisten sozialen Säugetierarten ist ein Sozialpartner die Enrichment-Komponente, die die Tiere am ehesten im positiven Sinne herausfordert. Im Gegensatz zu statischen Objekten, wie beispielsweise einem Spielzeug, kreiert ein Sozialpartner ständig neue, unvorhersagbare Situationen, auf die das Tier seinerseits mit einem hohen Maß an Verhaltensflexibilität reagieren muss. Ein Objektspiel kommt darüber hinaus bei Wanderratten so gut wie gar nicht vor und an einem Spielzeug verlieren die Tiere in der Regel nach etwa einem Tag bereits das Interesse.

Generell sollte Einrichtungsgegenständen aus natürlichen, unbehandelten Materialien der Vorzug vor Kunststoff gegeben werden. Zwar werden Materialien wie Holz mit der Zeit angenagt und mitunter auch vom Urin und Kot der Tiere verschmutzt, aber so kann zumindest sicher gestellt werden, dass die Tiere keine abgenagten Kunststoffteile verschlucken und es dadurch zu ernsthaften Erkrankungen kommt. Außerdem erfüllen Holz-, Kork oder Tonmaterialien auch viel eher den Anspruch an eine möglichst naturnahe Einrichtung der Käfige.

Eine weitere Form der Beschäftigung kann darin bestehen, einzelne Futterkomponenten, die von den Tieren besonders gerne gefressen werden, so im Käfig auszulegen, dass die Tiere ein gewisses Maß an Arbeit aufbringen müssen, um an diese Leckerbissen zu gelangen. Ein auf der Suche nach Nahrung basiertes Enrichment ist nach einem Sozialpartner die Umweltanreicherung, die bei den Tieren die höchste Motivation hervorruft.

Zur Käfigeinrichtung gehört auch ein standfester Futternapf aus Keramik oder Steingut, der in der Größe so gewählt sein sollte, dass sich die Tiere nicht in diesen hineinsetzen und das Futter mit ihrem Kot und Urin verschmutzen können. Als Tränkvorrichtungen bietet sich die Verwendung von Trinkflaschen mit Nippeltränke oder Kugelventil an, die so aufgehängt sein müssen, dass auch kleinere Tiere das Wasser ohne Probleme erreichen können. Bei den Trinkflaschen ist außerdem noch darauf zu achten, dass diese zum Einen nicht auslaufen und die Einstreu einnässen und zum Anderen durch Kalkablagerungen aber auch nicht verstopft werden.

Abschließend sei an dieser Stelle noch erwähnt, dass ein übertriebenes Angebot an Käfiganreicherungen auch leicht eine Überforderung der Tiere und damit eher einen gegenteiligen Effekt zur Folge haben kann. Ein stark unübersichtlicher Käfig führt bei den Tieren zu Unsicherheit und kann eine vermehrte Aggression zur Folge haben. Bei Wahlversuchen führte dieses Verhalten sogar dazu, dass die Tiere einen völlig strukturlosen Käfig einem extrem unübersichtlichen Gehege vorzogen.

Die domestizierte Form der Wanderratte eignet sich nicht für eine Unterbringung in Freilandgehegen. Zum Einen reagieren die Tiere auch im Sommer recht empfindlich auf Temperaturschwankungen und Schwankungen der Luftfeuchtigkeit und erkälten sich leicht, was mit dem Tod der Tiere enden kann. Zum Anderen sind sowohl Albinos als auch die pigmentierten Tiere recht empfindlich gegenüber hohen Lichtintensitäten (s.o.) und eine Haltung im Freiland kann zur Erblindung der Tiere führen, auch wenn das Gehege nicht unbedingt der direkten Sonnenbestrahlung ausgesetzt ist und die Tiere einen geeigneten Unterschlupf zur Verfügung haben. An einem sonnigen Tag lassen sich im Freiland selbst im Schatten Beleuchtungsstärken von etwa 10 000 Lux messen – Wanderratten bevorzugen jedoch Beleuchtungsstärken von weniger als 11 Lux und Schädigungen der Retina treten bereits bei mehr als 60 Lux auf (s.o.). Weiterhin besteht bei einer Freilandhaltung die Gefahr, dass die Tiere in Kontakt mit ihren wildlebenden Artgenossen kommen und sich bei diesen mit diversen Krankheiten infizieren.

### 6.6.3 Besonderheiten der Ernährung

Wie bei allen Kleinsäugetieren mit einem voluminösen Blinddarm und dem Abbau von Zellulose mit im Blinddarm angesiedelten Mikroorganismen, so gilt auch für die Wanderratte, dass eine Futterumstellung immer nur schrittweise erfolgen darf, damit die Blinddarmflora Zeit hat, sich auf die geänderte Nahrungszusammensetzung einzustellen. Wird dies beachtet, so kann ein Großteil der ernährungsbedingten Erkrankungen wie beispielsweise Tympanien oder eine Enteritis bei der Wanderratte vermieden werden.

In Bezug auf die Nahrungszusammensetzung ist die Wanderratte nicht so streng vegetarisch wie beispielsweise das Kaninchen, das Meerschweinchen oder das Chinchilla. Ähnlich wie beim Goldhamster und bei den Zwerghamstern sind die Tiere auf einen gewissen Anteil an tierischem Protein in der Nahrung angewiesen (vergleiche Kapitel 6.4.3, S. 194). Dies kann beispielsweise über Quark, ungezuckerten Joghurt, gekochtes Fleisch oder Fisch, oder ein hart gekochtes Ei angeboten werden. Kleinere gekochte Eier (Zwerghuhn- oder Wachteleier) können auch als Ganzes mit Schale in den Käfig ge-

legt werden, so dass die Tiere eine Zeit lang mit dem Knacken der Eischale beschäftigt sind und sich so ihre Nahrung erarbeiten müssen. Im Sinne einer Umweltanreicherung können den Wanderratten auch lebende Insekten wie etwa Mehlwürmer, Grillen oder Heuschrecken als Quelle für tierisches Protein angeboten werden. Gerade das Angebot von Lebendfutter wie Grillen und Heuschrecken ermöglicht es den Tieren, eine zusätzliche Komponente des natürlichen Nahrungssuchverhaltens der Wanderratte, nämlich die Jagd nach lebender Beute auszuleben.

Die Zufütterung von tierischem Protein sollte auf einmal pro Woche beschränkt werden, da Wanderratten ansonsten zu allergischen Hautreaktionen neigen. Darüber hinaus weisen Insekten (v.a. Mehlwürmer) in der Regel auch einen relativ hohen Fettgehalt auf.

Häufig werden Wanderratten mit Trockenfutter ernährt. Hierbei bietet sich Bunt- oder Pelletfutter an, wobei das Pelletfutter eigentlich besser geeignet ist. Das Füttern eines Buntfutters (Mischfutter auf Basis nativer Komponenten) führt häufig dazu, dass die Tiere selektiv nur Einzelkomponenten des Futters aufnehmen. Dies sind aber in der Regel die energiereichsten Bestandteile mit hohem Kohlehydrat- oder Fettanteil, was dann bei den Tieren zu Fettleibigkeit (Obesitas) führt. Auf der anderen Seite verweigern Wanderratten oftmals die Aufnahme von pelletiertem Futter, wenn sie dieses nicht kennen.

Das Trockenfutter kann auch durch die Gabe von Frisch- oder Grünfutter ergänzt werden. An frischem Obst und Gemüse eignet sich fast alles, außer zu Blähungen führende Pflanzen wie die verschiedenen Kohlarten oder Zwiebeln. Auch reife Birnen sollten nicht verfüttert werden, da diese ebenfalls blähend wirken können. Gerne gefressen werden von den meisten Wanderratten Äpfel, Bananen, Weintrauben (Kerne vorher entfernen oder kernlose Weintrauben verfüttern), verschiedenes Beerenobst, Möhren, Gurken, Blattsalat und ähnliches. Steinobst wie Kirschen, Pflaumen oder Pfirsiche sollten nur sparsam angeboten werden, da sie in größeren Mengen stark abführend wirken. Außerdem sollte den Tieren nur das Fruchtfleisch ge-

geben werden, da die Kerne bzw. der Kerninhalt mehr oder weniger große Mengen giftiger Blausäure enthalten können und nicht ausgeschlossen werden kann, dass die Tiere die Kerne benagen. Ebenso können frische Kräuter und Gräser angeboten werden. Viele Kräuter sind auch in getrockneter Form erhältlich und können den Wanderratten ebenfalls zur Bereicherung des Speiseplans gegeben werden.

Zur Deckung des Bedarfs an essentiellen Fettsäuren können ölhaltige Sämereien wie Sonnenblumen- und Kürbiskerne oder verschiedene Nussfrüchte verfüttert werden. Auch diese sollten wegen des hohen Fettgehalts allerdings nur in geringen Mengen gereicht werden. Werden den Wanderratten beispielsweise Haselnüsse mit Schale angeboten, so sind die Tiere einige Zeit mit dem Aufnagen der Schale beschäftigt, wodurch Langeweile vorgebeugt und ein ausreichender Zahnabrieb gewährleistet wird. Weitere Sämereien, die von den Wanderratten gerne gefressen werden, sind Getreidekörner, Mais, Lein, Buchweizen, Hanf, Dinkel oder Reis. Auch diese Sämereien sollten auf Grund des teilweise recht hohen Stärkegehalts (v.a. im Getreide) sparsam verfüttert werden.

Auch wenn Wanderratten – ähnlich wie die Gold- und Zwerghamster – in deutlich geringerem Maße als beispielsweise Kaninchen, Meerschweinchen oder Chinchilla auf eine rohfaserhaltige Ernährung angewiesen sind (siehe Kapitel 6.4.3, S. 194), so sollte den Tieren doch immer Heu in ausreichenden Mengen zur Verfügung stehen. Auch wenn das Heu von den Wanderratten nicht vollständig gefressen wird und die Tiere dies wahrscheinlich eher zum Nestbau verwenden werden, so kann die Beschäftigung mit dem Heu auf relativ natürlichem Wege zur Verhinderung von Langeweile beitragen. Gleichzeitig wird so ein ausreichender Zahnabrieb der ständig nachwachsenden Schneidezähne erreicht, da die Tiere das Material beim Nestbau mit den Zähnen zerspleißen. Mitunter kann es vorkommen, dass Wanderratten eine Allergie gegenüber dem Heu bzw. dem Heustaub entwickeln. In solchen Fällen kann versucht werden, das Heu vorher zu „entstauben“, indem es locker in ein grobes Netz oder ähnliches gegeben und gründlich ausgeschüttelt wird. Wenn diese Maßnahme auch keinen Erfolg zeigt, dann sollte den Tieren an Stelle des Heus eine an-

dere Alternative zum Nestbau, wie etwa Holzwolle, geboten werden.

Ein zu hoher Energiegehalt des Futters und eine dadurch bedingte erhöhte Energieaufnahme durch die Tiere erhöht bei Wanderratten, neben einem erhöhten Risiko für Adipositas, zusätzlich die Wahrscheinlichkeit für das Auftreten degenerativer Erkrankungen sowie die Bildung von Tumoren. Soll ein solches Futter dennoch weiter verwendet werden, so kann das Futter entweder zeitlich begrenzt angeboten, oder so im Käfig versteckt werden, dass die Tiere es sich erarbeiten müssen und die für die Nahrungsaufnahme benötigte Zeit auf diese Weise erhöht wird. Weniger zu empfehlen ist eine Reduktion der täglichen Futtermenge. Die Tiere fressen das wenige Futter in solch einem Fall in einer einzigen Mahlzeit und verbringen dann den Rest ihrer Aktivitätszeit hungrig und gelangweilt (eventuell treten in Folge dessen sogar vermehrte Aggressionen in der Gruppe auf). Auf Dauer sollte aber zu einem Futtermittel gewechselt werden, welches auf Grund seines Energiegehalts (siehe Tabelle 6.1, S. 195) für Wanderratten besser geeignet ist.

#### 6.6.4 Umgang mit den Tieren

In der Regel beißen Wanderratten den Halter nur, wenn sie Angst oder Schmerzen verspüren. Soll ein Tier hochgehoben werden, so umgreifen der Daumen und Zeigefinger einer Hand das Tier von oben locker im Bereich des Schultergürtels, so dass die Spitze von Daumen und Zeigefinger vor der Brust zusammenstoßen. Die Hinterextremitäten sollten mit der Handfläche der anderen Hand unterstützt werden, da so ein unkontrolliertes Schlagen mit den Füßen nach Verlust des Bodenkontakts vermieden wird. Müssen bei dem Tier bei einem Besuch beim Tierarzt schmerzhaft Eingriffe durchgeführt werden, so wird der Daumen der Hand die den Schultergürtel umgreift, unter dem Unterkiefer der Wanderratte platziert und so das Tier am Zubeißen gehindert.

Auf keinen Fall sollten die Tiere am Schwanz hochgehoben werden. Durch das Eigengewicht der Tiere kann auf diese Weise die Schwanzhaut abreißen, was letztendlich zu einem Absterben des verletzten Schwanzteils oder sogar zum Verlust des

vollständigen Schwanzes führt. Auch das Hochheben mit einem Griff in das Nackenfell sollte unterbleiben, da die Tiere dies mit dem Ergreifen durch einen Beutegreifer assoziieren und dadurch erheblicher Stress ausgelöst wird. Außerdem hindert dies die Tiere nicht daran, sich dabei blitzschnell umzudrehen und den Pfleger empfindlich zu beißen.

### 6.7 Häufige Krankheiten der Wanderratte

Wenn die Tiere etwa alle zwei bis drei Tage während ihrer Aktivitätsphase sorgfältig beobachtet werden, ist es meistens möglich, eine sich anbahnende Erkrankung relativ früh zu erkennen und entsprechende Gegenmaßnahmen zu ergreifen. Da kaum domestizierte Tiere wie die Wanderratte die Symptome einer Erkrankung recht lange erfolgreich überspielen können, bevor diese deutlich in Erscheinung treten, ist eine genaue, regelmäßige Beobachtung der Tiere umso wichtiger. Mögliche Anzeichen für eine sich ankündigende Erkrankung sind beispielsweise Unregelmäßigkeiten im Bewegungsablauf, ungewöhnliche Atemgeräusche, die Beschaffenheit des Fells (struppig, verschmutzt), eine verminderte Nahrungsaufnahme oder die allgemeine Aktivität des Tieres.

Ein guter Anhaltspunkt zum Wohlbefinden des Tieres sind auch Veränderungen des Körpergewichts. Wenn dieses regelmäßig kontrolliert (wöchentliches Wiegen) und dokumentiert wird, kann eine ungewöhnliche Gewichtsab- oder auch Gewichtszunahme recht zuverlässig festgestellt und gegebenenfalls ein Tierarzt aufgesucht werden.

Wanderratten können unter anderem Träger zweier Bakterienarten (*Streptobacillus moniliformis* und *Spirillum minus*) sein, die bei den Tieren kein Krankheitsbild hervorruft, nach einem Biss bei einem Menschen aber die sogenannte „Rattenbisskrankheit“ hervorrufen. Diese äußert sich beim Menschen durch Fieberschübe, punktförmige Blutungen an Haut und Schleimhäuten (petechiale Blutungen), regionale Schwellungen der Lymphknoten (Lymphadenopathie) und in schweren Fällen durch eine Herzzinnenhautentzündung (Endokarditis) oder eine Gelenkentzündung (Polyarthri-

tis). Die in Südostasien auch als Sodoku bekannte Erkrankung muss beim Menschen durch die Gabe eines Antibiotikums behandelt werden.

**Beachte** Die nachfolgenden Kapitel enthalten einige Angaben zu den am häufigsten bei Wanderratten in Heimtierhaltung auftretenden Erkrankungen. Diese Zusammenstellung sollte im Falle einer Erkrankung des Tieres keinesfalls als ein Ersatz für die Konsultation eines Tierarztes verstanden werden.

### 6.7.1 Ernährungsbedingte Erkrankungen

Auch bei der Wanderratte ist ein Großteil der Erkrankungen auf Fehler in der Ernährung zurückzuführen. So führt ein übermäßiges Längenwachstum der Schneidezähne, welches unter anderem auf einen fehlenden Zahnabrieb auf Grund eines Mangels an Raufutter oder geeigneten Nagemöglichkeiten zurückzuführen ist, zu Appetitlosigkeit (Anorexie) und übermäßigem Speichelfluss (Sialorrhoe). Als Folge der Anorexie magern die Tiere stark ab und bedingt durch den starken Speichelfluss entwickelt sich an der Unterlippe häufig eine nässende Dermatitis. Werden die Schneidezähne nicht fachgerecht durch einen Tierarzt gekürzt, so verletzen die Tiere sich mitunter auch die Unterlippe. Vorbeugen lässt sich einem übermäßigen Längenwachstum der Schneidezähne beispielsweise durch Gabe von Heu und der Fütterung von ganzen Haselnüssen, die die Tiere aufnagen müssen.

Bei Mängeln in der Ernährung wie einem unzureichenden Rohfaser- oder Proteingehalt und wenn die Tiere Langeweile haben, kann es zu einem übermäßigen Fressen von Haaren und als Folge davon zur Bildung von Haarballen (Trichobezoare) im Magen-Darm-Trakt kommen. Die betroffenen Tiere magern stark ab und stellen die Futter- und Wasseraufnahme fast vollständig ein. Weiterhin wird auch kaum noch Kot abgegeben, da der Haarballen eine Verstopfung (Obstipation) bewirkt. Wenn sich der Haarballen durch die Gabe von Paraffinöl und einer anschließenden Massage durch den Tierarzt nicht mobilisieren lässt, so muss der Ballen operativ entfernt werden. Durch eine ausgewogene Ernährung (siehe Kapitel 6.4.3, S. 194) und einer

ausreichenden Beschäftigung der Tiere (siehe Kapitel 6.6.2, S. 220) kann die übermäßige Aufnahme von Haaren und die Bildung solcher Trichobezoare bereits im Voraus recht einfach verhindert werden.

Eine Appetitlosigkeit oder Fressstörung (Anorexie) kann auch durch eine Futterumstellung hervorgerufen werden, vor allem wenn diese abrupt erfolgt. Auch ein Durchfall (Diarrhoe) kann als Folge einer plötzlichen Futterumstellung bei den Tieren auftreten. Wie bei allen Nagetieren, so muss auch bei den Wanderratten eine Futterumstellung immer schrittweise erfolgen. Dies gilt besonders, wenn Frisch- und Saftfutter gefüttert werden soll, und die Tiere dies bisher nicht gewöhnt sind. Besonders bei Frischfutter ist darauf zu achten, dass dieses nicht verdorben ist, da sich die Tiere ansonsten mit Salmonellen oder *Bacillus piliformis* (*Tyzzler's Disease*) und anderen Bakterien infizieren können. Eine Behandlung erfolgt durch die Gabe einer Elektrolyt- und Glucose-Lösung. Das Trinkwasser sollte angesäuert und den Tieren Rohfaser (Heu) gereicht werden. Beim Einsatz von Antibiotika ist Vorsicht geboten, da dies eine weitere Störung der Magen-Darm-Flora hervorrufen kann. Tiere mit Durchfall sollten immer einem Tierarzt vorgestellt werden, da eine Eigenbehandlung in den seltensten Fällen zur Heilung sondern in vielen Fällen zum Tod der Tiere führt.

Fütterungsfehler können in manchen Fällen auch noch den Ausbruch einer Lungenentzündung (Pneumonie) begünstigen. Stark übergewichtete Wanderratten sind häufig auch noch von einer Herzmuskelentzündung (Myokarditis) betroffen.

### 6.7.2 Erkrankungen des Atemtraktes

Viele Wanderratten werden auf Grund einer Erkrankung des Atemtraktes in einer tierärztlichen Praxis vorgestellt. Häufig ruft mehr als ein Erreger die typischen Symptome wie Husten, Niesen, deutliche Atemgeräusche, Schnupfen (Rhinitis), Bronchitis bis hin zu einer Lungenentzündung (Pneumonie) hervor. Besonders empfänglich für Atemwegsinfektionen sind ältere und gestresste Tiere.



Als virale Erreger kommen das, eine Sialodacryoadenitis auslösende SDA-Virus sowie das Sendaivirus in Frage, die beide wahrscheinlich über die Luft (aerogen) übertragen werden.

Das SDA-Virus führt bei den betroffenen Tieren zunächst zu Niesen, Schielen und Blinzeln. Im weiteren Verlauf schwellen die Drüsen im Kopfbereich stark an und die Augen quellen hervor. Durch eine übermäßige Aktivität des rötlichen Sekrets der Harderschen Drüsen in der Augenhöhle erwecken die Wanderratten den Eindruck, als produzierten sie blutige Tränen. Häufig führt das SDA-Virus zusätzlich noch zu einer interstitiellen Lungenentzündung, bei der nicht die Lungenbläschen (Alveolen), sondern die Bindegewebsschicht zwischen den Lungenbläschen in Mitleidenschaft gezogen wird. Zieht sich das Tier keine Sekundärinfektionen zu, so bestehen nach einer Krankheitsdauer zwischen 10 und 30 Tagen recht gute Heilungschancen.

Von einer Sendaivirus-Infektion sind vor allen Dingen gerade abgesetzte Jungtiere betroffen. Die erkrankten Tiere haben Nasenausfluss und eine entzündete Nase und leiden an Atemnot (Dyspnoe). Häufig sind auch das Mittelohr und die Atemwege von der Entzündung betroffen und im weiteren Verlauf kann es zu bakteriellen Sekundärinfektionen kommen. Behandelt werden können auch nur diese Sekundärinfektionen durch Gabe eines entsprechenden Antibiotikums. Die infizierten Tiere sollten isoliert werden, um eine Ansteckung des restlichen Bestandes zu vermeiden.

Bakterielle Erreger einer Atemwegserkrankung sind hauptsächlich die eine Pasteurellose hervorruhenden *Pasteurella pneumotropica*, die eine Streptokokken-Pneumonie auslösenden *Streptococcus pneumoniae* sowie die eine Mykoplasma bedingenden *Mycoplasma pulmonis*. Bei allen diesen bakteriellen Erkrankungen wird der Tierarzt ein entsprechendes Antibiotikum verschreiben, allerdings sind die Heilungsaussichten bei einer Streptokokken-Pneumonie oftmals sehr schlecht und auch eine Pasteurellose und Mykoplasma lassen sich aus einem größeren Bestand meistens nicht vollständig eliminieren.

Eine Pasteurellose äußert sich neben einem Lungenabszess (abszedierende Pneumonie) häufig auch noch durch eine Gesäugeentzündung (Mastitis), eine Augenvereiterung (Panophthalmie), in Hautabszessen, eine Mittelohrentzündung (*Otitis media*) oder auch durch eine Erkrankung des Verdauungstraktes. Eine Ansteckung kann über kontaminierten Kot oder eventuell auch über die Luft erfolgen.

Bei der Streptokokken-Pneumonie zeigen die betroffenen Tiere Niesen, Husten, Atemnot, Nasenausfluss und stark tränende Augen. Begleitet wird eine solche Infektion von Appetitlosigkeit (Anorexie) sowie infolgedessen von einer Abmagerung der Tiere. Im weiteren Verlauf erkranken die Wanderratten an einer eitrigen Lungenentzündung oder auch an einer Mittelohr- oder Gehirnhautentzündung (Meningitis). Begünstigt wird eine Streptokokken-Pneumonie in erster Linie durch unhygienische Verhältnisse unter denen sich die Tiere durch Verletzungen (z.B. Bisswunden) mit den Streptokokken infizieren können. Mitunter treten Tiere auf, die mit Streptokokken infiziert sind, selber aber nicht erkranken. Eine Ansteckung kann aber auch über solche symptomlosen Tiere erfolgen. Oftmals ist eine Heilung betroffener Tiere nicht mehr möglich und um eine weitere Ansteckung zu vermeiden, sollten infizierte Tiere isoliert werden. Vorbeugend gegen eine Streptokokken-Pneumonie ist für hygienische Verhältnisse zu sorgen (der Käfig ist regelmäßig zu reinigen, siehe Kapitel 6.6.2, S. 220) und Stress für die Tiere möglichst zu vermeiden.

Durch starken Nasenausfluss, Atemgeräusche, Atemnot und Niesen ist ebenfalls eine Mykoplasma (MURINE RESPIRATORISCHE MYKOPLASMOSE MRM oder *Chronic Respiration Disease* CRD) gekennzeichnet. Infolge der Erkrankung magern die Tiere häufig auch stark ab. Durch die Entstehung eines zähen Schleims nach einer Infektion des Flimmerepithels wird der Selbstreinigungsmechanismus der Atemwege zerstört. Infolgedessen treten oftmals zusätzlich Sekundärinfektionen mit anderen bakteriellen Erregern in Erscheinung. Viele Wanderratten sind latent mit Mykoplasmen infiziert, erkranken aber oft erst im Alter von ein bis anderthalb Jahren. Dennoch können diese Tiere auch andere Käfiggenossen anstecken. Zum Teil werden

schon die Embryos im Mutterleib mit Mykoplasmen infiziert. Wird die Erkrankung im Frühstadium erkannt, so sind die Heilungsaussichten recht günstig. Im fortgeschrittenen Stadium, d.h. wenn der Gang zum Tierarzt zu lange hinausgezögert wurde, verringern sich die Heilungschancen jedoch drastisch. Vorbeugend sollte auf hygienische Käfigverhältnisse, eine ausreichende Belüftung (jedoch keine Zugluft) und auf eine relative Luftfeuchtigkeit von etwa 50 % geachtet werden.

Weiterhin kann der Erreger der Pseudotuberkulose, *Corynebacterium kutscheri*, der eigentlich den Darm besiedelt, in der Infektionsphase auch die Lungen befallen und hier eine Abszessbildung hervorrufen (siehe Kapitel 6.7.3, S. 228). Ist die Lunge in Mitleidenschaft gezogen, so treten Atemnot (Dyspnoe), Nasenausfluss und eine erhöhte Atemfrequenz (Tachypnoe, Hyperventilation) auf.

### 6.7.3 Erkrankungen des Verdauungsapparates

Eine Erkrankung des Verdauungsapparates bei der Wanderratte reicht, neben den in Kapitel 6.7.1 (siehe S. 226) bereits erwähnten Zahnanomalien und Trichobezoaren, von einer Infektion durch Viren über Bakterien bis hin zu mehrzelligen Parasiten.

Bei Jungtieren kommen häufiger Darminfektionen mit Rota- und Adenoviren vor, die zu einem weichen, gelblichen Kot führen. Wenn der Kot auf dem Perineum eintrocknet, kann eine Verstopfung (Obstipation) die Folge sein. Als Behandlungsmaßnahme sollte das Fell in der Afterregion sorgfältig gereinigt werden. Nach Absprache mit dem Tierarzt können über das Trinkwasser Elektrolyte verabreicht werden, um dem durch den Durchfall bedingten Verlust an Mineralien entgegenzuwirken.

Als Auslöser einer Enteritis, also einer bakteriellen Infektion des Magen-Darm-Trakts, sind bei Wanderratten häufiger eine Pasteurellose, eine Pseudotuberkulose oder eine Salmonellose zu beobachten.

Der Erreger der Pasteurellose ist *Pasteurella pneumotropica*, der neben den Atemorganen (siehe

Kapitel 6.7.2, S. 226) auch den Darmtrakt befallen kann.

Eine Pseudotuberkulose kann von unterschiedlichen Erregern hervorgerufen werden, wobei am häufigsten *Corynebacterium kutscheri* in Erscheinung tritt. Aber auch *Corynebacterium pseudotuberculosis* und *Yersinia pseudotuberculosis* können das Krankheitsbild hervorrufen. Vor allem *C. kutscheri* kommt latent im Darmtrakt vieler Tiere vor. In der Infektionsphase kann der Erreger die Darmwand durchdringen und zur Abszessbildung in den Darmlymphknoten, der Leber, den Nieren, am Herz sowie in der Lunge (siehe Kapitel 6.7.2, S. 226) führen. Typische Symptome sind Durchfall (Diarrhoe), Appetitlosigkeit (Anorexie) und als Folge davon eine Abmagerung der betroffenen Tiere. In der Regel verläuft die Erkrankung chronisch und Todesfälle sind relativ selten. Die Behandlung besteht in einer Antibiotikatherapie durch den Tierarzt, wobei die Heilungschancen jedoch sehr gering sind. Zu beachten ist, dass bei einer Infektion mit *Yersinia pseudotuberculosis* auch Menschen (v.a. Kinder) gefährdet sind und dass in einem solchen Fall zu einer Einschläferung des erkrankten Tieres geraten wird.

Als eine weitere bakterielle Infektion des Verdauungstraktes kann auch bei der Wanderratte eine Salmonellose auftreten, die durch verschiedene Salmonellen-Vertreter wie etwa *Salmonella typhimurium* oder *S. enteritidis* hervorgerufen wird. Verbreitet werden die Salmonellen über infizierten Kot oder über kontaminierte Einstreu oder verschmutztes Futter. An den erkrankten Tieren wird weicher bis flüssig-blutiger Kot, Appetitlosigkeit, gesträubtes Fell und eine gekrümmte Körperhaltung beobachtet. Im weiteren Verlauf der Krankheit werden häufig auch noch die Leber und die Milz in Mitleidenschaft gezogen. Behandelt wird eine Salmonellose durch den Tierarzt mit einem geeigneten Breitbandantibiotikum. Da Salmonellen auch für den Menschen gefährlich werden und sogar zu Todesfällen führen können (v.a. für Kinder und ältere oder geschwächte Menschen), ist auch hier eine Einschläferung des erkrankten Tieres anzuraten.

Vor allem eine Behandlung anderer bakterieller Erkrankungen kann durch die eingesetzten Anti-

biotika zu einer Dysbakterie des Verdauungstraktes führen, bei der sich die physiologische Zusammensetzung der Darmflora hin zu einer pathologischen verschiebt. Selektiv gefördert werden hierbei vor allem Bakterien wie *Escherichia coli*, Klostridien oder Chlamydien. Auch hierbei kommt es zu Durchfällen, die in schweren Fällen auch blutig sein können. Die Behandlung erfolgt durch die Gabe von Elektrolyt- und Glucose-Lösungen (mit Beimischung von Aminosäuren und Vitaminen), um den Flüssigkeits- und Mineralienverlust auszugleichen und die geschwächten Tiere zu stärken. Weiterhin kann die geschädigte Darmflora durch die Gabe von Laktobazillen stabilisiert werden. Bei nur leichten Durchfällen genügt häufig auch schon eine Fütterung mit Naturjoghurt. Unter Umständen muss aber auch mit Antibiotika behandelt werden, die gezielt die in der Regel gram-negativen, krankmachenden Bakterien bekämpfen (eine physiologische Darmflora setzt sich größtenteils aus gram-positiven Mikroorganismen zusammen). Es ist immer angeraten, auch nur leichte Durchfälle ernst zu nehmen und einen Tierarzt aufzusuchen, da sich eine zunächst nur leichte Erkrankung oftmals sehr schnell zu einer schweren Bedrohung für das Tier entwickelt.

Als Erkrankungen des Verdauungstraktes, die von einzelligen, tierischen Parasiten (endoparasitische Protozoen) hervorgerufen werden, treten bei der Wanderratte eine Spiroonukleose, eine Giardiasis oder eine Kokzidiose in Erscheinung.

Bei den Erregern der Spiroonukleose (*Spiro-nucleus muris*) und der Giardiasis (*Giardia muris*, *G. duodenalis*) handelt es sich um begeißelte, tierische Einzeller, die den Dünndarm und den Blinddarm von Wanderratten besiedeln können. Häufig finden sich die Erreger auch bei Tieren, die keinerlei Krankheitssymptome zeigen. Bei akuten Ausbrüchen zeigen die betroffenen Tiere Durchfall und bei einem längeren Verlauf verlieren sie auch an Gewicht. In sehr schweren Fällen kann der Bauchraum durch eine starke Vergrößerung des Dünndarms angeschwollen sein und bei Jungtieren zeigt sich ein gehemmtes Wachstum. In der Regel erkranken vor allen Dingen sehr junge oder sehr alte Tiere, deren Immunsystem noch nicht bzw. nicht mehr richtig arbeitet. Erwachsene Tiere können zusätzlich an ei-

ner Spiroonukleose oder Giardiasis erkranken, wenn sie bereits anderweitig geschwächt sind. Eine Ansteckung erfolgt über die mit dem Kot ausgeschiedenen Dauerstadien (Zysten), entweder direkt über den Kot oder über verschmutzte Einstreu oder kontaminiertes Futter. Ein eindeutiger Nachweis und eine Behandlung muss immer durch einen Tierarzt erfolgen.

Vor allem Jungtiere, die nicht älter als 6 Monate sind, erkranken mitunter an einer Kokzidiose. Als Erreger treten verschiedene Eimeria-Arten (häufig *Eimeria nieschulzi*, *E. contorta*; seltener *E. miyarii*, *E. seperuta*) in Erscheinung, die vor allem den Dünndarm besiedeln. Die betroffenen Tiere leiden an schweren Durchfällen, die mit einer Dehydration und einer Abmagerung verbunden sind. Mitunter versterben die Tiere an den Folgen der Dehydratation. Eine Ansteckung erfolgt über Dauerstadien (Oocysten) aus dem Kot bereits infizierter Tiere (die ausgeschiedenen Dauerstadien sind bis zu einem Jahr infektiös). Der Nachweis durch den Tierarzt erfolgt ebenfalls über die Oocysten. Um alle Erreger zu erreichen, erfolgt die Behandlung mit einem entsprechenden Mittel in der Regel in zwei Etappen mit einer fünftägigen Pause zwischen den beiden Behandlungen. Um einer Kokzidiose vorzubeugen, ist die Einstreu regelmäßig zu wechseln und der Käfig zu reinigen.

Als mehrzellige Parasiten des Verdauungstraktes sind bei der Wanderratte vor allen Dingen verschiedene Bandwürmer (Cestoda) und Fadenwürmer (Nematoda) bekannt.

Die einen Bandwurmbefall (Hymenolepidose) verursachenden, den Dünndarm besiedelnde Arten sind *Hymenolepis fraterna* (bis 4 cm lang) und *H. diminuta* (Rattenbandwurm, bis 60 cm lang) sowie mitunter auch noch *H. microstoma* (bis 20 cm lang), der zusätzlich auch noch in den Gallengängen zu finden ist. Die Entwicklung der Bandwürmer der Gattung Hymenolepis erfolgt über einen Zwischenwirt, wie beispielsweise Mehlwürmer bzw. Mehlkäfer, von denen also eine Infektion der Wanderratte ausgehen kann (zu beachten bei der Verfütterung von Lebendfutter). Eine direkte Ansteckung von Wanderratte zu Wanderratte über die ausgeschiedenen Bandwurmeier ist nur bei *H. fra-*

*terna* möglich. Symptome wie Durchfall, Verstopfung oder Gewichtsabnahme sind nur bei sehr starkem Bandwurmbefall zu beobachten. Ein Nachweis durch den Tierarzt erfolgt über die Bandwurmeier im Kot der Tiere. Die Behandlung, die je nach Medikament nach etwa 2 bis 4 Wochen wiederholt werden sollte, muss durch einen Tierarzt erfolgen.

Die einen Nematodenbefall (Oxyuridose) hervorruhenden Arten sind bei der Wanderratte vor allen Dingen *Syphacia muris*, *S. obvelata* und *Aspiculuris tetraptera*, die in erster Linie den Blinddarm und den Dickdarm besiedeln. Es werden vor allem wildlebende Wanderratten (und andere Nagetiere) befallen, wogegen diese Nematoden bei Heimtieren seltener anzutreffen sind. Eine Infektion erfolgt über die mit dem Kot ausgeschiedenen Eier, wobei die Eier beispielsweise bei der Anogenitalkontrolle (siehe Kapitel 6.5, S. 195) direkt vom After (vor allem bei den *Syphacia*-Arten), über den Kot, oder über verschmutzte Einstreu oder kontaminiertes Futter aufgenommen werden können. Vor allem bei einer Infektion von bereits geschwächten Wanderratten mit *S. muris* kann es zu Durchfall oder Verstopfung, zu vermehrter Aktivität (die in der Analgegend haftenden Nematoden-Eier verursachen einen starken Juckreiz) sowie bei Jungtieren zu einem verminderten Wachstum kommen. Der starke Juckreiz führt mitunter dazu, dass sich die betroffenen Tiere selbst an der Schwanzbasis verletzen. Häufig sind aber auch gar keine besonderen Symptome erkennbar, auch wenn die Tiere mit hunderten von Fadenwürmern infiziert sind. Der Nachweis eines Nematodenbefalls erfolgt über die Eier im Kot oder in der Analgegend direkt am Tier. Die Behandlung mit einem geeigneten Medikament muss durch den Tierarzt erfolgen und kann sich über mehrere Tage erstrecken.

#### 6.7.4 Erkrankungen des Fells und der Haut

Eine Hautinfektion mit Pilzen (Dermatomykose) wie *Microsporium gypseum*, *Trichophyton quinckeanum* oder *T. mentagrophytes* kommen bei als Heimtiere gehaltenen Wanderratten relativ selten vor. Die Symptome sind Hautrötungen (Erytheme), Hautentzündungen (Dermatitis) oder Haarausfall (Alopezie), manchmal auch verbunden mit

Juckreiz. Häufig beginnt eine solche Hautveränderung am Kopf und breitet sich von hier über den restlichen Körper aus. Eine Infektion über die Pilzsporen erfolgt entweder durch direkten Körperkontakt oder auch über kontaminierte Einstreu. Als Behandlung kommt eine äußerliche oder orale Anwendung geeigneter Antimykotika nach Absprache mit dem Tierarzt in Frage. Neben dem Wechsel der Einstreu sollten auch der Käfig und die Einrichtungsgegenstände bis zum vollständigen Abklingen der Krankheit mehrfach desinfiziert werden. Auf die Einhaltung hygienischer Zustände ist auch zu achten, da die erwähnten Hautpilze auch auf den Menschen übertragbar sind und hier vor allen Dingen Gesicht und Hände befallen.

Als Haut- und Fellveränderungen hervorrufende Ektoparasiten der Wanderratte kommen wie bei anderen Tieren auch Läuse (Ordnung Phthiraptera), Flöhe (Ordnung Siphonaptera) sowie Milben (Ordnung Acari) in betracht, wobei Läuse und Flöhe allerdings nur in extrem verwahrlosten Wanderrattenhaltungen zu finden sind.

Bei Wanderratten zu findende Vertreter der Läuse sind die bis 1,5 mm groß werdenden *Polyplax serrata* und *P. spinulosa*, die sich hauptsächlich an Hals, Schulter und Rücken aufhalten, hier Blut saugen und einen starken Juckreiz hervorrufen. Infolge eines Befalls kann es zu einer Hautentzündung, Haarausfall und in Extremfällen sogar bis hin zu einer Blutarmut (Anämie) und Abmagerung der betroffenen Wanderratten kommen. Die Behandlung durch den Tierarzt erfolgt durch die Gabe von Antiparasitika oder Kontaktinsektiziden. Außerdem müssen auf jeden Fall die Haltungsbedingungen verbessert werden.

Ein Flohbefall von Wanderratten erfolgt in erster Linie durch *Nosopsyllus fasciatus* (Europäischer Rattenfloh) oder auch *Xenopsylla cheopis* (Tropischer Rattenfloh), die beide Zwischenwirte der in Kapitel 6.7.3 (siehe S. 228) bereits angesprochenen Bandwürmer der Gattung *Hymenolepis* sein können. Auch Flohstiche sind von starkem Juckreiz begleitet und können im Extremfall eine Blutarmut (Anämie) und Abmagerung der betroffenen Tiere verursachen. Behandelt werden die Flöhe mit einem Kontaktinsektizid, mit welchem auch der Käfig und

die Umgebung der Wanderratten behandelt werden sollte.

Bei Wanderratten sind eine Reihe von Milbenarten bekannt, die zu krankhaften Veränderungen der Haut und des Fells führen können. Die Behandlung dieser Milben erfolgt nach Identifikation der Art durch einen Tierarzt mit geeigneten Antiparasitika. Mitunter ist die Therapie recht langwierig und muss in gewissen Abständen wiederholt werden.

Recht häufig sind bei Wanderratten Fellmilben der Art *Radfordia ensifera* zu finden, die zu Schuppenbildung und Juckreiz an Kopf, Hals und Rücken führen. Durch das Kratzen verletzen sich die Tiere teilweise selber, was eine Sekundärinfektion der betroffenen Hautstellen begünstigt und den Heilungsprozess verzögern kann.

Etwas seltener sind bei der Wanderratte die den Milben zuzurechnenden Erreger der Notoedres-Räude (*Notoedres muris*), der Sarcoptes-Räude (*Sarcoptes anacanthos*), einer Demodikose (*Demodex ratti*, *D. norvegicus* oder *D. ratticola*) sowie Saugmilben der Art *Liponyssus bacoti* zu finden. Mit Ausnahme der Demodikose ist ein Milbenbefall bei den betroffenen Tieren immer mit einem starken Juckreiz verbunden. Eine Ansteckung erfolgt durch den unmittelbaren Körperkontakt zwischen den Tieren.

Bei den Milben, die bei den Wanderratten eine Räude auslöst, handelt es sich um Grabmilben, bei denen sich die Weibchen nach der Befruchtung durch ein Männchen in die Haut ihrer Wirtstiere bohren und hier eine Zeit lang leben und ihre Eier ablegen. Neben dem Juckreiz äußert sich eine Räude durch Schorf- und Bläschenbildung der betroffenen Haut. Die Saugmilbe *Liponyssus bacoti* lebt nicht dauerhaft auf dem Wirtstier, sondern sucht dieses nur auf, um Blut zu saugen. Daher sind bei der Behandlung der Saugmilben auch der Käfig und dessen Ausstattung mit zu berücksichtigen. Zu beachten ist, dass *L. bacoti* auch auf den Menschen übergehen und hier ähnliche Symptome wie bei der Wanderratte hervorrufen kann. Bei den drei Demodex-Arten handelt es sich um Haarbalgmilben, die in den Haarfollikeln ihrer Wirtstiere parasitieren. Dabei bevorzugen die drei Arten unter-

schiedliche Hautpartien bei ihrem Wirtstier. *Demodex ratti* ist vorzugsweise am Rücken, an den Augenlidern und im Gehörgang der betroffenen Tiere zu finden, *D. norvegicus* bevorzugt die Anogenitalregion und *D. ratticola* ist in der Regel rund um die Mund- und Nasenöffnungen zu finden. Als Folge einer Demodikose kommt es zu Haarausfall (Alopezie) an den befallenen Körperstellen und die Haut verfärbt sich mitunter dunkel. Manchmal bilden sich auch flächige Verkrustungen der Haut aus.

Eine primäre bakterielle Infektion der Haut ist bei Wanderratten selten. Als Folge anderer, Juckreiz auslösender Erkrankungen können durch das heftige Kratzen und die damit verbundenen Verletzungen der Haut oftmals jedoch bakterielle Sekundärinfektionen auftreten. Häufig sind hier bei der Wanderratte beispielsweise *Staphylococcus aureus*, *Corynebacterium kutscheri* (einer der Erreger der Pseudotuberkulose, vergleiche Kapitel 6.7.3, S. 228) oder *Pasteurella pneumotropica* (eigentlich der Erreger einer Lungenentzündung, siehe auch Kapitel 6.7.2, S. 226). Je nach Art des Erregers kommt es zu nässenden Hautentzündungen (Dermatitis) oder zur Bildung eines Abszesses (beispielsweise von Sohlengeschwüren s.u.). Die Behandlung durch den Tierarzt erfolgt entsprechend der Symptome mit einem geeigneten Antibiotikum (Salben oder orale Gabe). Die Abszesse werden in der Regel gespalten oder ganz entfernt und gründlich gereinigt. Wichtig ist auch, die primäre Ursache für die Sekundärinfektion zu erkennen und diese abzustellen.

Bei einer relativen Luftfeuchtigkeit von weniger als 25 % (bei hohen Umgebungstemperaturen auch schon bei weniger als 40 %), aber auch bei sehr hohen Umgebungstemperaturen im Sommer kann es bei Jungtieren zur Bildung von ringförmigen Schwanznekrosen (engl.: *ring tail*) kommen, als deren Folge die distalen Schwanzpartien absterben und anschließend abfallen können. Neben den genannten Umweltbedingungen wird auch ein Mangel an essentiellen Fettsäuren im Futter der Tiere als begünstigende Ursache solcher Schwanznekrosen diskutiert. Eine Behandlung besteht in der Regel darin, dass der Tierarzt dafür sorgt, dass sich der Schanzstumpf nicht entzündet. Wird der abgestorbene Teil des Schwanzes nicht spontan abgestoßen, so muss dieser unter Umständen amputiert

werden. Vorbeugend ist dafür Sorge zu tragen, dass die relative Luftfeuchtigkeit zwischen 50 und maximal 70 % gehalten und die Jungtiere längerfristig nicht allzu hohen Temperaturen ausgesetzt werden. Eventuell muss auch eine Umstellung des Futters erfolgen.

Bei säugenden Muttertieren kann es infolge von Bissverletzungen durch die Jungtiere und eine anschließende Infektion zu einer Entzündung des Gesäuges (Mastitis) kommen. Das Gesäuge ist vergrößert und gerötet und die betroffenen Weibchen haben Fieber und zeigen Appetitlosigkeit (Anorexie). Unbehandelt kann eine Gesäugeentzündung infolge einer Blutvergiftung zum Tod des Tieres führen. Die Behandlung durch den Tierarzt erfolgt mit einem geeigneten Antibiotikum. Während der Jungtieraufzucht sollte als vorbeugende Maßnahme auf hygienische Haltungsbedingungen geachtet werden.

Ebenfalls als Folge einer Sekundärinfektion kann bei Wanderratten ein Sohlengeschwür (Pododermatitis) auftreten. In kommerziellen Haltungen betrifft dies häufig Tiere, die in Drahtbodenkäfigen gehalten werden. Aber auch in der Heimtierhaltung kann es zur Bildung von Sohlengeschwüren kommen, etwa wenn die Tiere stark übergewichtig sind oder bei sehr unhygienischen Haltungsbedingungen, wie etwa bei nasser Einstreu infolge zu langer Wechselintervalle. Auch an einer Pododermatitis sind häufig *Staphylococcus aureus* oder *Corynebacterium kutscheri* als bakterielle Erreger beteiligt. Die oftmals langwierige Behandlung durch den Tierarzt umfasst das regelmäßige Spülen des Geschwürs mit einer desinfizierenden Lösung sowie eine Antibiotikagabe. Während des Behandlungszeitraums sollte der Käfig mit weichen Tüchern oder Zellstoff ausgelegt und auf die Verwendung von Kleintierstreu verzichtet werden. Vom Halter sind die Faktoren zu beseitigen (Übergewicht, unhygienische Verhältnisse), die zur Bildung der Sohlengeschwüre geführt haben.

Sehr alte Wanderratten leiden häufig an altersbedingtem Haarausfall (Alopezie), der mitunter auch durch altersbedingte Tumore ausgelöst wird. Eine Behandlung eines solchen Haarausfalls ist nicht möglich und in den meisten Fällen auf Grund des Alters der Tiere auch wenig sinnvoll.

### 6.7.5 Erkrankungen der Harnwege

Bei männlichen Wanderratten entstehen mitunter durch eine Ansammlung von Smegma (Talgdrüsensekret) am Penis, welches von Bakterien besiedelt wird, eine aufsteigende Harnröhreninfektion durch *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli* oder verschiedenen Proteus-Arten. Weiterhin können sich durch die mechanische Einwirkung von Blasensteinen, deren Entstehungsursachen unbekannt sind, die Schleimhäute der Blase entzünden (Zystitis). Als Folge einer solchen Entzündung kommt es zu vermehrtem Urinabsatz (Polyurie) und der Urin kann mit Blut versetzt sein (Hämaturie). Die Tiere haben Schmerzen, was an einem aufgekrümmten Rücken und dem gesträubten Fell vor allen Dingen während des Urinlassens erkennbar ist. Die Behandlung durch den Tierarzt erfolgt nach Feststellung des Erregers in der Regel mit einem geeigneten Antibiotikum. Werden bei einem männlichen Tier Blasensteine festgestellt, so müssen diese in der Regel operativ entfernt werden. Bei Weibchen können die Steine meistens zusammen mit dem Urin ausgeschieden werden (bei den Männchen ist hierzu die Harnröhre zu eng).

Wenn Heimtiere Kontakt zu wildlebenden Wanderratten haben, können sie sich mitunter einen Befall der Harnblase und des Nierenbeckens mit dem Rundwurm *Trichosomoides crassicauda* zuziehen. Ein Nachweis ist häufig schwierig und geschieht über die charakteristischen Eier, die mit dem Urin ausgeschieden werden. Eine Ansteckung erfolgt über diese Eier, vorzugsweise bei Jungtieren im Alter von 2 bis 3 Monaten. In der Regel bleibt ein solcher Befall ohne Symptome, wobei die Beteiligung von *T. crassicauda* an der Entstehung von Blasensteinen, Blasentumoren oder einer Nierenbeckenentzündung (Pyelonephritis) derzeit noch diskutiert wird.

Die bei der Wanderratte auftretenden Nierenerkrankungen bleiben meistens ohne Symptome. Mitunter sind bei den betroffenen Tieren eine erhöhte Wasseraufnahme (Polydipsie) und eine vermehrte Harnabgabe (Polyurie) zu beobachten. Teilweise können die Tiere abmagern oder es entwickelt sich eine Osteoporose. Bei einer Analyse des Harns stellt sich in späteren Stadien eine Erhöhung der Proteinkonzentration ein. Als Behandlung wird den er-



kranken Tieren vom Tierarzt eine Kochsalzlösung subkutan verabreicht. Bei der Fütterung von Wanderratten sollte darauf geachtet werden, dass die Rationen einen Proteingehalt von 4 – 7 % nicht überschreiten. Als günstig hat sich auch das Verfüttern von Obst und Gemüse herausgestellt. Bei fast allen älteren Wanderratten ist eine gesteigerte Proteinkonzentration im Urin nachweisbar (Albuminurie), die allerdings altersbedingt und nicht heilbar ist. Vor allem bei älteren Männchen ist darüber hinaus eine Vergrößerung der Nieren (zystöse Nephropathie) festzustellen, die ebenfalls nicht behandelbar ist.

### 6.7.6 Neurologische Symptome

Erkrankungen des zentralen Nervensystems sind bei Wanderratten selten zu finden. Eine Mittel- (*Otitis media*) oder Innenohrentzündung (*Otitis interna*) kann aber gelegentlich auch zu einer Entzündung des Gehirns (Enzephalitis) führen. An solchen Infektionen beteiligt sind häufig Mykoplasmen (*Mycoplasma pulmonis*), Bazillus-Vertreter (*Bacillus actinoides*) oder Pasteurella- oder Streptococcus-Arten. Bedingt durch die Ohr-entzündung halten die Tiere den Kopf schief, so dass die betroffene Kopfseite nach unten zeigt (Torticollis). In schwereren Fällen drehen sich die betroffenen Tiere auch ständig im Kreis. Die Behandlung durch den Tierarzt besteht in einer Gabe entsprechender Antibiotika.

Mitunter treten bei Wanderratten auch Tumore in der Hirnanhangsdrüse (Hypophysentumore) auf, die mit einem Hervorquellen der Augen, Koordinationsstörungen (Ataxien) bis hin zu leichten oder vollständigen Lähmungserscheinungen (Paresen bis Paralyse) einhergehen können. Eine Behandlung ist nicht möglich.

Ähnliche Symptome treten auch bei Rückenmarkstumoren, bei der altersbedingten Degeneration des Rückenmarks sowie mitunter auch bei einem Vitamin B<sub>1</sub>-Mangel auf. Im letzteren Fall kann durch die zusätzliche Gabe von Vitamin B<sub>1</sub> (welches eigentlich durch die Caecotrophie des Blinddarmkots in ausreichenden Mengen aufgenommen wird) ein Verschwinden der Lähmungserscheinungen herbeigeführt werden. Eine Behandlung von

Rückenmarkstumoren und der altersbedingten Degeneration des Rückenmarks ist dagegen nicht möglich.

### 6.7.7 Herz- und Kreislauferkrankungen

Herz- und Kreislauferkrankungen sind bei Wanderratten selten und betreffen in der Regel nur sehr alte Tiere (18 Monate und älter). Ansonsten können Tiere, bei denen ein Eingriff unter Narkose durchgeführt wurde, bis zu einer Woche nach der Operation noch Kreislaufprobleme bekommen.

Auf eine Herzerkrankung können blasse oder bläulich (zyanotisch) verfärbte Schleimhäute, Ohren, Füße oder Schwanz hindeuten. Mitunter tritt eine solche Verfärbung aber auch nach einem Schock ein. Mitunter kommt es auch zu Gewebeschwellungen (Ödembildung) am Unterkiefer und Hals, sowie in den Achselhöhlen oder zu einer Wasseransammlung in der Bauchhöhle (Bauchfellwassersucht oder Ascites). Die erkrankten Tiere leiden an Atemnot (Dyspnoe) und einem verlangsamten Herzschlag (Brachykardie mit 150 – 200 Herzschlägen pro Minute, normal sind 250 – 460 Schläge/Minute). Sind die Beschwerden altersbedingt, so ist eine Behandlung kaum möglich. Bei jüngeren Tieren wird der Tierarzt mitunter ACE-Hemmer verabreichen, um einer Herzinsuffizienz entgegen zu wirken. Der Halter sollte außerdem bei der Futterzusammenstellung auf eine natriumreduzierte Ernährung achten.

Als bakteriell verursachte Herzerkrankungen treten bei Wanderratten manchmal Entzündungen der Herzinnenwand und der Herzinnenhaut (Endokarditis) oder des Herzmuskels (Myokarditis) auf. Als Auslöser einer Endokarditis kommt unter anderem eine bakterielle Bronchopneumonie in Betracht, die eine Embolie verursachen und so eine Infektion der Herzinnenhaut oder -wand begünstigen kann. Behandelt wird in der Regel die Primärursache, die die Endokarditis ausgelöst hat.

An der Entstehung einer Myokarditis ist bei der Wanderratte mitunter *Clostridium piliformis*, der Erreger der *Tyzzers Disease*, beteiligt. Aber auch

die meisten älteren Tiere erkranken an einer Myokarditis, ohne daß jedoch Symptome sichtbar werden. Begünstigt wird eine solche Alters-Myokarditis durch starkes Übergewicht oder dem Vorliegen einer Nierenerkrankung. Eine Behandlung durch entsprechende Antibiotika muss durch einen Tierarzt erfolgen. Bei älteren Tieren kann eine Vermeidung von Übergewicht das Risiko einer Myokarditis verringern.

### 6.7.8 Erkrankungen des Bewegungsapparates

Verschiedene bakterielle Erreger können bei der Wanderratte zu einer Abszessbildung in den Gelenken des Bewegungsapparates führen. Häufig zu finden sind hier *Staphylococcus aureus*, *Corynebacterium kutscheri* (Erreger der Pseudotuberkulose, siehe Kapitel 6.7.3, S. 228), *Mycoplasma arthritidis* oder auch verschiedene Streptokokken-Vertreter. *S. aureus* und *C. kutscheri* sind auch häufiger an der Ausbildung von Sohlengeschwüren (Pododermatitis) beteiligt (vergl. Kapitel 6.7.4, S. 230). Alle diese Erreger verursachen eine z.T. eitrig-Entzündung der Gelenke (Polyarthritiden). Die betroffenen Tiere lahmen mehr oder weniger stark und zeigen eine Bewegungsunlust, da die geschwollenen Gelenke schmerzen. Die Behandlung durch den Tierarzt besteht in der Regel in einer Spaltung der Abszesse und deren Säuberung, sowie in der Gabe eines geeigneten Antibiotikums. Dabei sollte darauf geachtet werden, dass die Behandlung so lange fortgeführt wird, bis die Entzündung vollständig abgeklungen ist.

Altersbedingt kommt es bei Wanderratten häufig zur Bildung von Tumoren der Hirnanhangsdrüse (Hypophysentumore) oder zu einer Degeneration des Rückenmarks. Diese Erkrankungen werden von teilweisen oder vollständigen Lähmungserscheinungen (Paresen bzw. Paralysen) begleitet, die für das betroffene Tier aber in der Regel schmerzlos sind (siehe auch Kapitel 6.7.6, S. 233). Eine Behandlung dieser Erkrankungen ist nicht möglich.

### 6.7.9 Erkrankungen des Geschlechtsapparates

Bei jungen, männlichen Wanderratten kann eine bakteriell bedingte Abszessbildung der Präputialdrüsen auftreten. Verursacht werden solche Abszesse in der Regel von *Pasteurella pneumotropica* (siehe auch Kapitel 6.7.2, S. 226) oder *Staphylococcus aureus*. Ein Präputialdrüsenabszess äußert sich meistens durch eine beidseitige Schwellung am Penis der erkrankten Tiere (nicht zu verwechseln mit den Hoden), aus der manchmal spontan Eiter durch die Haut nach außen austritt. In der Regel wird der behandelnde Tierarzt eine Punktion der Schwellung durchführen, um eine Tumorbildung auszuschließen. Der Abszess wird dann gespalten und sorgfältig gereinigt und das Tier erhält anschließend ein geeignetes Antibiotikum.

Bissverletzungen in das Skrotum bei aggressiven Auseinandersetzungen männlicher Wanderratten können zu einer Infektion und anschließender Abszessbildung führen. Auch hier erfolgt eine Behandlung mit entsprechenden Antibiotika. In sehr schweren Fällen, etwa bei einer verschleppten Infektion, kann eine Kastration bei dem erkrankten Tier angeraten sein.

Die krankhaften Veränderungen der weiblichen Geschlechtsorgane der Wanderratte umfasst eine Blut- oder Schleimansammlungen in der Gebärmutter (Hämometra bzw. Mukometra) und eine, von *Mycoplasma pulmonis* oder *Pasteurella* ausgelöste eitrig-Entzündung (Pyometra), die alle mit einem Vaginaausfluss verbunden sind. Da eine Gabe von Antibiotika hier kaum Erfolg zeigt, ist eine vollständige Entfernung der Gebärmutter und der Eierstöcke (Ovariohysterektomie) oftmals die einzig mögliche Behandlung.

Neben einer bakteriellen Entzündung des Gesäuges (Mastitis, siehe Kapitel 6.7.4, S. 230) treten bei vielen weiblichen Wanderratten (je nach Stamm bei bis zu 50 % der Weibchen) Gesäugetumore (Mammatumore) auf. Die Tumore können dabei so groß werden, dass die betroffenen Tiere in ihrer Fortbewegung behindert sind. Oftmals zeigen die Tiere auch Appetitlosigkeit (Anorexie). Als Behandlungsform bleibt häufig nur die operative Entfernung des Gesäuges. Wie sich gezeigt hat, verringert

eine energiereduzierte Ernährung der Tiere in den ersten 7 Wochen nach der Entwöhnung deutlich das Risiko von Gesäugetumoren.

#### 6.7.10 Erkrankungen des Auges

Bei kranken, alten oder sonst wie gestressten Wanderratten kann es zu einer vermehrten Stimulierung der Harderschen Drüsen kommen, welche dann verstärkt die rötlich gefärbten Porphyrine sezernieren. Vor allem eine Mykoplasmeninfektion aber auch eine Infektion der Speicheldrüsen, verursacht eine solche Porphyrin-Überproduktion (Chromodakryorrhoe). Dies erweckt den Eindruck, als produzieren die betroffenen Tiere blutige Tränen. Vor allem bei hell gefärbten Tieren fällt außerdem eine rötliche Verfärbung des Fells im Bereich der Augen, der Nase sowie an den Unterarmen und Händen auf. Die Behandlung erfolgt entsprechend der Feststellung der Ursache durch einen Tierarzt. Falls die Chromodakryorrhoe stressbedingt ist, so müssen die Stress auslösenden Ursachen durch den Halter abgestellt werden.

Eine Bindehautentzündung (Konjunktivitis) oder eine Hornhautentzündung (Keratitis) können bei der Wanderratte verschiedene Ursachen haben. Bei beiden sind häufig bakterielle Erreger wie *Pasteurella pneumotropica* oder *Staphylococcus aureus* an der Entstehung beteiligt. Auch eine Infektion mit dem SDA-Virus (Sialodacryoadenitis, siehe Kapitel 6.7.2, S. 226) kann mitunter eine Binde- oder Hornhautentzündung bewirken. Ein diagnostisches Merkmal für eine SDA-Infektion ist eine Augenvereiterung (Panophthalmie) verbunden mit einem Hervorquellen des Augapfels. Eine Konjunktivitis kann außerdem noch als Folge einer Mykoplasmeninfektion entstehen. Oftmals wirken noch Haltungsfehler wie beispielsweise Zugluft begünstigend bei der Entstehung einer Augenentzündung mit. Auch eine ernährungsbedingte Unterversorgung mit Vitamin A kann sich vor allem bei Jungtieren begünstigend auf die Entstehung einer Bindehautentzündung auswirken. Ebenso können kleinere Verletzungen an Horn- oder Bindehaut schnell zu entzündlichen Veränderungen führen. Die Behandlung erfolgt durch eine tägliche Gabe von antibiotischen Augentropfen oder -salben nach Absprache mit dem Tierarzt. Günstig auf den Heilungsprozess wirkt außerdem

eine dunkle, ruhige Umgebung. Die Haltings- oder ernährungsbedingten Ursachen für die Entstehung der Erkrankung sind vom Halter abzustellen. Bei sehr schweren Verletzungen des Auges kann eine vollständige Entfernung des Augapfels (Enukleation) nötig werden, um das Durchbrechen einer bakteriellen Infektion in das Gehirn zu vermeiden. In einem solchen Fall wird der Tierarzt dem erkrankten Tier auch ein geeignetes Antibiotikum verabreichen.

Bei albinotischen Wanderratten können bereits Lichtstärken von mehr als 20 Lux, bei normal gefärbten Tieren von mehr als 60 Lux auf Dauer zu irreversiblen Schädigungen der Netzhaut (Retinadystrophie) bis hin zu einer völligen Erblindung führen (zum Vergleich: eine normale Zimmerbeleuchtung erreicht etwa 800 Lux). Als vorbeugende Maßnahme ist vom Halter dafür zu sorgen, dass den Tieren ausreichend dunkle Versteckmöglichkeiten zur Verfügung stehen und der Käfig nicht zu hell aufgestellt wird.

#### 6.7.11 Virale Erkrankungen

Die möglichen viralen Erkrankungen sind bereits in den vorhergehenden Kapiteln unter den Symptomen abgehandelt worden, die das jeweilige Virus hervorruft. Am häufigsten erkranken Wanderratten an einer Infektion mit dem SDA-Virus (Sialodacryoadenitis, siehe die Kapitel 6.7.2, S. 226 und 6.7.10, S. 235), mit dem Sendaivirus (vergl. Kapitel 6.7.2, S. 226) sowie mit Rota- und Adenoviren (siehe Kapitel 6.7.3, S. 228). Zu beachten ist, dass sich die Behandlung von Viren in den meisten Fällen nur auf die Bekämpfung von bakteriellen Sekundärinfektionen beschränken kann, da es gegen die Viren selber so gut wie keine Medikamente gibt.

# Kapitel 7

## Hausmaus

### 7.1 Historie

Obwohl die Hausmaus (*Mus musculus*) als Begleiter des Menschen, als Heimtier sowie als Labortier in der wissenschaftlichen Forschung nahezu jedem Menschen bekannt ist und durch den Menschen eine nahezu weltweite Verbreitung erfahren hat, wird in wissenschaftlichen Kreisen auch heute noch lebhaft über die zoologische Systematik dieser Art diskutiert. Ebenso wenig ist letztendlich geklärt, welche Wildform der Vorläufer der domestizierten Form der Hausmaus ist. Einigkeit besteht darüber, dass domestizierte Hausmäuse von der Gattung „Mus“ aus der Familie der Echten Mäuse (Muridae) abstammen. Spätestens hier enden aber die Gemeinsamkeiten der unterschiedlichen wissenschaftlichen Standpunkte.

Der bislang älteste, fossil nachgewiesene Vertreter der Echten Mäuse ist die ausgestorbene Gattung *Antemus* aus dem Mittleren Miozän Südostasiens (Chinji-Stufe vor etwa 13 – 11 Millionen Jahren). Die ältesten bekannten Muriden-Vertreter aus Europa und Nordafrika sind die beiden ebenfalls ausgestorbenen Gattungen *Progonomys* und *Parapodemus* aus dem Jüngeren Miozän (Vallesium-Stufe vor etwa 11 – 8,7 Millionen Jahren), die wahrscheinlich aus dem südlichen Asien eingewandert sind. Relativ sicher ist, dass *Progonomys* ein Nachfolger von *Antemus* sein muss.

Die Gattung *Mus* ist nach neueren Erkenntnissen (zusammen mit der Gattung *Apodemus* – Waldmäuse i.w.S.) wohl die älteste lebende Gattung der Familie der Echten Mäuse (Muridae) und mit den etwa 38 aktuell unterschiedene Arten auch eine der

### Steckbrief Hausmaus

Kopf-Rumpf-Länge:	bis 10 cm
Gewicht:	max. 30 g
Zahnformel:	$\frac{1003}{1003}=16$
Ernährung:	vegetarisch/animalisch
Sozialverhalten:	Familiengruppen
Wurfgröße:	4 – 8 (bis 19) Jungtiere
Wurfanzahl pro Jahr:	max. 10 Würfe/a
Tragzeit:	19 – 21 Tage
Entwöhnung nach	25 – 30 Tagen
Geschlechtsreife:	40 - 90 Tage
Lebenserwartung:	1,5 – 4 Jahre

artenreichsten Gattungen dieser Familie. Noch Anfang der 1990iger Jahre ging man davon aus, dass es sich bei *Mus* um die jüngste Gattung der Muriden handelt. Es wurden dann allerdings in Europa Skelettreste (Backenzähne) gefunden, die denen der rezenten *Mus* sehr ähnlich sind und die auf die Zeit vor 11 – 10 Millionen Jahren (Vallesium-Stufe) datiert wurden. Daher wird heute davon ausgegangen, dass die Gattung *Mus* schon viel länger als bislang angenommen existiert.

Wurde früher davon ausgegangen, dass die Gattungen *Mus* und *Rattus* näher miteinander verwandt sind, so besteht bei den Systematikern heute weitestgehend Einigung darüber, dass *Mus* und *Apodemus* näher miteinander verwandt sind als *Mus* und *Rattus*. Dazu passen auch Befunde, nach denen eine Trennung von *Rattus* und *Mus* auf eine Zeit vor etwa 10 Millionen Jahren (Jüngeres Mio-

zän) datiert wird.

Eine Vielzahl an Fossilfunden der Gattung *Mus* gibt es aus der Zeit am Übergang vom Pliozän zum Pleistozän (vor etwa 1,8 Millionen Jahren) aus Zentralasien. Bereits seit dem Mittleren Pleistozän (zwischen 478 100 und 126 000 Jahren vor heute) ist die Gattung *Mus* aber bereits natürlicherweise im südlichen Europa bzw. den Mittelmeerlandern vertreten. Der nachweislich erste Vertreter der Gattung *Mus* ist mit der Art *Mus auctor* aus dem heutigen Pakistan bekannt, wobei dieser Fund auf die Zeit vor etwa 5,7 Millionen Jahren datiert wird (Siwalke-Sedimente des Jüngeren Miozäns). Höchstwahrscheinlich liegt der Ursprung der Gattung *Mus* aber noch weiter zurück, da vermutet wird, dass *Mus* von asiatischen *Progonomys* abstammt. Auch dies deutet auf ein relativ hohes Alter der Gattung *Mus* hin (s.o.).

Die Hausmaus wird in der Regel als *Mus musculus* angesprochen. Als unmittelbarer Vorläufer der Hausmaus wird die Art *Mus linnaeus* angesehen, die fossil im nördlichen Indien in Bodenschichten aus dem späten Pliozän (vor etwa 2 Millionen Jahren) nachgewiesen wurde. Die Hausmaus *Mus musculus* selber tritt fossil erstmals im Pleistozän (zwischen 1,8 Millionen – 11 780 Jahren) im Osten Chinas (Shandong-Region) in Erscheinung.

Da, wie oben bereits angedeutet, 11 – 10 Millionen Jahre alte, hausmausähnliche Skelettfunde aus Europa bekannt sind, wird aber angezweifelt, dass dies auch der Entstehungsort der Hausmäuse ist. Momentan werden zwei Modelle des evolutiven Ursprungs der Hausmaus diskutiert. Laut dem ersten Modell traten die ersten Hausmäuse im nördlichen Indien auf und verbreiteten sich von hier aus mehr oder weniger zeitgleich in die umliegenden Gebiete. Unterstützt wird diese Vermutung dadurch, dass die Gattung *Mus* als Ganzes in dieser Region Ende des Pliozäns und Anfang des Pleistozäns die höchste Diversität aufwies und dass aktuell die Art *Mus musculus* in dieser Region genetisch am stärksten differenziert ist. Nach Annahme dieses Modells ist die Unterart *M. musculus castaneus* (s.u.) der Ausgangspunkt für die Differenzierung der heutigen Hausmäuse.

Das zweite Modell dagegen vermutet den Entstehungsort der Hausmaus im Bereich von Euphrat und Tigris im westlichen Asien (heutiger Nordwest-Irak und heutiges Nordost-Syrien) und damit im Verbreitungsgebiet von *M. musculus domesticus* (s.u.). Von hier aus soll zunächst eine Ausbreitung nach Süden in die Arabische Halbinsel erfolgt sein und zeitlich versetzt dann auch nach Osten und Norden.

Beide Modelle beruhen jeweils auf plausiblen Annahmen, so dass auf Grund des momentanen Wissensstandes keines der beiden als falsch ausgeschlossen werden kann.

Nach Europa ist die Hausmaus wahrscheinlich erst in dem auf das Pleistozän folgende Holozän (11 700 Jahre – heute) gelangt, wobei hierbei der Mensch eine nicht unerhebliche Rolle gespielt hat (siehe auch Kapitel 7.1.1, S. 240). Westeuropa hat die Hausmaus erst in der Eisenzeit zwischen 1 000 Jahre v. Chr. und 300 Jahre n. Chr. erreicht. Die ältesten Besiedlungsnachweise stammen dabei von Korsika und den Balearen (etwa 1 000 Jahre v. Chr.) und etwas später auch aus Spanien und Frankreich (zwischen dem 600 und 400 Jahre v. Chr.). Die Besiedlung Osteuropas durch die Hausmaus erfolgte dagegen schon wesentlich früher etwa in der Zeit zwischen 4 000 und 3 000 Jahre v. Chr.

Die Hausmaus wurde im Laufe ihrer wissenschaftlichen Erforschung je nach Herkunftsgebiet und äußerem Erscheinungsbild wiederum in mehrere – zeitweise bis zu 133 – Unterarten eingeteilt, die dann wieder zu Unterartengruppen zusammengefasst wurden. Aktuell werden von den meisten Autoren jedoch nur drei bis vier relativ deutlich getrennte Unterarten von *Mus musculus* unterschieden. Dies sind *Mus musculus castaneus*, *Mus musculus domesticus*, *Mus musculus musculus* und – mit einiger Unsicherheit – *Mus musculus bactrianus* (mitunter wird auch noch eine fünfte Form, *Mus musculus gentilulus*, der Hausmaus zugerechnet).

Nach der abweichenden Auffassung einer Reihe anderer Autoren wird diesen vier Unterarten jedoch jeweils Artstatus zugesprochen (und diese dann als *M. castaneus*, *M. domesticus*, *M. musculus* bzw.

*M. bactrianus* bezeichnet) und die einzelnen Arten werden dann wiederum in eine ganze Reihe von weiteren Unterarten unterteilt. Für die Trennung der vier Formen als unabhängige Arten spricht nach Ansicht dieser Autoren die Tatsache, dass jede dieser vier Formen eine große geographische Variabilität aufweist, die sich vor allem in mehr oder weniger stark ausgeprägten Unterschieden in der Morphologie (Körpergröße, Schwanzlänge u.a.) und der Färbung der Tiere äußert. Dieser Variabilität kann durch eine weitere Unterteilung in Unterarten bei dieser taxonomischen Einteilung Rechnung getragen werden.

Gegen eine Einteilung in eigenständige Arten spricht allerdings, dass sich alle vier Formen – zumindest im Labor – uneingeschränkt miteinander kreuzen lassen und fruchtbare Nachkommen hervorbringen können und damit nach einer allgemeinen zoologischen Definition eher als Vertreter einer einzigen Art anzusehen wären.

Die Differenzen bei der taxonomischen Zuordnung der Hausmaus sind zum einen darin begründet, dass sich diese Art auf Grund der geringen Körpergröße nur sehr schwer fossil nachweisen lässt (dies gilt auch für viele andere Kleinsäugetiere). Bei der Einteilung der Hausmaus in Unterarten kommt erschwerend hinzu, dass diese Art sehr stark zur Bildung von chromosomalen Rassen neigt (v.a. bei *domesticus*). Dabei kommt es – bedingt durch die Chromosomenform – zu einer Verschmelzung von zwei Chromosomen an deren Enden (Robertson'sche Chromosomenfusion) und damit zu einer Reduktion der Chromosomenanzahl (ursprünglich  $2n = 40$ ). Eine solche Verschmelzung kann immer nur zwischen zwei Chromosomen erfolgen, es können aber – mit Ausnahme der Geschlechtschromosomen – alle Chromosomen davon betroffen sein, so dass bei einzelnen Individuen auch mehrere Chromosomenpaare verschmolzen sein können. Ein bekanntes Beispiel für eine solche chromosomale Rasse ist die fast schwarz gefärbte Tabakmaus aus dem Kanton Graubünden im Osten der Schweiz mit einem reduzierten Chromosomensatz von  $2n = 26$  durch sieben Verschmelzungen von jeweils einem Chromosomenpaar. Auf Grund der morphologischen und chromosomalen Abweichungen wurde die Tabakmaus z.T. als eigene Art (*Mus poschiavi-*

*nus*) bzw. als eigene Unterart der Hausmaus (*Mus musculus poschiavinus*) klassifiziert, obwohl es sich dabei lediglich um eine chromosomale Rasse von *M. m. domesticus* handelt.

Die vier oben genannten Unterarten (*domesticus*, *musculus*, *castaneus* und *bactrianus*) zeigen eine relativ deutliche geographische Trennung, wobei heute jedoch davon ausgegangen wird, dass alle vier Unterarten durch einen signifikanten Genfluss miteinander verbunden sind.

Am weitesten nach Westen vorgedrungen ist die Unterart *M. m. domesticus*, die von West-Europa und Nord-Afrika, über den Kaukasus, Iran, Afghanistan, Pakistan und Nord-Indien bis nach Nepal hin zu finden ist (wobei das Vorkommen in Afghanistan, Pakistan, Nord-Indien und Nepal nicht unumstritten ist). Auch die meisten Mittelmeerinseln werden von dieser Unterart besiedelt.

Nach Nordosten an das Verbreitungsgebiet von *domesticus* anschließend kann die Unterart *M. m. musculus* angetroffen werden. Diese ist in Skandinavien, Zentral- und Ost-Europa, der Ukraine, Turkmenistan, Südwest-Georgien, dem nördlichen Iran, Nord-Afghanistan, dem nördlichen Asien sowie der Mandschurei, Korea und Japan zu finden. Auch auf Madagaskar kommt *M. m. musculus* vor, wobei aber davon ausgegangen wird, dass die Besiedlung dieser Insel von der Arabischen Halbinsel aus durch den Menschen vermittelt wurde und nicht auf natürlichem Wege erfolgt ist.

Die Verbreitung von *M. m. castaneus* erstreckt sich über Zentral- und Südost-Asien, Japan, Taiwan, Neu Guinea, Molukken sowie die Marianen-Inseln im Pazifischen Ozean.

Die vierte Unterart, *M. m. bactrianus*, ist erst seit Anfang 1980 aus Afghanistan bekannt geworden. Eine Abtrennung dieser Unterart erfolgte auf Grund molekularbiologischer Untersuchungen, wobei allerdings nicht vollständig sicher ist, ob es sich hierbei tatsächlich um eine eigenständige Unterart handelt. Eventuell sind die Tiere auch nur genetisch leicht abweichende Vertreter von *M. m. domesticus*



(ähnlich den oben bereits erwähnten chromosomalen Rassen), mit denen sie sich ihr Verbreitungsgebiet teilen.

Die Unterart *M. m. gentilulus* ist bislang nur aus dem Jemen bzw. der Arabischen Halbinsel bekannt. Auch diese Form wurde hauptsächlich auf Grundlage molekularbiologischer Daten von den übrigen Unterarten abgetrennt, wobei sie sich allerdings auch morphologisch durch ihre geringe Körpergröße deutlich von den anderen Formen unterscheidet.

Zwischen den Verbreitungsgebieten der einzelnen Unterarten gibt es Kontaktzonen, in denen jeweils zwei Unterarten aufeinandertreffen. Dabei sind diese Kontaktzonen über lange Zeit stabil, ohne dass es zu einer großflächigen Vermischung oder gar Auflösung der beiden aufeinandertreffenden Unterarten kommt. Nur im unmittelbaren Bereich dieser Kontaktzone kommt es zu einer Hybridisierung zwischen den Tieren der beiden Unterarten, weshalb diese Grenze auch als Hybridzone bezeichnet wird.

Relativ gut untersucht ist die Kontaktzone zwischen *domesticus* und *musculus* in Europa, die von Jütland in Dänemark bis nach Bulgarien reicht und sich im Kaukasus (Georgien, Aserbaidschan) weiter fortsetzt. In Deutschland verläuft diese Grenze entlang der Elbe, ab Chemnitz entlang der Zwickauer Mulde, südlich der Donau über Regensburg und südlich von München entlang der Isar. Von einigen Autoren wird vermutet, dass die Ausbildung der Kontaktzone zwischen den beiden Unterarten zumindest in Deutschland auf das Aufeinandertreffen zweier Klimazonen (Westen: atlantisch, Osten: kontinental) zurückzuführen ist. Es wird vermutet, dass *musculus* eher an ein kontinentales Klima (heiße, trockene Sommer und kalte, trockene Winter) angepasst ist und *domesticus* an ein atlantisches Klima (feuchte, mäßig warme Sommer und feuchte, mäßig kalte Winter). Es sei an dieser Stelle aber erwähnt, dass einerseits über den geographischen Verlauf dieser Kontinentalitätsgrenze je nach Autor und je nach verwendetem Klimaelement differierende Ansichten herrschen, andererseits aber keiner dieser Autoren die Elbe als Grenze zwischen atlantischem und kontinentalem Klima annimmt. Darüber hinaus können auch weite Bereiche im Verbreitungsgebiet von *domesticus* (z.B. in Spanien und

im südwestlichen Frankreich) als Gebiete mit kontinentalem Klima gelten.

Insgesamt erstreckt sich die Kontaktzone zwischen den beiden Unterarten von Dänemark bis Bulgarien über eine Distanz von etwa 1200 km. Westlich dieser Grenze kommen nur Vertreter von *domesticus* und östlich dieser Grenze nur Vertreter von *musculus* vor (eine Ausnahme bildet hier Berlin, wo nur *domesticus* vorkommt, obwohl die Stadt eigentlich im Verbreitungsgebiet von *musculus* liegt). In Deutschland erreicht diese Kontaktzone, in der es zu einer Hybridisierung zwischen *domesticus* und *musculus* kommt, eine Breite von etwa 40 – 50 km, während sie weiter nach Südosten hin, etwa in Bulgarien, mit 16 km viel schmaler ist. Wegen der sukzessiven Ausbreitung von *musculus* (über Südosteuropa nach Nordosteuropa) und *domesticus* (über den Mittelmeerraum nach Westeuropa) weist die Kontaktzone auch im südöstlichen Teil ein viel höheres Alter (etwa 6 000 Jahre) als im nordwestlichen Teil auf (lediglich ca. 250 Jahre). Tendenziell scheint sich die Kontaktzone also mit zunehmendem Alter eher zu stabilisieren (d.h. schmaler zu werden), als dass es zu einer Vermischung der Unterarten kommt (noch weiter südöstlich, im Kaukasus, soll die Kontaktzone nach anderen Quellen allerdings mit etwa 300 km wiederum sehr viel breiter sein als in Bulgarien). Es scheint also einen selektiven Druck zu geben, der eine Hybridisierung von *domesticus* und *musculus* verhindert. Wie Freilanduntersuchungen zeigen, sind die Hybriden stärker von Endoparasiten befallen als jede der beiden Unterarten für sich. Außerdem kommt es bei den Hybriden sehr viel häufiger zu genetischen bzw. chromosomalen Defekten als bei den beiden Ausgangsformen.

Ähnliche, aber längst nicht so detailliert untersuchte Kontaktzonen sind auch zwischen *M. m. musculus* und *M. m. castaneus* in der Sichuan-Provinz im Südwesten Chinas und zwischen *M. m. domesticus* und *M. m. castaneus* in Nordwestindien ausgebildet. Über die Länge dieser Hybridzone und deren genauem Verlauf besteht aber noch weitestgehend Unklarheit.

### 7.1.1 Domestikation

Auf Grund der Unsicherheiten in Bezug auf die taxonomische Einteilung von *Mus musculus* ist auch die Herkunft der Hausmäuse, die in menschlicher Obhut als Heimtiere oder auch als Labortiere gehalten werden, nicht ganz klar. Zunächst wurde angenommen, dass es sich bei diesen domestizierten Formen um Nachkommen von *Mus musculus domesticus* handelt, die auf Grund ihrer Lebensweise in enger Nachbarschaft des Menschen irgendwann zu Heimtieren domestiziert wurden. In einigen älteren Publikationen wurde dagegen *Mus musculus musculus* als Vorläufer der domestizierten Formen angenommen.

Auf Grund neuerer Untersuchungen wird aktuell jedoch davon ausgegangen, dass es sich bei den domestizierten Tieren um eine Mischung aus *Mus musculus domesticus*, *M. m. musculus* und *M. m. castaneus* handelt. Eine der frühesten Formen der Hausmaus-Haltung ist aus Japan bekannt, wo alle diese drei Unterarten wildlebend zu finden sind und sich auch die Wildformen bereits vermischt haben. In Japan ist vor allem eine Hybridisierung von *M. m. musculus* und *M. m. castaneus* im Freiland zu beobachten (wobei diese Hybriden dann zum Teil als eigenständige Unterart *M. m. molossinus* angesprochen wurden). Von Japan aus erfolgte dann vermutlich die Verbreitung der domestizierten Formen nach Europa und von hier aus in den Rest der Welt.

Als eine Voraussetzung für die Etablierung der Hausmaus als Heimtier wird das Verhalten der Tiere angesehen, die sich ähnlich wie die Wander- und die Hausratte von sich aus eng an den Menschen anzuschließen. Die Nutzung von, durch den Menschen geprägten Lebensräumen wird allgemein als Kommensalismus oder Synanthropismus bezeichnet. Bei der Hausmaus zeigen vor allem die drei Unterarten *domesticus*, *musculus* und *castaneus* einen ausgeprägten Synanthropismus. Dabei ist es aber keineswegs so, dass die Tiere nicht auch im Freiland problemlos überleben könnten. Die frühere Einteilung, nach der die Vertreter von *domesticus* ausschließlich in Gebäuden und Vertreter von *musculus* zumindest im Sommer im Freiland anzutreffen sind, ist so strikt nicht zutreffend. Zwar hat sich *domesticus* – im Gegensatz zu *musculus* – relativ eng an

den Menschen angeschlossen, es gibt aber auch Populationen von *domesticus*, die unter recht widrigen Umweltbedingungen ganzjährig im Freiland anzutreffen sind. Ebenso gibt es Populationen von *musculus* im nördlichen Skandinavien, die auf Grund des rauen Klimas z.T. ganzjährig in Gebäuden leben. Allerdings ist die Ausbreitung von *domesticus* nach Westeuropa zu einem sehr großen Teil eben auf diesen Synanthropismus zurückzuführen, wohingegen *musculus* bei der Ausbreitung nach Nordwesten wahrscheinlich weniger auf den Menschen angewiesen war, sondern vermutlich eher von der Klimaerwärmung im Neolithikum zum Ende der Würm-Kaltzeit vor etwa 10 000 Jahren profitiert hat.

Die spätere weltweite Verbreitung der Hausmaus ist, ebenso wie die der Haus- und der Wanderratte, gleichfalls auf den ausgeprägten Synanthropismus zurückzuführen, da die Tiere durch den zunehmenden Warentransport der Menschen über große Distanzen (z.B. nach Nordamerika oder auch Australien) in nahezu jede Region dieser Welt gelangen konnten.

Es ist nicht ganz klar, ob die Differenzierung der Unterarten der Hausmaus auf Grund der Herausbildung des Synanthropismus erfolgte, oder ob die Unterarten unabhängig von diesem Ereignis entstanden sind. Es ist auch nicht ganz klar, ob der Synanthropismus der Hausmaus eventuell mehrfach unabhängig voneinander entstanden ist. So wird vermutet, dass der Kommensalismus der Unterart *domesticus* seine Entstehung der Sesshaft-Werdung des Menschen und der Entwicklung des Ackerbaus im „Fruchtbaren Halbmond“ im Norden des heutigen Syriens und des Iraks zwischen den beiden Flüssen Euphrat und Tigris (das ehemalige „Zweistromland“ oder Mesopotamien) verdankt. Von hier aus soll dann die oben bereits erwähnte Ausbreitung von *domesticus* in Richtung Westen nach Nordafrika und Westeuropa mit Hilfe des Menschen erfolgt sein. Neben der Entwicklung und Verbreitung der Landwirtschaft und der damit verbundenen Vorratshaltung von Lebensmitteln (v.a. von Getreide), hat wohl vor allem das Leben der Menschen in festen Unterkünften sowie der sich mehr und mehr entwickelnde Warenverkehr zu Land und vor allen Dingen zu Wasser einen großen Einfluss auf die

Verbreitung von *domesticus* gehabt. Der (Hemi-)Synanthropismus von *musculus* hat sich dagegen vermutlich in den Schwarzerde-Gebieten im südwestlichen Russland und der Ukraine nördlich des Schwarzen Meeres entwickelt. Dies ist aber wahrscheinlich nicht der Entstehungsort dieser Unterart, der weiter südöstlich vermutet wird. Der Entstehungsort des Kommensalismus der Unterart *castaneus* ist nicht genau bekannt, wird von einigen Autoren aber in Japan vermutet.

Obwohl die synanthropen Hausmäuse noch in keiner Form domestiziert sind, sondern lediglich menschliche Gebäude als Lebensraum für sich erobert haben, führte diese Veränderung des Lebensraums bereits zu morphologischen Änderungen bei den Tieren. Besonders auffällig ist hier der Verlust der Wildfärbung der Tiere mit einer Tendenz zur Verdunkelung der Fellfarbe. Einige Autoren meinten in der Vergangenheit auch eine Zunahme der Schwanzlänge bei kommensalen Hausmäusen beobachtet zu haben und eine Systematik, die lange Zeit als Standard galt, beruhte nahezu ausschließlich auf Unterschieden in der Fellfärbung und der Schwanzlänge. Eine solche taxonomische Einteilung ist allerdings hinfällig, da die Schwanzlänge (und z.T. auch die Größe der äußeren Ohrmuschel) alleine von klimatischen Bedingungen abhängig ist. So nimmt die Schwanzlänge und die Größe der Ohrmuschel von wärmeren zu kälteren Klimaten hin ab – ein Phänomen, welches auch bei vielen anderen Tierarten zu beobachten ist und in der Ökologie als ALLEN'sche Regel bezeichnet wird.

Die eigentliche „Domestikation“ der Hausmaus hat bereits eine sehr lange Geschichte und ist wahrscheinlich – ähnlich wie der Synanthropismus dieser Art (s.o.) – auch mehrfach unabhängig voneinander erfolgt. So wurden bereits im klassischen Altertum Hausmäuse auf Kosten des Staates in Tempelanlagen gehalten, die dem griechischen Gott Apollon geweiht waren. Reste eines solchen Tempels aus dem 2. Jahrhundert v. Chr. fanden sich noch bis etwa 1902 auf der heute zur Türkei zählenden Insel Bozcaada (griech. Tenedos). Dieser Tempel wurde von kretischen Teukrern erbaut, die wegen einer Hungersnot Kreta verließen und sich auf Grund der Weissagung eines Orakels an der Stelle niederließen, die ihnen von den „Erdgeborenen“ gezeigt wur-

de. Ob es sich bei diesen „Erdgeborenen“ – es wurde zu der Zeit allgemein davon ausgegangen, dass „Mäuse“ direkt aus der Erde entstehen – tatsächlich um Hausmäuse oder vielleicht doch eher um Feldmäuse (*Microtus arvalis*) gehandelt hat, ist nicht mehr nachzuvollziehen. Allerdings unterschied bereits ARISTOTELES (384 – 322 v. Chr.) Hausmäuse, Waldmäuse, Ratten und Feldmäuse voneinander und auch bei den später in dem Tempel des Apollon gehaltenen „Mäusen“ dürfte es sich um Hausmäuse gehandelt haben (laut ARISTOTELES waren einige dieser Tiere weiß, was ebenfalls eher auf Haus- als auf Feldmäuse hindeuten würde).

Die Verehrung Apollons, der auch Apollon Smintheus (etwa: Gott der Mäuse) genannt wurde und der oftmals zusammen mit einer (Feld-?)Maus dargestellt wird, lässt sich bis auf die Zeit um 1 400 v. Chr. zurückverfolgen, in der bereits pontische Griechen, die zu dieser Zeit in der heutigen nordöstlichen Türkei siedelten, diese Gottheit verehrten. Auch in der Ilias (wahrscheinlich um 750 v. Chr. entstanden) des griechischen Dichters HOMER findet Apollon Smintheus Erwähnung, allerdings als „Mäuse“- bzw. „Rattenverschlinger“, der den Bauern bei der Bekämpfung einer Feldmausplage auf deren Feldern geholfen haben soll. Der Kult um Apollon Smintheus und die Verehrung von (Haus-)Mäusen hielt sich etwa bis zur Zeit der Eroberung Konstantinopels (das heutige Istanbul) durch Mehmet II (1432 – 1481 n. Chr.) im Jahr 1453 n. Chr.; also immerhin etwa 2 800 Jahre.

Die Erwähnung von „Mäusen“ als Begleiter eines Gottes ist aber wohl noch viel älter und kann bis auf die hinduistischen Gottheiten Rudra (Sanskrit: „der Heulende“ oder „der Brüllende“, Gott der Stürme; später auch Shiva genannt) und Ganesha (Sanskrit: etwa „Herr der Scharen“) zurückverfolgt werden. Ganesha wird sogar häufig auf einer Maus (oder einer Ratte?) reitend dargestellt, wobei die Maus im Hinduismus als ein Symbol für Weisheit und Stärke gelten soll. Nach einer anderen Deutung steht die Maus für Begierde und Ganesha bezwingt diese Begierde indem er auf der Maus reitet. Auch im griechischen Drama gilt die Maus als ein Symbol für Begierde, aber auch für Zärtlichkeit.

Wie von PLINIUS DEM ÄLTEREN (23 – 79 n. Chr.) beschrieben, wurden in Rom – unter anderem – Mäuse von den Auguren zur Vorhersage der Zukunft benutzt (ein Augur war ein römischer Beamter, der den Willen der Götter zu deuten hatte). Dabei wurde das Verhalten der Tiere beobachtet und aus diesem Vorzeichen für die Zukunft gedeutet. Anders als von den Haruspices, also Priestern, die aus den Eingeweiden geschlachteter Tiere die Zukunft deuteten, wurden die beobachteten Tiere von den Auguren dabei nicht getötet. Wenn sich beispielsweise die Mäuse – vor allem wenn diese weiß waren – gut vermehrten, so wurde dies mit kommendem Wohlstand assoziiert (ähnliches galt auch schon für die Mäuse in den Tempeln zu Ehren von Apollon Smintheus).

Auch in China und Japan wurden (Haus-)Mäuse von den Menschen verehrt. In Japan beispielsweise ist eine Maus (manchmal auch die Ratte) der Botschafter des Gottes Daikoku, dem Gott des Wohlstandes.

Aber nicht in allen Kulturen stand man der Maus so positiv gegenüber. Oftmals galt sie als „böse“ oder war unerwünscht (höchstwahrscheinlich auf Grund des Schadens, den die kommensalen Formen an Lebensmittelvorräten anrichten konnten). In Ägypten war die Maus das Symbol für das Böse und Zerstörerische als Gegenpol zur Hauskatze. Auch im Aberglauben der Menschen spielt die Hausmaus eine Rolle. So wurden grau gefärbte Mäuse häufig mit etwas negativem, weiß gefärbte Mäuse dagegen mit etwas positivem in Verbindung gebracht. Das Auffinden einer toten weißen Maus galt wiederum als ein Zeichen dafür, dass sich in der Familie desjenigen, der das tote Tier gefunden hatte, bald ein Todesfall ereignen wird.

In Europa spielten Hausmäuse bzw. deren Blut oder auch Kot als „Heilmittel“ bereits sehr früh eine größere Rolle, so z.B. bei PLINIUS DEM ÄLTEREN, GALENOS VON PERGAMON (der noch bis weit in das Mittelalter hinein als medizinische Autorität anerkannte Arzt „Galen“, etwa 129 – 200 n. Chr.) und im Mittelalter bei HILDEGARD VON BINGEN (1098 – 1179 n. Chr.) oder bei ADAM LONITZER (auch als „Lonicerus“, 1528 – 1586 n. Chr. bekannt).

Auch die Heimtierhaltung der Hausmaus hat eine lange Tradition. So waren beispielsweise in China bereits im Jahr 100 v. Chr. gescheckte Mäuse als Heimtiere bekannt und seit etwa 80 v. Chr. wurden in Japan bereits „Tanzmäuse“ gehalten. Im Gegensatz dazu erfuhr die Heimtierhaltung von Hausmäusen in Europa erst im 19. Jahrhundert eine größere Verbreitung; beispielsweise in England mit der Gründung des „National Mouse Club“ im Jahr 1895. Im Jahr 1892 – also noch vor der Gründung des „National Mouse Club“ – wurden bei einer landwirtschaftlichen Ausstellung in Oxford bereits Hausmäuse gezeigt und schon zwei Jahre nach der Gründung des Clubs gab es in London eine Kleintierausstellung, bei der ausschließlich Hausmäuse gezeigt wurden.

In Europa sind Hausmäuse auch schon früh als Versuchstiere in der wissenschaftlichen Forschung eingesetzt worden. Einer der ersten Hinweise in dieser Richtung stammt aus dem Jahr 1664, als der englische Naturforscher ROBERT HOOKE (1635 – 1703) Hausmäuse bei seinen Untersuchungen zur Auswirkung eines sich ändernden Luftdrucks verwendete. Etwa 200 Jahre später um 1825 beschäftigte sich der Genfer Apotheker LOUIS COLADON mit den Gesetzmäßigkeiten der Vererbung und züchtete dazu eine große Anzahl an Hausmäusen. Seine Ergebnisse nahmen mehr oder weniger die MENDEL'schen Vererbungsgesetze vorweg, die der Augustinermönch JOHANN GREGOR MENDEL (1822 – 1884) im Jahr 1866 nach seinen Untersuchungen an Erbsen (*Pisum sativum*) veröffentlichte. Manche Autoren haben die Vermutung geäußert, dass auch GREGOR MENDEL zunächst mit Hausmäusen gearbeitet haben soll, diese Ergebnisse aber nicht verwendet hat, um nicht in Konflikt mit seinen kirchlichen Vorgesetzten zu geraten. Im ausgehenden Mittelalter und auch noch zu Beginn der Neuzeit galten Hausmäuse in kirchlichen Kreisen als „wollüstig“ und „triebhaft“ und vor allem höher gestellte kirchliche Würdenträger hielten sich diese Tiere um deren „sündhaftes“ Verhalten zu studieren.

Anfang des 20sten Jahrhunderts wurde dann mit der Etablierung der ersten Inzuchtlinie (Bezeichnung: DBA von den Färbungsvarianten „dilution“, „brown“ und „non-agouti“) der Hausmaus durch

CLARENCE C. LITTLE und WILLIAM E. CASTLE (beide Harvard University, Cambridge, Massachusetts, USA) der Grundstein für die Verwendung der Hausmaus als Versuchstier in der modernen wissenschaftlichen Forschung gelegt. Neben den Inzuchtlinien wurden später auch Auszuchtlinien, congene Stämme und Mutantenstämme etabliert, so dass heute nach Aussage einiger Autoren mehr als 20 000 Stämme der Hausmaus bekannt sind.

Bei diesen ersten Haltungsformen von Hausmäusen in Europa dürfte es sich fast ausschließlich um Tiere der Unterart *domesticus* gehandelt haben, während bei den frühen Haltungsformen in China und Japan wahrscheinlich Kreuzungen von *musculus* und *castaneus* gehalten wurden. Heutzutage wird es sich bei allen gehaltenen Hausmäusen, sowohl in der Heimtierhaltung als auch in der Versuchstierhaltung, um Hybriden aus allen drei Unterarten handeln (s.o.), da spätestens nach der Etablierung der Hausmaus in der modernen Forschung Tiere aus Japan (*musculus* und *castaneus*) mit solchen aus Europa (*domesticus*) gekreuzt wurden.

Wie vor allem für England belegt ist, wurden zur Züchtung der Hausmäuse etwa Mitte des 19. Jahrhunderts verschiedene Farbvarianten aus dem Fernen Osten in die bestehenden englischen Zuchten eingekreuzt. Diesem Umstand ist vor allem in der wissenschaftlichen Forschung lange Zeit nicht Rechnung getragen worden und lässt daher nach Ansicht mancher Wissenschaftler die Interpretation der Ergebnisse einiger Untersuchungen fragwürdig erscheinen, da sich die drei Unterarten physiologische, morphologisch und auch im Verhalten voneinander unterscheiden. Da kaum untersucht ist, welche Eigenschaft sich auf welche Unterart zurückführen lässt und da unterschiedliche Stämme z.T. unterschiedliche Anteile des genetischen Materials der drei Unterarten aufweisen, kann die Deutung von Versuchsergebnissen mitunter schwierig werden.

### 7.1.2 Auswirkungen der Domestikation

Bei der Hausmaus lässt sich sowohl zwischen den kommensalen und den nicht-kommensalen Wildtieren, als auch zwischen den domestizierten Formen

und den nicht-kommensalen Wildtieren eine Reihe von Veränderungen feststellen. Da der Synanthropismus ein erster Schritt auf dem Weg zur Domestikation der Hausmaus war, sollen an dieser Stelle auch die Unterschiede zwischen den wild- und den kommensal-lebenden Hausmäusen erwähnt werden.

Eine auffällige morphologische Veränderung bei den synanthropen Formen ist die oben schon erwähnte Tendenz zur Verdunkelung der Fellfarbe. Statistisch abgesichert ist ebenfalls eine Reduktion des Gesichtsschädels sowie eine Tendenz zum Verlust des dritten oberen Molars bei den synanthropen Hausmäusen. Da sich die Umwelt der als Kommensalen lebenden Hausmäuse in vielen Punkten von der der wildlebenden Hausmäuse unterscheidet, betreffen weitere Unterschiede zwischen diesen beiden Formen vorrangig solche umweltbezogenen Merkmale. So sind beispielsweise klimatische Faktoren wie die Umgebungstemperatur und Luftfeuchtigkeit sowie die Verfügbarkeit an Nahrungsressourcen für die Kommensalen relativ konstant, während diese Faktoren im Freiland einer mehr oder weniger stark ausgeprägten Saisonalität unterliegen (zumindest in den klimatisch gemäßigten Breiten). Dies führt dazu, dass die kommensalen Hausmäuse – im Gegensatz zu den freilebenden – in der Regel in höherer Populationsdichte zusammenleben, einen kleineren Aktionsraum haben, eine nur gering ausgeprägte Tendenz zum Abwandern zeigen (sowohl in der Häufigkeit als auch in den dabei zurückgelegten Entfernungen) und sich nahezu das ganze Jahr über fortpflanzen.

Auch in Bezug auf die Sozialstruktur sollen sich kommensale und wildlebende Hausmäuse unterscheiden, allerdings liegen hierzu widersprüchliche Angaben vor. Nach der Meinung einiger Autoren sollen die Kommensalen territorial organisiert sein, während das Zusammenleben wildlebender Hausmäuse hierarchisch in einer Dominanzstruktur organisiert sein soll. Von anderen Autoren wird exakt das Gegenteil behauptet. Hierzu ist anzumerken, dass die soziale Organisation einer Tierart im Allgemeinen sehr stark von der Verfügbarkeit und Verteilung der Ressourcen (Nahrung, Sexualpartner, Nistmöglichkeiten u.a.) und auch vom Raumangebot (v.a. bei kommensal lebenden Tieren bzw. bei Tieren in menschlicher Obhut) beeinflusst wird

(siehe hierzu auch Kapitel 7.5.1, S. 267). Darüber hinaus liegen für die Hausmaus so gut wie keine Beobachtungen an wildlebenden, nicht-kommensalen Populationen vor. Tendenziell dürften aber die Verhältnisse bei der Hausmaus ähnlich wie bei vielen anderen Kleinsäugetieren liegen, welche im Freiland bzw. bei größerem Raumangebot territorial organisiert sind, während es bei einem begrenzten Raumangebot zur Herausbildung einer Hierarchie kommt. Dies betrifft dann auch Hausmäuse in der Heimtierhaltung, die auf Grund der Haltung in räumlich begrenzten Käfigen ebenfalls eine Hierarchie ausbilden, aber normalerweise auf Grund des Platzmangels keine Territorien etablieren.

Bei einem direkten Vergleich von domestizierten mit wildlebenden Hausmäusen konnten einige weitere Verhaltensunterschiede beobachtet werden. So zeigten die domestizierten Tiere beispielsweise eine verminderte Aktivität und reagierten deutlich weniger auf Angst auslösende Reize mit Schreckreaktionen (Erstarren). Auch die Zeit, die die Tiere benötigen, um nach einer Fluchtreaktion wieder aus ihrem Versteck zu erscheinen, war bei den domestizierten Tieren geringer als bei den Hausmäusen aus dem Freiland. Allerdings wurde bei diesen Untersuchungen ebenfalls deutlich, dass die Haltungsbedingungen bzw. die Käfigausstattung einen großen Einfluss auf das Verhalten der Tiere haben. So reagierten beispielsweise domestizierte Hausmäuse, die in naturnah eingerichteten Käfigen gehalten wurden, ähnlich wie die Wildtiere (siehe hierzu auch Kapitel 7.6.2, S. 314).

Ähnlich wie bei der Wanderratte (vergl. Kapitel 6.1.2, S. 179) ist es auch bei der Hausmaus eigentlich falsch, von einer Domestikation der Tiere zu sprechen. Mit der Domestikation einer Tierart ist eigentlich immer eine genetische Fixierung bestimmter Merkmale, seien dies nun physiologische, anatomische, morphologische oder verhaltensbiologische Charakteristika, verbunden. Die Veränderungen, die die kommensalen oder als Heimtiere gehaltenen Hausmäuse auszeichnen, sind aber lediglich modifikatorischer Natur und bei einer Überführung solcher Tiere in das Freiland größtenteils reversibel. Das bedeutet, dass sich auch Hausmäuse, die als Heim- oder auch Labortiere gehalten wurden, sehr schnell wieder erfolgreich im Freiland

zurechtfinden können.

Zumindest bei den Laborstämmen ist allerdings im Vergleich zu wildlebenden Hausmäusen die stark eingeschränkte genetische Variabilität hervorzuheben, welche wiederum zu einem großen Teil unbekannte Auswirkungen auf Physiologie, Anatomie, Morphologie und Verhalten hat. Wie Untersuchungen der mitochondrialen DNA (diese Art der DNA wird bei Säugetieren ausschließlich durch die Mutter vererbt) Anfang der 80iger Jahre vermuten lassen, stammen alle heutzutage bekannten Laborstämme sogar von nur einem einzigen Hausmaus-Weibchen ab. Daher stellt sich unter anderem die Frage, in wie weit Aussagen, die auf Grundlage von Versuchen mit Tieren von Laborstämmen gewonnen wurden, auch auf wildlebende Hausmäuse zutreffen (Untersuchungen an wildlebenden Hausmäusen sind bislang vergleichsweise selten durchgeführt worden).

### 7.1.3 Hausmäuse als Krankheitsüberträger

Es sind bislang nur wenige Fälle bekannt geworden, in denen Krankheitserreger von der Hausmaus auf den Menschen übertragen worden sind. In allen Fällen handelte es sich dabei um sogenannte Parazoonosen, bei denen eine Übertragung auf den Menschen nur sehr selten zu beobachten ist. Euzoonosen, also Erkrankungen, die sehr häufig vom Tier auf den Menschen übergreifen, sind bei der Hausmaus nicht bekannt.

Von der Hausmaus sind bisher vier Erkrankungen bekannt, die unter Umständen auf den Menschen übertragen werden können (siehe hierzu auch Kapitel 7.7, S. 325). Dies sind Rickettsien-Pocken (Erreger *Rickettsia akari*), die Rattenbisskrankheit (Erreger *Actinobazillus muris* bzw. *Streptobacillus moniliformis*), eine Salmonellen-Erkrankung (Erreger *Salmonella enteritidis*) sowie der Rattenbandwurm (*Hymenolepis diminuta*).

Die Rickettsien können – v.a. bei sehr unhygienischen Bedingungen – durch die Saugmilbe *Allodermamysus sanguineus* auf den Menschen übertragen werden. Ansteckungen sind bislang nur aus den



USA und der ehemaligen Sowjetunion bekannt geworden. Allerdings sind die Ansteckungszahlen zumindest in den USA bereits seit den 1960er Jahren stark rückläufig. Die Symptome von Rickettsien-Pocken beim Menschen sind ähnlich wie bei einer Erkältung (Fieber, Schüttelfrost, Muskelschmerzen und allgemeine Mattigkeit), verbunden mit einem Hautausschlag, der den gesamten Körper betreffen kann. In der Regel klingt die Erkrankung auch ohne eine Behandlung nach 2 – 3 Wochen von alleine ab, Todesfälle sind nicht bekannt. Zur Unterstützung des Heilungsprozesses können Antibiotika verabreicht werden.

Die durch einen bakteriellen Erreger ausgelöste Rattenbisskrankheit (auch als Rattenbiss-Fieber oder *Erythema arthriticum* bezeichnet) kann beispielsweise über, durch Ausscheidungen von Hausmäusen verunreinigte Kuhmilch auf den Menschen übertragen werden, ohne dass dieser direkten Kontakt zu den Tieren haben muss. Nach einer Inkubationszeit von 1 – 3 Wochen kommt es beim Menschen zur Schwellung der Lymphknoten, einem großflächigen Hautausschlag und einer Polyarthrit. Die Dauer dieser Erkrankung beträgt beim Menschen etwa 6 Wochen, es treten aber auch Fälle auf, in denen die betroffenen Personen monatelang unter wiederkehrenden Fieberschüben zu leiden haben. Unbehandelt führt die Rattenbisskrankheit beim Menschen in 10 % der Fälle zum Tode. Eine Behandlung erfolgt mit einem entsprechenden Antibiotikum. Eine Ansteckung mit dem Rattenbiss-Fieber durch Wanderratten ist sehr viel wahrscheinlicher als durch die Hausmaus. Bei einer weiteren, durch *Spirillum minus* hervorgerufenen Form der Rattenbisskrankheit, tritt die Hausmaus als Überträger nicht in Erscheinung.

Auch Salmonellen können von der Hausmaus auf den Menschen übertragen werden. Allerdings sind bislang nur sehr wenige Fälle dieser Art bekannt geworden und in fast allen Fällen hatten sich die Hausmäuse selber im Vorfeld über mit Salmonellen infizierte Köder zur Bekämpfung der Tiere angesteckt. Bei wildlebenden Hausmäusen sind Salmonellen extrem selten und bis zum Jahr 1981 waren überhaupt keine Salmonellennachweise bei solchen Tieren bekannt. Beim Menschen können Salmonellen eine Lebensmittelvergiftung bzw. eine Gastro-

enteritis (mit einer für Salmonellen typischen Penetration der Dünndarmschleimhaut und Infektion des tiefer liegenden Gewebes) auslösen. Nach einer Inkubationszeit von etwa 6 Stunden äußert sich eine Salmonellose durch Fieber, Erbrechen, Bauchschmerzen und Durchfall. In vielen Fällen gehen die Symptome auch ohne eine Behandlung innerhalb von 24 Stunden wieder zurück. Eine Behandlung kann mit geeigneten Antibiotika erfolgen.

Der Ratten- oder Mäusebandwurm kann in seltenen Fällen auch den Menschen befallen und löst bei diesem Magen-Darm-Beschwerden und Durchfall aus. Die betroffenen Personen werden unruhig und apathisch und klagen über Schlaflosigkeit. Eine Ansteckung des Menschen erfolgt nicht direkt über die Hausmaus, sondern über Ausscheidung verschiedener Insekten, die als Zwischenwirte des Ratten-Bandwurms auftreten. Eine Behandlung kann mit verschiedenen Anthelminthika erfolgen und verläuft in der Regel sehr erfolgreich. Unbehandelt kann der Bandwurm allerdings auch im Menschen Jahre überdauern. Eine Ansteckung mit dem Ratten-Bandwurm ist aber sehr viel seltener als mit dem Zwergbandwurm (*Hymenolepis nana*), da bei diesem auch über die Bandwurmeier eine Ansteckung von Mensch zu Mensch erfolgen kann (bei dem Ratten-Bandwurm soll dies nicht möglich sein). Die Hausmaus spielt aber als Überträger des Zwergbandwurms keine Rolle.

Diskutiert wird weiterhin eine Übertragung von Tularämie (Erreger: *Francisella tularensis*) und Leptospirose (Erreger: *Leptospira interrogans*), wobei allerdings auch andere Nagetiere diese in Deutschland recht seltenen Erkrankungen übertragen können (Leptospiren werden zusätzlich unter anderem auch noch von Hunden, Füchsen, Schweinen, Rindern und Igelrn verbreitet). Außerdem kann von Hausmäusen auch noch die Pest (Erreger: *Yersinia pestis*) auf den Menschen übertragen werden. Wie auch bei der Wanderratte spielen dabei Flöhe (*Nosophyllus fasciatus*, *Xenophylla cheopsis*) als Vektoren vor allem dann eine Rolle, wenn die Hausmaus- bzw. Wanderrattenpopulation so weit dezimiert ist, dass den Flöhen keine Wirte mehr zur Verfügung stehen und die Flöhe dann vermehrt auf den Menschen als Wirt ausweichen.

## 7.2 Natürlicher Lebensraum und Verbreitung

Die Verbreitung der einzelnen Unterarten wurde bereits im Kapitel 7.1 (s.S. 236) dargestellt. Wie in diesem Kapitel bereits angedeutet, ist es zweckmäßig, bei der Beschreibung des natürlichen Lebensraums der Hausmaus zwischen den synanthropen und den freilebenden Tieren zu unterscheiden, da diese beiden Formen zwei völlig unterschiedliche Habitate besiedeln.

Der evolutive Ursprung der Hausmaus wird entweder im nördlichen Teil des heutigen Indiens, oder aber im heutigen Nordwest-Irak und Nordost-Syrien (die Region zwischen Euphrat und Tigris) vermutet (s.o.). Weitgehende Einigkeit besteht aber darüber, dass die Hausmaus ursprünglich eine Bewohnerin von Steppen- und Halbwüsten, also von relativ trockenen Lebensräumen ist, in denen sie ihre Nester in selbst gegrabenen Bauen oder in Spalten zwischen Steinen anlegt.

Auf Grund der nahezu weltweiten Verbreitung der Hausmaus werden aber auch andere Habitate besiedelt. Dabei besteht aber gerade über solche freilebenden Populationen ein erhebliches Informationsdefizit, da über sie kaum wissenschaftliche Untersuchungen vorliegen. Außer in dichten, geschlossenen Wäldern haben sich die Tiere in nahezu allen Lebensräumen von tropischen bis hin zu subarktischen Bedingungen behaupten können. Sogar in Sümpfen (z.B. in den USA) sind Hausmäuse anzutreffen, was für einen primären Bewohner von Wüsten und Steppen bemerkenswert ist.

In Westeuropa sind Hausmäuse außerhalb von Gebäuden vor allem in Hecken entlang von Feldern, in Buschland sowie in Gärten zu finden. Gemieden werden allerdings offene Felder ganz ohne Deckung. In der Regel werden Getreidefelder hauptsächlich zum Zeitpunkt der Saatreife aufgesucht, während beispielsweise Felder mit gerade auflaufendem Getreide auf Grund der fehlenden Deckung und der unzureichenden Nahrungsressourcen von den Tieren gemieden werden. Auch auf Feldern mit Hackfrüchten (etwa Zuckerrüben, Kartoffeln u.a.) und im Dauergrünland sind Hausmäuse nicht zu finden. Die Tiere sind in Westeuropa aber nicht aus-

schließlich auf Kulturlandschaften beschränkt, sondern können sich auch in vom Menschen weitgehend unbeeinflussten, naturnahen Lebensräumen wie etwa auf Trockenrasen oder in bewachsenen Dünen ansiedeln, vorausgesetzt es ist ausreichend Deckung und ein entsprechendes Nahrungsangebot vorhanden. Die vertikale Verbreitung erstreckt sich in Europa und dem nördlichen Afrika bis auf Höhenlagen von 1 500 – 2 000 m (nach manchen Quellen bis 2 700 m), so etwa in den Alpen und im Hohen Atlas in Marokko.

Zumindest in Westeuropa sind Hausmäuse gegenüber anderen Echt-Maus-Vertretern relativ konkurrenzschwach. So sind beispielsweise in Habitaten, in denen Waldmäuse (*Apodemus sylvaticus*) anzutreffen sind, in der Regel keine Hausmäuse vertreten. Diese geringe Konkurrenzstärke gegenüber nahe verwandten Arten des gleichen Lebensformtyps wird ebenfalls als Grund dafür angesehen, dass sich die Verbreitung der Hausmäuse in Afrika auf den äußersten Norden und Süden beschränkt und sie sich im Zentrum des Kontinents dagegen nicht behaupten konnten. Zum Teil ist diese fehlende Besiedlung Zentralafrikas aber wohl auch auf die ehemals dichte Bewaldung (tropischer Regenwald) dieser Region zurückzuführen. Auch in Nordamerika soll sich die Hausmaus nur schwer gegenüber den einheimischen Arten wie etwa den Hirschmäusen (Gattung *Peromyscus*, Unterfamilie Neotominae – Hirschmäuse und Buschratten, Familie Cricetidae) durchsetzen können, die im Freiland sehr ähnliche Lebensräume wie die Hausmaus besiedeln. Andererseits liegen Berichte vor, nach denen Hausmäuse in Südamerika die dort ansässigen Vertreter der Blattohrmause (Gattung *Phyllotis*, Unterfamilie Sigmodontinae – Neuweltratten und -mäuse, Familie Cricetidae) verdrängen, welche dort eine ähnliche ökologische Nische besetzen wie die Haus- und Hirschmäuse in Nordamerika. In Gegenden, in denen die Hausmaus in Konkurrenz zu anderen Arten tritt, ist sie daher – unabhängig von den klimatischen Bedingungen – häufig fast ausschließlich in menschlichen Bauwerken zu finden und vermeidet so die Konkurrenzsituation zu anderen Kleinsäugerarten.

Ein bevorzugter, wenn auch nur zeitlich begrenzter Lebensraum der Hausmaus waren in früheren



**Abbildung 7.1:** Historische (grau schraffiert) und aktuelle (dunkel schraffiert) Verbreitung der Hausmaus (*Mus musculus*).

Zeiten die auf den Feldern zusammengestellten Getreidegarben. Nach dem Mähen des Getreides mit der Sense wurden die Getreidestängel noch mit den Ähren daran zu Bündeln (den Garben) zusammengebunden und zu mehreren aneinandergelehnt auf den Feldern eine zeitlang zum Trocknen aufgestellt, da das Ausdreschen der Ähren erst zu einem späteren Zeitpunkt erfolgte. Innerhalb dieser aufgeschichteten Garben-Haufen (je nach Form auch Puppen, Hocken, Stiegen, Prismen o.ä. genannt), siedelten sich in der Regel individuenreiche Kleinsäugetiergemeinschaften an, unter ihnen auch sehr häufig Hausmäuse. Wurden die Garben nach dem Trocknen auf dem Feld dann zur Zwischenlagerung in die Scheunen eingefahren, so wurden oftmals auch unfreiwillig ihre Bewohner mit transportiert. Nach dem Aufkommen moderner Erntemaschinen, die die Ähren an Ort und Stelle ausdreschen, wodurch die Zwischenstufe des Trocknens der Garben auf dem Feld bei der Getreideernte wegfiel, ging dieser „Lebensraum“ für die Hausmäuse verloren. Damit verringerte sich in Westeuropa ebenfalls die Anzahl der in den feldbegleitenden Hecken siedelnden Hausmäuse.

Ähnlich wie die wildlebenden Formen haben auch die kommensalen Hausmäuse eine Vielzahl ver-

schiedener, vom Menschen beeinflusster Lebensräume für sich erobern können. Dies reicht von landwirtschaftlich genutzten Scheunen und Ställen, über Warenhäuser, Lebensmittelfabriken, Lebensmitteläden und Zoohandlungen bis hin zu Wohnhäusern. Dabei können die Tiere auch extreme Lebensräume wie etwa Kühlhäuser besiedeln. So wurde beispielsweise in Londoner Hafen in einem Fleisch-Kühlhaus noch bei Temperaturen von  $-6$  bis  $-10$  °C eine erfolgreiche Reproduktion bei Hausmäusen nachgewiesen und dies bei einer Ernährung, die ausschließlich aus Fleisch bestand (für die Tiere bestand keine Möglichkeit, außerhalb des Kühlhauses auf Nahrungssuche zu gehen). Selbst in englischen Kohlenminen tief unter der Erde waren zumindest in früherer Zeit Hausmäuse anzutreffen. Hier ernährten sie sich unter anderem von dem Futter der Minenponys sowie von deren Ausscheidungen und darüber hinaus von den Essensresten der Minenarbeiter. Mit zunehmender Mechanisierung des Minenbetriebs wurden aber auch hier die Hausmäuse seltener. Wie diese Auffistung deutlich macht, zeichnen sich Hausmäuse bei der Wahl ihres Lebensraums durch einen hohen Grad an Opportunismus und Flexibilität aus, was mit ein Grund für die erfolgreiche, weltweite Verbreitung dieser Art ist.

Bei der weltweiten Verbreitung durch den Menschen spielt vor allem die Unterart *M. m. domesticus* eine größere Rolle – die anderen Unterarten wurden in viel geringerem Umfang durch den Menschen in neue Lebensräume verschleppt. Nach Nordamerika waren die ersten Hausmäuse bereits im 16. Jahrhundert durch den zunehmenden Schiffsverkehr zwischen Westeuropa und dem amerikanischen Kontinent gelangt.

Allerdings sind im südlichen Kalifornien am Lake Casitas nördlich der Stadt Ventura Hausmäuse nachgewiesen worden, die bestimmte genetische Merkmale aufweisen, die typisch für *M. m. castaneus* sind. Es wird vermutet, dass Mitte des 19. Jahrhunderts einige *M. m. castaneus* im Gefolge chinesischer Immigranten nach Nordamerika verschleppt wurden und sich hier mit den Vertretern von *M. m. domesticus* vermischt haben. Eine Vermischung von *castaneus* und *domesticus* soll nach einigen Quellen auch in Südafrika stattgefunden haben.

Neben dem Menschen, der die Bestände der Hausmaus mehr oder weniger regelmäßig dezimiert, haben die Tiere in Westeuropa eine Vielzahl von Fressfeinden, die ihnen nachstellen. Bei den kommensalen Tieren spielen vor allem Hauskatzen und z.T. auch Hunde eine größere Rolle als Beutegreifer. Bei Hausmäusen, die in landwirtschaftlich genutzten Gebäuden siedeln, ist weiterhin die Schleiereule (*Tyto alba*) zu erwähnen, da diese häufig in oder an Gebäuden nisten und oftmals zur gezielten Ansiedlung dieser Vögel auch Nisthilfen an Gebäuden angebracht werden. Die freilebenden Hausmäuse fallen häufig Mauswiesel (*Mustela nivalis*), Hermelinen (*Mustela erminea*), Iltissen (*Mustela putorius*), Steinmardern (*Martes foina*) und Füchsen (*Vulpes vulpes*) zum Opfer. Von den Greifvögeln machen alle drei in Westeuropa heimischen Weihenarten (Wiesen- (*Circus pygargus*), Korn- (*Circus cyaneus*) und Rohrweihe (*Circus aeruginosus*)) und fast alle Eulenarten Jagd auf die Hausmaus.

Von Wanderratten (*Rattus norvegicus*) ist bekannt, dass sie z.T. gezielt den Hausmäusen nachstellen. Igel (*Erinaceus europaeus*) und Spitzmäuse (Vertreter der Gattungen *Sorex*, *Crocidura*, eventuell auch *Neomys*) fressen in Westeuropa mitunter

Jungtiere, wenn sie bei der Nahrungssuche zufällig auf ein Nest der Hausmaus treffen.

Aufgrund der nahezu weltweiten Verbreitung kommt zu den hier genannten Beutegreifern noch eine ganze Reihe weiterer hinzu, die an dieser Stelle nicht alle aufgelistet werden können. Generell kommen alle Raubsäugetiere bis Fuchsgröße und alle Greifvögel bis etwa Mäusebussardgröße als potentielle Fressfeinde in Frage, die der Hausmaus regelmäßig nachstellen. In wärmeren Gegenden können darüber hinaus auch Schlangen Jagd auf die Hausmaus machen, besonders wenn diese an oder in Gebäuden leben.

## 7.3 Morphologie und Anatomie

### 7.3.1 Äußere Merkmale

Die äußeren Merkmale der Hausmaus sind extrem variabel, so dass es schwierig ist, hier überhaupt allgemein zutreffende Aussagen zu machen. Die Literaturangaben für die verschiedenen Körpermaße erwachsener Tiere schwanken bei der Kopf-Rumpf-Länge zwischen 64 – 110 mm, bei der Schwanzlänge zwischen 50 – 113 mm und bei der Länge der Ohrmuschel zwischen 10,0 – 18,3 mm. In den meisten Fällen ist der Schwanz in etwa so lang wie die Kopf-Rumpf-Länge. Auch die Angaben zum Körpergewicht adulter Hausmäuse variieren mit 9 – 36 g in einem sehr weiten Bereich.

Zum einen ist diese relativ große Variabilität in der weiten Verbreitung der Hausmaus von subtropischen bis zu subarktischen Klimaten begründet, da die Tiere in niedrigeren Breiten mit einem wärmeren Klima tendenziell eine geringere Körpergröße und längere Körperanhänge (Ohren, Schwanz) aufweisen, als die Tiere aus höheren Breiten mit kühleren Klimaten. Dies ist ein allgemeines Phänomen bei vielen homoiothermen (gleichwarmen) Tieren und wird in der Ökologie durch die BERGMANN'sche [Körpergewicht] bzw. ALLEN'sche Regel [Länge der Körperanhänge; s.o.] beschrieben. Darüber hinaus wird bei vielen dieser Angaben nicht zwischen den Unterarten getrennt. Zumindest tendenziell sind jedoch beispielsweise Vertreter der Unterart *musculus* (Europa: KRL = 72 – 96 mm;

Gewicht = 10 – 24 g) kleiner und leichter als die Vertreter von *domesticus* (Europa: KRL = 75 – 103 mm; Gewicht = 12 – 28 g) und die Unterart *castaneus* (Südostasien: KRL = 65 – 90 mm; Gewicht = 9 – 17 g) ist wiederum kleiner und leichter als *musculus*. Etwas aus dem Rahmen fallen die nach Nord- und Südamerika eingeführten Hausmäuse, die größtenteils zur Unterart *domesticus* gehören (aber siehe Kapitel 7.2, S. 246). Die Angaben zur Kopf-Rumpf-Länge sind mit 130 – 200 mm (Nordamerika) bzw. 148 – 205 mm (Südamerika) mehr als doppelt so hoch wie Angaben für die Tiere der Alten Welt (s.o.), wobei das Gewicht der nordamerikanischen Hausmäuse (für Südamerika lagen keine Angaben vor) mit 18 – 23 g dagegen nicht ungewöhnlich erscheint.

Bei einem Vergleich der Körpermaße männlicher und weiblicher Hausmäuse in menschlicher Obhut zeigte sich, dass in allen Altersstufen die Männchen etwas schwerer und größer waren als die Weibchen. Bei Untersuchungen im Freiland sind aber häufig die Weibchen größer und schwerer als die Männchen. Dies wird damit begründet, dass die weiblichen Tiere im Freiland in der Regel eine höhere Lebenserwartung haben als die Männchen und auf Grund dessen größer und schwerer sind, während sich die Geschlechter bei einer Haltung in menschlicher Obhut in ihrer Lebenserwartung kaum unterscheiden (bzw. tendenziell die Männchen älter werden). Eine exakte Altersbestimmung von Kleinsäugetieren im Freiland ist so gut wie unmöglich bzw. nur mit sehr hohem Aufwand zu realisieren. Daher ist auch der Altersunterschied zwischen den beiden Geschlechtern kaum feststellbar und es kommt zu der Fehleinschätzung, dass die Weibchen schwerer als die Männchen sind. Um das Alter einer Art genau zu ermitteln, kann beispielsweise das Augenlinsentrockengewicht bestimmt werden, welches sich in einem bestimmten Verhältnis zum Alter des Tieres verändert (dazu müssten die Tiere allerdings getötet werden, was oftmals dem eigentlichen Ziel der Freilanduntersuchung zuwider läuft).

Bei Hausmäusen, welche als Heimtiere gehalten werden, wird die Kopf-Rumpf-Länge mit 70 – 110 mm, die Schwanzlänge mit 50 – 100 mm und das Körpergewicht mit 10 – 36 g (max. 40 g) angegeben. Im Vergleich zu den wildlebenden bzw. den

kommensalen Formen ergeben sich damit also keine auffälligen Abweichungen, außer dass die Heimtiere tendenziell etwas schwerer werden, da sie in der Regel besser ernährt sind.

Auch im Hinblick auf die Färbung sind schon die wildlebenden Hausmäuse extrem variabel. Im Allgemeinen sind die Tiere oberseits gelbbraun bis dunkelgrau, wobei die Mitte des Rückens bei manchen Tieren etwas dunkler als der Rest des Rückens ist (ein deutlich erkennbarer Aalstrich ist aber nicht ausgebildet). Einige Tiere zeigen oberseits auch einen rötlichen Anflug und vor allem Tiere aus trockenen Steppen- und Wüstengebieten können sandfarben sein. Die Seiten sind gelbbraun bis ockerfarben und unterseits sind an Brust und Abdomen rötlichbraune und am Hals graue Farbtöne zu finden. Mitunter ist die Bauchseite auch hellgrau bis weiß und z.T. gelblich überflogen. Die Basis der Bauchhaare ist allerdings fast immer schiefergrau. Die Hände und Füße sind oberseits grau bis schwarzgrau und die Zehen häufig weiß. Der Schwanz ist mehr oder weniger zweifarbig mit einer dunkleren Ober- und einer helleren Unterseite.

Vor allem für die beiden Unterarten *musculus* und *domesticus* sind bezüglich der Fellfärbung einige Unterschiede herausgearbeitet worden, die allerdings regional abweichen können. Bei *domesticus* haben beispielsweise alle Haare eine schiefergraue Basis, während dies bei *musculus* nur bei den Haaren der Bauchseite der Fall ist. Die Bauchseite bei *musculus* ist häufig hell bzw. weiß (zumindest bei Tieren aus Deutschland), während ein Großteil der Vertreter von *domesticus* einen dunklen Bauch hat (Vertreter von *domesticus* aus der Nähe von Amsterdam und von Helgoland haben allerdings eine helle Bauchseite). Die Oberseite ist bei *domesticus* blei- bis braungrau, bei *musculus* dagegen eher gelbgrau bis graubraun. Die Färbungen der Oberseite und die der Unterseite sind bei *musculus* i.d.R. scharf voneinander getrennt, während dies bei *domesticus* nicht der Fall ist. Die Grannenhaare zeigen bei *domesticus* eine dunkelbraune bis schwarze Mittelzone, die bei *musculus* fehlt. Eine Besonderheit bei *domesticus* ist der hohe Anteil an Tieren aus der nordatlantischen Klimaregion (in Westeuropa v.a. in den küstennahen Regionen Frankreichs, Belgiens, Hollands und NW-Deutschlands), aus den

Westalpen sowie aus Nordschottland, die eine sehr dunkle bis schwarze Rückenfärbung aufweisen. Diese als Melanismus bekannte Erscheinung tritt auch bei anderen Säugetierarten auf, die in feuchten Klimaten leben (in der Ökologie wird dieser Zusammenhang als GLOGER'sche Regel bezeichnet).

Bei den kommensal lebenden Hausmäusen zeigt sich ebenfalls unabhängig von der Unterart eine Tendenz zur Verdunkelung des Fells und damit ein Verlust der Wildfärbung. Auf die Vielzahl der durch menschliche Züchtung (auf Grund eines mitunter mehr als zweifelhaftem „Schönheitsempfindens“) entstandenen Farbschläge kann an dieser Stelle nicht eingegangen werden.

Das Fell der Hausmaus besteht aus vier verschiedenen Haartypen. Den mengenmäßig größten Anteil machen mit etwa 75 % die Wollhaare aus. Grannen- und Wollgrannenhaare nehmen zusammen etwa 24 % und die besonders langen Leithaare etwa 1 % im gesamten Haarkleid ein. Den unterschiedlichen Haartypen kommen auch verschiedene Funktionen zu. Die Wollhaare und die Wollgrannenhaare dienen in erster Linie der Wärmeisolation des Tieres. Die längeren Grannen- und Leithaare, die manchmal zusammenfassend auch als Deck- oder Konturhaare bezeichnet werden, schützen die Wollhaare vor mechanischer Abnutzung und sorgen dafür, dass Feuchtigkeit aus dem Fell abgeführt wird und an der Spitze der Haare abtropft. Den sehr langen Leithaaren kommt, zusammen mit dem fünften Haartyp, den Vibrissen, weiterhin eine Tastfunktion bei der räumlichen Orientierung zu. Die Leithaare spielen beispielsweise für die Hausmaus bei der Thigmotaxis, d.h. der Bewegung unter Kontakthalten des gesamten Körpers zu senkrechten Flächen, eine wichtige Rolle. Ganz allgemein sind die Haare der Bauchseite kürzer als die Haare am Rücken. Die Pigmentierung und damit die Färbung der Haare ist bei den Wollhaaren am stärksten und bei den Leithaaren am schwächsten ausgeprägt.

Wie bei fast allen Säugetieren fehlen auch der Hausmaus die Schweißdrüsen in der Haut und mit Ausnahme des Nasenspiegels und der Handinnenflächen und Fußsohlen ist der gesamte Körper behaart (obwohl nackt erscheinend, sind auch der

Schwanz und die Ohren mit feinen Härchen besetzt). Knapp oberhalb der Handgelenke ist an der Unterarminnenseite ein kleiner Bezirk mit kurzen, borstenartigen Haaren zu finden, die den Tieren als eine Art „Putzbürste“ bei der Fellpflege dienen. Die Haut der Hausmäuse ist nur am Kopf, an den Gliedmaßen und am Schwanz fest mit dem darunter liegenden Muskelgewebe verwachsen und weist selber eine nur relativ schwach entwickelte Hautmuskulatur auf. Vor allem am Rücken kann die Haut daher in großen Falten abgehoben werden. Es wird vermutet, dass dies den Tieren ein Entkommen ermöglicht, sollten sie von einem Fressfeind angegriffen werden, da der Beutegreifer mitunter nur die Haut zu fassen bekommt und das Tier so nicht unmittelbar verletzt wird und sich aus dem Griff des Beutegreifers leichter befreien kann (allerdings können dabei größere Wunden in der Haut entstehen).

Die Ohren der Hausmaus sind relativ groß und reichen nach vorne umgelegt bis an den Augenhinterrand. Die Größe der Ohrmuschel ist dabei weniger eine Anpassung an ein besonders gutes Hörvermögen, sondern steht im Dienste der Thermoregulation, d.h., die Tiere können mit Hilfe der stark durchbluteten Ohren ihre Körpertemperatur regulieren. Wie auch bei vielen anderen Kleinsäugetieren können auch Hausmäuse zur Kommunikation Ultraschalllaute, d.h. Töne oberhalb von etwa 16 kHz produzieren und wahrnehmen. Hausmäuse zeigen eine zweigipfelige Geräuschempfindlichkeit mit einer maximalen Empfindlichkeit bei 15 – 20 kHz und bei etwa 50 kHz. Die untere Hörgrenze der Tiere liegt bei etwa 10 kHz, die obere bei etwa 100 kHz.

Die Augen der Hausmaus sind vergleichsweise groß und ermöglichen den Tieren ein gutes Dämmerungssehen. Eine Anpassung an das Sehen in der Dämmerung stellt auch die geringe Anzahl von zum Farbsehen befähigten Zapfen in der Netzhaut der Hausmaus dar. Für ein Sehen in der Dämmerung ist eine Unterscheidung von Hell und Dunkel, welches von den Stäbchen in der Netzhaut geleistet wird, sehr viel wichtiger, als die Verarbeitung von Farbinformationen.

Die für das Farbsehen zuständigen Zapfen in der Netzhaut der Hausmäuse unterscheiden sich darüber hinaus relativ deutlich von den Zapfen in der



menschlichen Netzhaut. Hausmäuse können Licht im langwelligen roten Spektrum nicht wahrnehmen, weil ihnen dafür ein bestimmtes Photopigment in den Zapfen fehlt (Licht in diesem langwelligen Spektrum kann vom menschlichen Auge problemlos wahrgenommen werden). Dafür haben sie aber die Möglichkeit, ultraviolettes Licht wahrzunehmen, wozu der Mensch nicht in der Lage ist.

Es ist nicht genau bekannt, welchen Vorteil die Wahrnehmung von ultraviolettem Licht für die Hausmaus hat. Diskutiert werden Anpassung an eine Dämmerungsaktivität, eine Aufgabe bei der Navigation im Raum (zumindest frische Urinmarkierungen reflektieren ultraviolette Strahlung) sowie Vorteile bei der Nahrungssuche (viele Früchte, Sämereien und sogar einige Insektenlarven reflektieren ultraviolettes Licht).

Das Auge der Hausmaus ist hypermetrop (übersichtig oder „weitsichtig“) und kann auf Grund der fehlenden Möglichkeit, die Wölbung der Augenlinse zu beeinflussen kaum akkomodiert werden. Es wurde ermittelt, dass das Auge der Hausmaus etwa 10 Dioptrien aufweist, womit ein Scharfsehen für die Tiere kaum möglich ist.

Die nach oben gerichtete Stellung der Augen im Kopf der Tiere bewirkt, dass Hausmäuse hauptsächlich nach oben sehen. Bedingt wird diese Stellung durch die geringe Infraorbitalbreite, d.h. die Schädelbreite zwischen den beiden Augenhöhlen der Tiere. Da sich potentielle Beutegreifer den Hausmäusen hauptsächlich von oben nähern, kommt diese Augenstellung den Tieren entgegen, weil sie so die Annäherung eines Fressfeindes relativ früh bemerken können. Im Hinblick auf eine frühzeitige Erkennung von Fressfeinden kommt den Tieren auch entgegen, dass die Augen sehr empfindlich auf Bewegungen und auf Änderungen in der Lichtintensität reagieren.

Mitunter ist vor allem in der älteren Literatur zu lesen, dass Hausmäuse keine Tränendrüsen besitzen; dies ist jedoch falsch. Die Tiere weisen zwei Paar Tränendrüsen auf: ein vor dem Ohr gelegenes Paar (extraorbitale Tränendrüsen) und ein im äußeren Augenwinkel gelegenes Paar (infraorbitale Tränendrüsen). Neben den Tränendrüsen haben

Hausmäuse auch noch relativ große, hufeisenförmige Hardersche Drüsen, die hinter den Augäpfeln liegen und ähnlich wie bei der Wanderratte ein porphyrinhaltiges Sekret sezernieren können.

Die weiblichen Tiere der Hausmaus weisen in der Regel fünf Zitzenpaare auf, von denen drei pectoral (brustständig) und zwei inguinal (bauchständig) sind.

### 7.3.2 Bewegungsapparat

Die Hand der Hausmaus weist vier Finger auf, da der Daumen stark zurückgebildet ist, allerdings manchmal noch eine winzige, rudimentäre Kralle aufweist. Der Fuß hat fünf Zehen mit normal ausgebildeten Krallen. Die Handflächen weisen 5, die Füße dagegen 6 Sohlenschwielen auf. Im Bereich der Sohlenschwielen befinden sich Duftdrüsen, deren Anordnung sich bei Hand und Fuß unterscheiden. Neben der Identifikation der Art und des Individuums über die Sekrete dieser Duftdrüsen ist es den Hausmäusen wahrscheinlich auch möglich, auf Grund der unterschiedlichen Anordnung der Drüsen an Hand und Fuß, die Laufrichtung eines, eine Duftspur hinterlassenden Tieres festzustellen.

Ähnlich wie bei der Wanderratte ist auch der Bewegungsapparat der Hausmaus relativ unspezialisiert. Dadurch beherrschen die Tiere zwar keine der vielen Lokomotionsarten (Laufen, Klettern, Springen, Graben etc.) besonders gut, sind aber dafür auch keinen Beschränkungen unterworfen, die mit einer Spezialisierung auf einen bestimmten Lokomotionstyp einhergehen. So können z.B. Säugetiere, die sehr schnell laufen oder sehr gut springen können, auf Grund der anatomischen Anpassungen, die für eine solche Fortbewegungsart nötig sind, oft nur schlecht klettern. Die Hausmaus kann sich im Gegensatz dazu recht passabel sowohl laufend, als auch grabend, springend, schwimmend oder kletternd fortbewegen.

Sowohl der Unter- und der Oberarm, als auch der Unter- und der Oberschenkel sind in etwa gleich lang und die Vorderextremitäten sind nur geringfügig kürzer als die Hinterextremitäten, was anatomisch die fehlende Spezialisierung des Fortbewegungsapparates der Hausmaus auf einen bestimm-

ten Lokomotionstyp unterstreicht. Gerade diese Unspezialisiertheit ist aber einer der Gründe dafür, dass die Tiere so gut auch in neuen, ungewohnten Lebensräumen wie beispielsweise menschlichen Bauwerken zurechtkommen. Nicht zuletzt hierin liegt auch der Erfolg bei der weltweiten Verbreitung der Hausmaus begründet.

Als einzige morphologisch-anatomische auffällige Veränderung an den Extremitäten der Hausmaus ist der Verlust des Daumens (s.o.) als Anpassung an das Scharrgraben zu sehen, durch welches die Tiere ihre unterirdischen Baue anlegen. Da beim Scharrgraben – einer sehr einfachen Grabtechnik – die Hand so gedreht wird, dass die äußere Handkante zum Substrat hin, die innere Handkante mit dem Daumen dagegen vom Substrat weg zeigt (man spricht von einer *Supination* der Hand bzw. des Unterarms, da die Drehung der Hand um die Längsachse im Ellbogen- und nicht im Handgelenk erfolgt), ist der Daumen nicht am Grabvorgang beteiligt und wird daher im Laufe der Zeit reduziert. Weiterhin ist im Bereich des Ellbogengelenks an der Elle (*Ulna*) ein über das Ellbogengelenk hinaus reichender Knochenfortsatz, das *Olecranon*, zu finden, welches als Ansatz für den Streckermuskel des Unterarms (*Musculus triceps brachii*) dient und auch bei der Hausmaus relativ gut entwickelt ist. Dem Unterarmstreckermuskel (und damit auch dem *Olecranon*) kommt unter anderem beim Scharrgraben eine gewisse Bedeutung zu. Dagegen sind die Knochenleisten am Oberarm (die *Crista deltoidea* und die *Crista supinatoria*), die bei grabenden Säugetieren i.d.R. stark vergrößert sind, bei der Hausmaus nur mäßig ausgebildet.

Obwohl die Hausmäuse die Hand aus der normalen Pronationsstellung (der Daumen zeigt zur Körpermitte, die Handfläche zum Substrat) zum Graben in die Supinationsstellung drehen können, ist diese Beweglichkeit doch mehr oder weniger eingeschränkt, so dass den Tieren eine vollständige *Supination* (der Daumen zeigt nach außen, der Handrücken zum Substrat, die Hand ist also im Vergleich zur Normalstellung um 180° gedreht), welche ein Kennzeichen sich vornehmlich kletternd fortbewegender Säugetiere ist, nicht möglich ist. Ebenso ist den Hausmäusen ein Abspreizen des großen Zehs (*Abduktion*), welches ein weiteres

Merkmale einer kletternden Lokomotion ist, nicht möglich und an der Hand fehlt ein abspreizbarer Daumen sogar vollständig (s.o.). Dennoch können die Tiere relativ gut klettern, wobei sie ihren langen Schwanz zum Balancieren benutzen. Mitunter wird die Schwanzspitze auch als zusätzlicher Halt um dünnere Äste gewunden, wobei sich die Hausmaus aber – im Unterschied zur Zwergmaus (*Micromys minutus*) – nicht ausschließlich mit der Schwanzspitze festhalten kann.

Am Bein sind das Schienbein (*Tibia*) und das vergleichsweise gut entwickelte Wadenbein (*Fibula*) vom Fuß ausgehend zu etwa 1/3 miteinander verwachsen und die Mittelfußknochen mäßig verlängert, was als eine mäßige Anpassung an eine laufende Fortbewegung zu deuten ist. Ein spezialisierter Läufer ist die Hausmaus damit jedoch ebenfalls nicht. Dies ist für die Tiere sogar eher vorteilhaft, da sie so die Hand zum Greifen und zur Manipulation von Gegenständen (in der Regel Futterbrocken) einsetzen können, was extrem auf das Laufen spezialisierten Arten nicht möglich ist.

Die Mittelhand- und Mittelfußknochen sind noch vollständig frei und nicht miteinander verwachsen und die Hinterextremitäten sind gegenüber den Vorderextremitäten kaum verlängert, was wiederum eine fehlende Spezialisierung der Hausmaus auf eine (zweifüßig-)hüpfende Fortbewegung zeigt.

Ebenso fehlen der Hausmaus, als einem Tier, welches freiwillig kaum ins Wasser geht, spezielle morphologisch-anatomische Anpassungen an das Schwimmen. Wenn die Tiere aber dennoch einmal ins Wasser geraten, dann zeigen sie kein Laufschwimmen, bei dem mit den Vorder- und Hinterextremitäten an das Laufen an Land erinnernde Bewegungen ausgeführt werden und welches für die meisten terrestrischen Säugetiere üblich ist. Hausmäuse legen dagegen beim Schwimmen die Hände unter das Kinn und erreichen den Vortrieb ausschließlich durch rudern Bewegungen mit den Hinterextremitäten. Diese Schwimmform wird manchmal auch als Beinschwimmen bezeichnet und ist eigentlich kennzeichnend für an das Wasserleben angepasste Säugetiere wie beispielsweise den Biber (*Castor fiber*), die Nutria (*Myocastor coypus*) oder den Bisam (*Ondatra zibethicus*).

### 7.3.3 Verdauungsapparat

Auch der Verdauungsapparat der Hausmaus ist prinzipiell gleich aufgebaut, wie bei den zuvor behandelten Arten.

Im Mundraum finden sich in jeder Hälfte des Ober- und des Unterkiefers je ein Schneidezahn (*Incisivus*) und drei, durch ein breites Diastema von den Schneidezähnen getrennte Backenzähne (*Molares*). Ein zweiter Schneidezahn, ein Eckzahn (*Caninus*) und die Vorbackenzähne (*Prämolares*) fehlen bei der Hausmaus. Insgesamt weist das Gebiss der Hausmaus also 16 Zähne auf. Die Wurzeln der Schneidezähne sind nicht geschlossen und ermöglichen so ein dauerhaftes Wachstum über die gesamte Lebenszeit des Tieres (Wachstumsgeschwindigkeit: etwa 0,4 mm pro Tag). Die Backenzähne des Oberkiefers sind in Richtung auf die Wangen geneigt, die des Unterkiefers dagegen in Richtung auf die Zunge.

Das Einspeicheln der Nahrung wird durch die Sekrete der Ohr-, der Unterkiefer- und der Unterzungspeicheldrüsen erreicht. Der Ausführungsgang der großen, sich vom Kopf seitlich bis zu den Schulterblättern erstreckenden Ohrspeicheldrüsen (*Glandula parotidea*) münden an der Außenseite der Oberkiefer im Bereich der Molaren in den Mundvorhof, wohingegen die Ausführungsgänge der Unterkiefer (*Glandula submandibularis*) und der Unterzungspeicheldrüsen (*Glandula sublingualis*) hinter den Schneidezähnen des Unterkiefers direkt in den Mundraum münden. Die Unterkieferspeicheldrüsen sind ebenfalls sehr groß und reichen seitlich des Unterkiefers bis zum Brust- und Schlüsselbein. Bei den Unterkieferspeicheldrüsen zeigt sich ein auffälliger Geschlechtsdimorphismus, da diese Drüsen beim Männchen größer als beim Weibchen sind. Auch die Histologie der Drüsen der beiden Geschlechter ändert sich nach dem Einsetzen der Geschlechtsreife. Abgesehen von einer erhöhten Amylase-Produktion (ein Speichel-Enzym, welches die Stärke in der Nahrung abbaut) bei den Männchen ist aber nicht ganz klar, ob die Unterkieferspeicheldrüse der Männchen Pheromone produziert, die für die Kommunikation zwischen den Geschlechtern von Bedeutung sind.

Der einhöhlige Magen der Hausmaus gliedert sich in einen größeren, drüsenlosen „Vormagen“ und einen kleineren, mit Drüsen besetzten „Drüsenmagen“, wobei die beiden Teile lediglich durch eine etwa 1,5 mm hohe Falte, die von der Schleimhaut des drüsenlosen Vormagens gebildet wird, voneinander getrennt werden. Nahe dieser Falte mündet die etwa 4 cm lange Speiseröhre in der Mitte der kleinen Krümmung (der Innenkrümmung) in den drüsenlosen Teil des Magens. Der Vormagen macht etwa zwei Drittel und der Drüsenmagen etwa ein Drittel des maximal 1,5 cm<sup>3</sup> Volumen umfassenden Magens aus. Der drüsenbesetzte Teil des Magens weist drei verschiedene Drüsentypen auf, die sich in Hinblick auf ihr sezerniertes Sekret voneinander unterscheiden. An der Einmündung der Speiseröhre in den Magen befinden sich die Kardiadrüsen (*Glandulae cardiacae*), deren Sekret ein alkalisches Schleimsekret ist. In Richtung auf den Magenausgang schließen sich daran die Fundusdrüsen (*Glandulae gastricae propriae*) und die Hauptzellen an, welche unter anderem die Magensäure (Fundusdrüsen) bzw. das Pepsinogen (Hauptzellen) produzieren (durch die Magensäure wird das inaktive Pepsinogen in das aktive Pepsin umgewandelt). Kurz vor dem Magenausgang (dem Pförtner oder Pylorus) liegen die Pylorusdrüsen, welche ähnlich wie die Kardiadrüsen ein alkalisch-schleimiges Sekret sezernieren. Darüber hinaus produziert dieser Drüsentyp – ähnlich wie die Drüsenzellen des Zwölffingerdarms auch – noch das Hormon Gastrin, welches die Säureproduktion der Fundusdrüsen anregt. Das Gastrin wird dabei nicht in die Magenhöhle bzw. das Dünndarlumen, sondern in das Blut abgegeben und auf diesem Weg zu den Fundusdrüsen transportiert. Der Übergang von der Region mit den Fundusdrüsen zu der Region mit den Pylorusdrüsen ist nicht scharf abgegrenzt, sondern erfolgt fließend. Der Pförtner oder Pylorus bildet einen Ringmuskel am Magenausgang, über den die Entleerung des Magens in den Dünndarm gesteuert werden kann.

Der sich an den Magen anschließende Dünndarm der Hausmaus erreicht eine Länge zwischen 35 – 45 cm und umfasst damit etwa 75 % der Gesamtlänge des Darms. Wie auch bei den zuvor besprochenen Arten gliedert sich der Dünndarm in drei funktionell verschiedene Bereiche. Dies sind der re-

lativ kurze Zwölffingerdarm (*Duodenum*), der Leerdarm (*Jejunum*) und der Krumm- oder Hüftdarm (*Ileum*). Der Leerdarm und der Krummdarm umfassen mit 20 – 25 cm den größeren Teil der Gesamtlänge des Dünndarms.

Alle Dünndarmabschnitte sind mit Darmzotten besetzt, die für die Aufnahme der Nährstoffe zuständig, allerdings je nach Dünndarmabschnitt unterschiedlich geformt sind. Die Darmzotten des Zwölffingerdarms sind dabei groß und blattförmig, die des Leerdarms groß und zylindrisch und die des Krummdarms klein und zylindrisch. Die ebenfalls vorhandenen Drüsen im Dünndarm bzw. deren Ausführgänge sind in der Regel im Zwischenraum am Grund der Darmzotten angeordnet. Mit zunehmendem Alter der Tiere werden die Darmzotten im Dünndarm weniger und kürzer und auch die Darmschleimhaut des Dickdarms zeigt eine altersbedingte Atrophierung.

Im Gegensatz zur Wanderratte verfügt die Hausmaus über eine Gallenblase. Die Ausführgänge der Leber und der Gallenblase vereinigen sich und münden gemeinsam in den Zwölffingerdarm. Zuvor passiert dieser gemeinsame Leber-Gallen-Gang noch die mit zahlreichen Ausführgängen versehene Bauchspeicheldrüse. Ein Teil der Ausführgänge der Bauchspeicheldrüse mündet hier in den Leber-Gallen-Gang. Mindestens einer der Ausführgänge, z.T. aber auch mehr als einer, münden zusätzlich noch direkt in den Zwölffingerdarm.

Auf den Dünndarm folgt der Dickdarm, der sich in Grimmdarm (*Colon*) und Mastdarm (*Rectum*) gliedert. Mit etwa 15 cm Länge hat der Dickdarm einen Anteil von etwa 20 % an der Gesamtlänge des Darms. Bei dem etwa 12 cm langen Grimmdarm werden zusätzlich noch ein aufsteigender, ein quer verlaufender und ein absteigender Ast unterschieden. Der Mastdarm ist mit knapp 3 cm Länge relativ kurz und verbindet den Grimmdarm mit dem Anus, über den der unverdauliche Rest des Nahrungsbreis ausgeschieden wird.

Am Übergang vom Dünndarm zum Dickdarm befindet sich auch bei der Hausmaus ein zwischen 2,5 und 4 cm langer Blinddarm, der anatomisch ebenfalls noch zum Dickdarm gezählt wird. Der

Blinddarm der Hausmaus ist vergleichsweise kurz (etwa 5 % der Gesamtdarmlänge) und hufeisen- bis hornförmig, da die Verbindung des Grimmdarms mit dem Blinddarm diesen in zwei, in etwa gleich lange Schenkel teilt, wobei einer der Schenkel spitz zuläuft, während der andere zum Ende hin verbreitert ist. Die Basis des Blinddarms hat im ungefüllten Zustand mit 4 mm in etwa den gleichen Durchmesser wie der Anfang des Grimmdarms (anatomisch wird ein solcher Blinddarm als *Caecum amplius* bezeichnet) und wird durch einen etwa 2 mm hohen Ringwulst zum Grimm- und Krummdarm hin abgeschlossen.

Dieser Ringwulst, der im Vergleich zu anderen Arten bei der Hausmaus nur relativ schwach ausgeprägt ist, hat die Aufgabe, einen Rückfluss des Nahrungsbreis aus dem Blinddarm in den Dünndarm zu verhindern. Darüber hinaus begünstigt der Ringwulst auch den direkten Transport des Nahrungsbreis aus dem Dünndarm in den Dickdarm unter Umgehung des Blinddarms (sehr grobe Nahrungsbestandteile werden mitunter direkt ausgeschieden, ohne vorher im Blinddarm weiter aufgeschlossen zu werden). Um den Transport der Nahrung weiter kontrollieren und dosieren zu können, befinden sich sowohl in der Wandung der Blinddarmbasis, als auch in der Wandung des Dünndarmendes und des Dickdarmanfangs ein ringförmiger Muskelabschnitt ähnlich dem des Magenpförtners, durch die der Darmquerschnitt verengt bzw. vollständig geschlossen werden kann. Im Blinddarm wird – wie bei den anderen besprochenen Kleinsäugetierarten auch – der Blinddarmkot (die *Caecotrophe*) produziert, der von den Tiere direkt vom After aufgenommen wird und nochmals den Verdauungsstrkt passiert (*Caecotrophie*).

Ähnlich wie bei der Wanderratte ist auch der Blinddarm der Hausmaus ungegliedert und weist weder Tänien (Bandstreifen) noch Haustren (Pöschchen; Ausbuchtung der Blinddarmwand zwischen den Tänien) auf. Allerdings findet sich in der Wand des Blinddarms ein unregelmäßiges Netz von etwa 1 mm hohen Schleimhautfalten von denen vermutet wird, dass sie am Transport des Nahrungsbreis im Blinddarm beteiligt sind. Weiterhin weist die Wandung des Blinddarms vor allem an dem spitz zulaufenden Schenkel (dem *Apex*) Kontraktionslängsfal-

ten auf und es sind sowohl anti-peristaltische Bewegungen zur Füllung als auch peristaltische Bewegungen zur Entleerung des Hausmausblinddarms nachgewiesen worden, bei denen diese Längsfalten eine Rolle spielen.

Bei Beobachtungen an lebenden Hausmäusen wurde festgestellt, dass der Blinddarm niemals vollständig entleert wird, sondern immer ein Rest des Nahrungsbreis zurückbleibt. So wird wahrscheinlich sichergestellt, dass immer eine ausreichende Anzahl an Mikroorganismen im Blinddarm verbleiben und auf diese Weise die Funktion dieses Teils des Verdauungsapparates aufrechterhalten werden kann (der im Blinddarm verbleibende Nahrungsbrei wirkt quasi als Impfmedium für den nachfolgend in den Blinddarm transportierten, weitgehend mikroorganismenfreien Nahrungsbrei).

Im Zusammenhang mit der Befüllung des Blinddarms stehen auch die Schleimhautfalten in der Wandung des Dickdarms. Ähnlich wie bei der Wanderratte laufen die auch als Kerckring-Winkelfalten bezeichneten Hautfalten im Grimmdarm der Hausmaus in einem spitzen Winkel aufeinander zu, ohne dabei jedoch eine faltenfreie Dorsalrinne wie im Dickdarm der Wanderratte zu bilden. Auch bei der Hausmaus wird ein Zusammenhang zwischen dieser Reliefbildung im Grimmdarm und dem Separationsmechanismus zur Trennung von groben und feinen Bestandteilen des Nahrungsbreis (engl.: *colonic separation mechanism*) vermutet. Die groben Nahrungsbestandteile werden direkt ausgeschieden, während die feineren Bestandteile zum weiteren Aufschluss durch Mikroorganismen in den Blinddarm transportiert werden.

Im hinteren Teil des Dickdarms wird dem Nahrungsbrei die noch enthaltene Feuchtigkeit entzogen, was vor allem bei Tieren, die ursprünglich aus einem trockenen Lebensraum stammen wie die Hausmaus, von einiger Bedeutung für den Wasserhaushalt der Tiere ist. Im auf den Dickdarm folgenden Enddarm werden dann die eigentlichen Kotpillen geformt, die über den After ausgeschieden werden.

Angemerkt sei an dieser Stelle noch, dass alleine aus der Länge der einzelnen Abschnitte des

Verdauungsapparates nicht unbedingt Schlüsse auf die Ernährungsweise oder die Effizienz des Verdauungsvorgangs der betreffenden Art gezogen werden können. Ebenso steht auch die Größe des Blinddarms nicht unbedingt in einem kausalen Zusammenhang zum Ernährungstyp. Dies liegt darin begründet, dass die Leistungsfähigkeit eines nur relativ schwach ausdifferenzierten Organteils durch die stärkere Ausdifferenzierung eines anderen Organteils kompensiert werden kann. So kann beispielsweise ein nur kurzer Blinddarm dennoch genauso leistungsfähig sein wie ein längerer Blinddarm, wenn dafür etwa das Volumen vergrößert ist, eine stärkere Faltung der Blinddarmwand zu einer Vergrößerung der funktionellen Oberfläche der Blinddarmschleimhaut führt oder wenn histologische Änderungen im Feinbau der Blinddarmschleimhaut zu einer gesteigerten Leistungsfähigkeit des Blinddarms beitragen.

## 7.4 Ernährung

Ähnlich wie die Wanderratte (siehe Kapitel 6.4, S. 188) ernährt sich auch die wildlebende Hausmaus omnivor, d.h. sowohl von pflanzlicher, als auch von tierischer Kost. Von einigen Autoren wird vermutet, dass Hausmäuse durch Ausprobieren erlernen, was alles essbar ist. Ein angeborenes Nahrungsschema soll es demnach nicht geben.

Nach anderer Meinung sollen die Jungtiere durch ihre Mütter während einer sensiblen Phase auf bestimmte Nahrungsarten geprägt werden und diese später im Leben präferieren. Zum Einen kann eine solche Prägung über Geschmacks- und Geruchsstoffe in der Muttermilch erfolgen, zum Anderen auch durch direktes Lernen von der Mutter. Dadurch, dass die Jungtiere in der ersten Zeit nach dem Verlassen des Nests engen Kontakt zur Mutter halten, lernen sie von dieser, welche Nahrungsarten genießbar und wo diese zu finden sind. Dabei spielt die Mutter bei der Vermittlung solcher Nahrungspräferenzen keine aktive Rolle (d.h. das Muttertier zeigt ihren Jungen nicht „bewusst“, welche Nahrung genießbar ist), sondern sie schafft lediglich das soziale Umfeld, in dem die Jungtiere Informationen über das Auffinden geeigneter Nahrungsquellen sammeln können. Die Ausprägung der Präferenz für eine bestimmte Nahrung scheint weiter-

hin auch von der Nahrung selber beeinflusst zu werden. So wurde beispielsweise in einem Versuch, bei dem eine Prägung der Jungtiere auf Futtermittel wie Fenchel bzw. Wacholderbeeren stattfand, festgestellt, dass die auf Fenchel geprägten Jungtiere eine viel deutlichere Bevorzugung eines fenchelhaltigen Futters zeigten, als die auf Wacholderbeeren geprägten Jungtiere für ein wacholderbeerenhaltiges Futter. Die Prägung auf unterschiedliche Nahrungsbestandteile ist also unterschiedlich stark ausgeprägt.

Später im Leben wird die Nahrungswahl des heranwachsenden Tieres dann allerdings immer weniger von dieser, durch das Muttertier vermittelten Prägung beeinflusst, sondern mehr und mehr durch eigene Erfahrungen (z.B. individuelle Vorlieben für bestimmte Geschmacksrichtungen) sowie durch Erfahrungen mit der Nahrung, die andere Gruppenmitglieder zu sich nehmen, erweitert.

Ebenso wie bei der Wanderratte können auch heranwachsende und erwachsene Hausmäuse durch Mitglieder ihrer Gruppe in der Nahrungswahl beeinflusst werden – dies ist eine Form des sozialen Lernens. Nach dem Kontakt zu einem Gruppenmitglied (dem „Demonstrator“), welches kurz zuvor Kontakt zu einer bestimmten Nahrungsquelle hatte, wird auch das zweite Tier (der „Beobachter“) in Zukunft verstärkt von dieser Nahrung fressen. Dabei muss der „Demonstrator“ selber nicht einmal unbedingt von der Nahrung gefressen haben – wie Untersuchungen gezeigt haben reicht es aus, wenn dieser nur nach der Nahrung riecht, um bei dem „Beobachter“ die Bevorzugung dieser Nahrung auszulösen. Der Geruch muss allerdings von einer lebenden Hausmaus ausgehen; Versuche mit einer nach der Nahrung riechenden Attrappe lösen dieses Verhalten dagegen nicht aus. Die Beeinflussung der Nahrungswahl des „Beobachters“ erfolgt rein passiv, wie Experimente mit einem sedierte „Demonstrator“ gezeigt haben und auch ein unmittelbarer physischer Kontakt zwischen dem „Demonstrator“ und dem „Beobachter“ ist nicht nötig. Dies zeigt, dass bei dieser Art des sozialen Lernens hauptsächlich Geruchsinformationen eine Rolle spielen (ähnlich wie bei den Wanderratten sind auch bei den Hausmäusen Geruchsinformationen aus der Nahrung zusammen mit dem Kohlenstoffdisulfid aus

dem Atem des „Demonstrators“ wichtig; vergl. Kapitel 6.4, S. 188). Die Funktion dieses Verhaltens ist darin zu sehen, dass sich Gruppenmitglieder gegenseitig recht effektiv über Nahrungsquellen in ihrem Aktionsraum informieren können, auch wenn die Informationsübermittlung dabei nur passiv erfolgt. Erleichtert wird die Informationsübertragung dadurch, dass bei den Hausmäusen auf die Nahrungsaufnahme in der Regel eine Phase der sozialen Fellpflege folgt, bei der Geruchsinformationen durch den engen körperlichen Kontakt während der Fellpflege recht effektiv ausgetauscht werden können.

Ähnlich wie bei den Wanderratten (vergl. Kapitel 6.4, S. 188) ist mit dieser Art des sozialen Lernens aber auch ein Risiko für die Tiere verbunden, da die Nahrungspräferenz des „Beobachters“ unabhängig vom Gesundheitszustand des „Demonstrators“ beeinflusst wird. Hat ein „Demonstrator“ beispielsweise von einer verdorbenen (oder gar vergifteten) Nahrungsquelle gefressen und wird das Tier hierdurch krank, so wird der „Beobachter“ dennoch von dieser Nahrung fressen. Der „Beobachter“ kann also den Gesundheitszustand des „Demonstrators“ nicht in Beziehung zu der von diesem gefressenen Nahrung setzen. Sehr wohl können Hausmäuse jedoch für sich selber erkennen, ob sie durch eine bestimmte Nahrung krank werden oder nicht – vor allen Dingen, wenn es sich dabei um eine neue, bislang nicht bekannte Nahrungsquelle handelt, von der in der Regel zunächst nur kleine Mengen aufgenommen werden. Werden die Tiere nach dem Verzehr einer bestimmten Nahrung innerhalb eines bestimmten Zeitraums krank, so werden sie diese Nahrung in Zukunft meiden. Dies ist beispielsweise der Grund dafür, dass bei der Bekämpfung von Hausmäusen und Wanderratten Giftköder eingesetzt werden, die ihre Giftwirkung erst nach einer längeren Zeit entwickeln (in der Regel enthalten die Giftköder Substanzen, die die Blutgerinnung außer Kraft setzen, so dass die Tiere innerlich verbluten). Dadurch ist es den Tieren nicht möglich, eine Beziehung zwischen dem aufgenommenen Giftköder und ihrer Erkrankung herzustellen und diesen Giftköder in Zukunft zu meiden.

An dieser Stelle sei noch angemerkt, dass jedem Mitglied einer Gruppe sowohl die Rolle des „De-



monstrators“ als auch die des „Beobachters“ zukommen kann und nicht einzelne Tiere ausschließlich als die eine oder die andere der beiden Kategorien in Erscheinung tritt (es gibt also keine „Vorkoster“, die immer als erste von einer neuen Nahrungsquelle probieren). Allerdings dürften sich vor allem die jüngeren Tiere auf Grund ihrer Unerfahrenheit in erster Linie in der Rolle des „Beobachters“ wiederfinden (s.o.).

An pflanzlicher Nahrung werden von den Hausmäusen vor allem verschiedene Sämereien von Gräsern und Kräutern aufgenommen. Aber auch die verschiedenen landwirtschaftlich angebaute Getreidearten wie Weizen, Gerste, Roggen und Hafer sowie Mais werden von wildlebenden Hausmäusen gerne gefressen. Wegen dieser Vorliebe für Getreide siedeln kommensale Formen auch gerne in Getreidevorratslagern und können hier größere wirtschaftliche Schäden anrichten. Dabei stellt die Verunreinigung des Getreides durch Kot und Urin ein größeres Problem dar, als der durch direkten Fraß verursachte Schaden. Vor allen Dingen nach der Aufnahme größerer Mengen an grünen Pflanzenteilen ist auch bei den Hausmäusen Caecotrophie, d.h. die Aufnahme von Blinddarmkot zu beobachten.

Als tierische Nahrungsquellen werden in erster Linie Insekten und deren Larven (z.B. Schmetterlingsraupen) und andere Gliedertiere (Arthropoden) verzehrt. Allerdings können auch Jungvögel sowie die Jungtiere verschiedener anderer Kleinsäugetierarten auf dem Speiseplan wildlebender Hausmäuse stehen. Der Anteil an tierischem Protein in der Nahrung ist einem jahreszeitlichen Wechsel unterworfen und nimmt bei wildlebenden Hausmäusen in der Regel zu Beginn des Sommers deutlich zu. Diese Steigerung ist sicherlich zu einem großen Teil auf eine Zunahme der Verfügbarkeit an Insekten während der wärmeren Jahreszeit zurückzuführen, kann aber eventuell auch durch einen gesteigerten Bedarf an tierischem Protein während der Fortpflanzungszeit bedingt sein. Wildlebende Hausmäuse zeigen nämlich – anders als die kommensalen Vertreter – eine deutlich ausgeprägte Saisonalität im Reproduktionsgeschehen. Darüber hinaus erhöht sich in dieser Zeit der Anteil an tierischem Protein an der insgesamt aufgenommenen Nahrung deutlich, obwohl im gleichen Zeitraum auch

die Verfügbarkeit an pflanzlicher Nahrung (Sämereien) zunimmt. Dies deutet ebenfalls auf einen gesteigerten Bedarf der Hausmäuse an tierischem Protein während der Sommermonate hin. Ähnlich wie die Wanderratten und z.T. auch die Gold- und Zwerghamster, machen auch Hausmäuse richtiggehend Jagd auf lebende, z.T. flugfähige Insekten. Auch bei der Hausmaus ist dabei ein deutlicher Lerneffekt zu beobachten, d.h., die Tiere werden beim Fang lebender Beute von Mal zu Mal geschickter.

Im Gegensatz zur nahe verwandten Ährenmaus (*Mus spicilegus*) aus Südosteuropa, dem Balkan und der Ukraine, die für das Anlegen großer Wintervorräte in oberirdischen Hügeln bekannt ist (eine Familie sammelt im Durchschnitt zum Herbst hin etwa 5 – 7 kg Nahrung), legt die Hausmaus keine solchen Vorratshügel an. Auch das Eintragen von Nahrungsvorräten in den Bau ist bei den wildlebenden Formen nur sehr schwach bzw. gar nicht entwickelt. Die kommensalen Formen sind dafür bekannt, dass sie überhaupt nicht eintragen, sondern ihre Nester gleich in unmittelbarer Umgebung einer ergiebigen Nahrungsquelle anlegen. Die wildlebenden Hausmäuse durchstreifen dagegen zu jeder Jahreszeit ihren Aktionsraum, ständig auf der Suche nach etwas Essbarem. Innerhalb des Aktionsraums einer Gruppe gibt es bis zu 30 unterschiedliche Nahrungsplätze, die von den Tieren immer wieder zum Fressen aufgesucht werden. Hat sich die Ergiebigkeit eines solchen Nahrungsplatzes erschöpft, so wird er aufgegeben und die Gruppenmitglieder machen sich auf die Suche nach neuen Nahrungsquellen. Dabei können die Tiere nach Meinung mancher Autoren auch durchaus sehr große Entfernungen zurücklegen, vor allem wenn eine allgemeine Nahrungsknappheit herrscht. Geschlossen haben die Autoren dies allerdings ausschließlich aus Laborversuchen zur Laufradnutzung von Hausmäusen, die dabei zum Teil innerhalb einer Nacht umgerechnet mehr als 20 km zurückgelegt haben. Sicherlich sind solche Laborversuche aber nur bedingt auf das Freiland übertragbar. So entfernt sich beispielsweise das Tier im Laufrad während des Laufens ja nicht aus seiner ihm vertrauten Umgebung fort, während dies im Freiland beim Zurücklegen so großer Entfernungen der Fall wäre. Darüber hinaus gibt es auch Hinweise darauf, dass die Benutzung eines Laufrades einen Sucht erzeugenden Effekt auf

Kleinsäugetiere haben kann. Im Normalfall bewegen sich Hausmäuse während ihrer täglichen Aktivitätsphasen nur wenige Meter von ihrem Nest weg und betreten nur sehr zögerlich ihnen nicht vertrautes Gelände. Sicherlich wird aber die allgemeine Aktivität und damit auch die tägliche Laufleistung der Tiere zunehmen, wenn Nahrungsknappheit herrscht und die Tiere in ihrem Aktionsraum weitere Strecken zurücklegen müssen, um noch ausreichend Nahrung zu finden.

Stoßen die Tiere bei der Nahrungssuche auf einen Futterbrocken, so wird dieser zunächst mit den Zähnen ergriffen und aufgehoben. Erst danach werden die Hände zur weiteren Bearbeitung des Nahrungsbrockens zu Hilfe genommen. Nur wenn die Nahrung ausgegraben oder wenn ein Gras- oder Getreidehalm heruntergebogen wird, um an die Ähren zu gelangen, werden von der Hausmaus primär die Hände bei der Nahrungsbeschaffung eingesetzt. Aber auch dann werden die freigelegten Nahrungsbrocken bzw. die einzelnen Samen der Ähre zunächst mit den Zähnen ergriffen. Zum Teil können einzelne Tiere allerdings lernen, geeignete Nahrungsbrocken auch direkt mit den Händen zu ergreifen. Anders als bei der Wanderratte, werden von der Hausmaus beim Ergreifen und Halten der Nahrung oder anderer Objekte, die mit den Zähnen bearbeitet werden sollen, immer beide Hände gleichzeitig eingesetzt – beim Fressen sitzen die Tiere dazu in einer gekrümmten Haltung auf den Hinterextremitäten. Ein einhändiges Greifen, wie dies von der Wanderratte bekannt ist, scheint den Hausmäusen nicht möglich zu sein. Obwohl sich die Hand der Hausmaus in anatomisch/morphologischer Hinsicht kaum von der Hand der Wanderratte unterscheidet, wird die Hand von der Hausmaus in sehr viel geringerem Maße zur Manipulation von Nahrungsbrocken und anderen Objekten eingesetzt, als dies bei der Wanderratte zu beobachten ist.

Ähnlich wie bei kommensal lebenden Wanderratten ist auch bei den kommensalen Formen der Hausmaus eine gewisse Neophobie, d.h. eine Angst vor neuen, unbekanntem Objekten und Situationen vorhanden. Die Angst vor neuen, unbekanntem Objekten ist bei kommensal lebenden Formen stärker ausgeprägt, als beispielsweise bei Labortie-

ren oder Heimtieren. Diese Neophobie verhindert in einem gewissen Rahmen, dass die Tiere von ihnen unbekanntem Nahrungsmitteln (z.B. auch Giftködern) fressen oder sich unbekanntem Objekten (z.B. Fallen) nähern. Ähnlich wie bei Wanderratten ist auch von Hausmäusen bekannt, dass diese eine Nahrungsquelle zukünftig meiden, wenn sie unmittelbar nach dem ersten Kontakt mit dieser Nahrung krank werden (s.o.).

In Versuchen, bei denen den Tieren eine bis dahin unbekanntem 0,1 %ige Saccharinlösung (Saccharin ist ein synthetischer Süßstoff) anstelle des normalen Trinkwassers angeboten wurde, verringerte sich die Wasseraufnahme bei den kommensal lebenden Hausmäusen um fast 50 %. Auch bei den Labortieren ging die Wasseraufnahmemenge zurück, der Rückgang belief sich aber bei diesen (je nach Zuchtstamm) lediglich auf 15 – 26 %. Dieser Rückgang in der Wasseraufnahmemenge wurde alleine dadurch ausgelöst, dass den Versuchstieren der Geschmack der Saccharinlösung nicht bekannt war. Nach Meinung mancher Autoren ist die Neophobie bei Hausmäusen allerdings weniger stark ausgeprägt als beispielsweise bei den Wanderratten (vergl. Kapitel 6.4, S. 188) – dies scheint vor allem gegenüber unbekanntem Objekten, die keine Nahrungsquelle darstellen, der Fall zu sein. Hausmäuse sollen auch sehr viel schneller die Scheu vor ihnen unbekanntem Nahrungsquellen oder Objekten verlieren als die Wanderratten.

Bei der Nahrungssuche spielt vor allen Dingen der Geruchssinn eine große Rolle, während der Gesichtssinn fast ausschließlich zur räumlichen Orientierung genutzt wird. Hat ein Tier über den Geruch einen potentiellen Nahrungsbrocken entdeckt, so ist bei der Entscheidung, ob dieser Nahrungsbrocken essbar ist, auch der Geschmackssinn von Bedeutung. Dieser ist ähnlich gut entwickelt wie der Geschmackssinn des Menschen, allerdings gibt es auch einige Unterschiede. So reagieren Hausmäuse beispielsweise auf bestimmte Nahrungsmittel, die für den Menschen süß schmecken, so gut wie gar nicht. Andererseits werden von den Hausmäusen z.T. Stoffe gefressen, die für den Menschen extrem bitter schmecken. Die besondere Bedeutung des Geschmackssinns für die Hausmaus wird dadurch deutlich, dass die Tiere im Vorfeld anhand des Ge-

schmacks entscheiden müssen, ob ein bestimmter Stoff giftig oder unverdaulich ist. Da sie nicht erbrechen können, hätte das Verschlucken eines solchen Stoffes für die Hausmäuse unter Umständen fatale Folgen.

#### 7.4.1 Nahrungs- und Wasserbedarf

Auf Grund der weltweiten Verbreitung der Hausmaus und der Vielzahl der von den Tieren genutzten Nahrungsquellen, würde eine Auflistung einzelner Nahrungsbestandteile an dieser Stelle den Rahmen sprengen. Bei Mageninhaltsanalysen an Hausmäusen in Nordamerika wurde festgestellt, dass an pflanzlichen Materialien in erster Linie die Sämereien verschiedener wild wachsender und kultivierter Gräser (wie z.B. Weizen, Mais und Sorghum) von den Tieren verzehrt wurden. So fanden sich in mehr als 60 % der Mägen solche Sämereien und auch mengenmäßig machten Grassamen mit etwa 55 % einen Großteil des Inhalts aller untersuchten Mägen aus. Reste der Samen von Gräsern und Kräutern zusammen beliefen sich auf etwa 63 % des gesamten Mageninhalts aller untersuchten Hausmäuse. Vor allem ölhaltige Pflanzensamen sollen von den Tieren bevorzugt aufgenommen werden. Im Gegensatz dazu spielten vegetative, grüne Pflanzenteile (hauptsächlich Blätter) bei der Ernährung der Tiere so gut wie keine Rolle. Lediglich in etwa 5 % der Mägen konnten grüne Pflanzenteile nachgewiesen werden, die zusammen nur etwa 2 % des gesamten Mageninhalts ausmachten (ähnliches gilt für andere, vegetative Pflanzenteile wie Wurzeln oder Sprossachsen).

Mengenmäßig summierten sich tierische Nahrungsbestandteile (hauptsächlich Insekten, aber auch andere Arthropoden, Schnecken, Regenwürmer und kleinere Wirbeltiere) immerhin zu etwa 24 % des Mageninhalts der untersuchten Tiere, wobei hiervon alleine 14 % aus Resten von Schmetterlingslarven bestand (Schmetterlingslarvenreste konnten in etwa 44 % der Hausmausmägen nachgewiesen werden). Bei Untersuchungen an Hausmäusen aus Westeuropa konnten sogar, abhängig von der Jahreszeit, in bis zu 88 % der Mägen Reste von Arthropoden gefunden werden.

Der relativ hohe Anteil an tierischer Nahrung in der Ernährung wildlebender Hausmäuse wird von

einigen Autoren mit der Spezialisierung der Art auf Grassämereien erklärt. Grassämereien sind relativ arm an Proteinen und an Vitamin A und die Tiere versuchen diesem Mangel durch den Verzehr von tierischer Nahrung zu begegnen (Schmetterlingsraupen beispielsweise sollen einen hohen Gehalt an  $\beta$ -Carotinoiden aufweisen, welche eine Vorstufe des Vitamin A sind).

Die Zusammensetzung der Nahrung wildlebender Hausmäuse variiert mehr oder weniger stark im Jahresverlauf. Während die Nahrung im Winter zu fast 90 % aus pflanzlichen Anteilen besteht, wird im Sommer zum Teil bis zu 50 % tierische Nahrung aufgenommen. Bei der Nahrungssuche verhalten sich die Tiere, trotz einer stärkeren Spezialisierung auf Sämereien, eher opportunistisch und fressen vor allem von den Nahrungsquellen, die gerade am reichlichsten zur Verfügung stehen. Dieser Opportunismus bei der Nahrungsaufnahme ermöglicht es gerade den kommensal lebenden Hausmäusen, auch ungewöhnliche Habitats zu besiedeln. So können die Tiere etwa in Fleisch-Kühlhäusern überleben und sich erfolgreich fortpflanzen, obwohl dort ausschließlich Fleisch als Nahrung zur Verfügung steht (siehe auch Kapitel 7.2, S. 246). Mit einer sehr einseitigen Ernährung müssen auch kommensale Hausmäuse zurechtkommen, die Kornspeicher besiedeln. Da ein solcher Lebensraum aber – im Gegensatz zu einem Kühlhaus – in der Regel nicht vollkommen von der Umwelt abgeschlossen ist, besteht für diese Tiere jedoch eher die Möglichkeit, ihren Speiseplan durch andere Nahrungsquellen außerhalb des Kornspeichers zu erweitern.

Eine erwachsene Hausmaus nimmt bei normaler Aktivität am Tag eine Nahrungsmenge auf, die in etwa 20 % ihres Körpergewichts ausmacht. Bei einem Tier mit einem Körpergewicht von 20 – 25 g entspräche dies also zwischen 4 und 5 g an Nahrung täglich. Die Menge der täglich aufgenommenen Nahrung wird bei den in menschlicher Obhut gehaltenen Hausmäusen sehr stark von der Zuchtlinie beeinflusst und kann z.T. deutlich über den oben gemachten Angaben liegen. Ebenso spielt die Umgebungstemperatur und die Anzahl der Tiere einer sozialen Gruppe im Hinblick auf die täglich verzehrte Nahrungsmenge eine Rolle. Je niedriger die Umgebungstemperatur und je weniger Mitglie-

der eine Gruppe umfasst, desto mehr Nahrung wird von den Tieren aufgenommen. Je kälter es ist und je weniger Mitglieder eine Gruppe umfasst, desto stärker nimmt auch die Möglichkeit zur sozialen Thermoregulation ab und desto mehr Energie verbraucht dann auch jedes Einzeltier.

Sowohl bei wildlebenden Hausmäusen, als auch bei Tieren in menschlicher Obhut kann ein länger andauernder Nahrungsmangel – oft zusammen mit niedrigen Umgebungstemperaturen – dazu führen, dass die Tiere in eine „Kältestarre“ fallen. Bei dieser als Torpor oder Tagesschlaflathargie bezeichneten Starre wird die Körpertemperatur, die normalerweise zwischen 34 und 38 °C liegt, bis auf 20 °C abgesenkt. Die Tiere werden lethargisch und bewegen sich kaum noch. Der Nutzen dieser physiologischen Anpassung für das Tier liegt darin, dass während des Torpors mit der reduzierten Körpertemperatur auch weniger Energie verbraucht wird (im Vergleich zum normalen Grundumsatz zwischen 20 – 50 % weniger). Die Tiere können daher so bei einem Nahrungsmangel länger überleben, als wenn sie ihre normale Körpertemperatur beibehalten und dementsprechend auch mehr Energie verbrauchen würden.

Bezeichnend für den Torpor ist, dass die betroffenen Individuen jederzeit wieder aus dieser Kältestarre aufwachen und zu ihrer normalen Aktivität zurückkehren können, ohne dass sich die Umweltbedingungen (z.B. die Umgebungstemperatur) geändert haben müssen. Weiterhin fallen unter identischen Ausgangsbedingungen in Gruppen gehaltene Hausmäuse viel eher in Torpor als einzeln gehaltene Tiere. Dies zeigt, dass Hausmäuse diesen Zustand offensichtlich aktiv steuern können. Der Torpor ist also kein Zeichen für das Unvermögen der Tiere, ihre normale Körpertemperatur unter kritischen Bedingungen aufrecht zu erhalten. Für die Gruppenmitglieder ist der Torpor weniger kritisch als für einzeln gehaltene Individuen, da sie sich während der Kältestarre und vor allem auch beim Wiederaufwärmen – trotz ihrer reduzierten Körpertemperatur – immer noch gegenseitig wärmen (soziale Thermoregulation) und so die Risiken des Torpors minimieren können. Das Aufwärmen der Tiere aus dem Torpor erfolgt bei der Hausmaus im Wesentlichen durch eine Wärmegewinnung mit Hil-

fe des braunen Fettgewebes (zitterfreie Wärmebildung oder engl.: *non-shivering thermogenesis*) und weniger durch Muskelzittern (Kältezittern).

Die täglich aufgenommene Nahrungsmenge von 4 – 5 g wird von den Tieren nicht auf einmal, sondern in bis zu 200 kleineren, über den Tag verteilten Mahlzeiten gefressen. Bei wildlebenden Hausmäusen wurden im Verlauf eines Tages im Mittel etwa 19 Wechsel zwischen Aktivitäts- und Ruhephasen nachgewiesen. Einzelne Aktivitätsphasen, bei denen die Tiere zu einem großen Teil mit der Suche nach Nahrung beschäftigt sind, dauern in der Regel zwischen 45 und 90 Minuten an. Danach legen die Tiere eine Ruhepause ein, die normalerweise schlafend im Nest verbracht wird. Länger andauernde, mehr oder weniger feste Ruhephasen, zu denen die Tiere fast immer in ihrem Nest anzutreffen sind, liegen zwischen 1:00 – 4:00 Uhr nachts sowie – etwas geringer ausgeprägt – zwischen 17:00 und 18:00 Uhr am späten Nachmittag (die Gesamtaktivität der Tiere wird darüber hinaus noch vom Licht beeinflusst: in den Sommermonaten ist diese höher als im Winter). Ein solcher polyphasischer Aktivitätszyklus ist für viele wildlebende Kleinsäugetiere typisch, da die Tiere auf Grund ihrer geringen Körpergröße und des vergleichsweise schnellen Stoffwechsels auf eine regelmäßige Nahrungszufuhr angewiesen sind.

Auch Hausmäuse in menschlicher Obhut zeigen eine relativ stark ausgeprägte Rhythmik bei der Nahrungs- und Wasseraufnahme. Werden die Tiere unter konstanten Lichtverhältnissen gehalten (16 Stunden Licht, 8 Stunden Dunkelheit), so ist etwa in der Mitte der Dunkelphase die maximale Nahrungsaufnahmeaktivität zu beobachten, die etwa 1,5 Stunden anhält. Direkt im Anschluss daran ist bei den Tieren die höchste Aktivität bei der Trinkwasseraufnahme zu verzeichnen, die ebenfalls für etwa 1 – 1,5 Stunden anhält. Etwa zur Mitte der Hellphase ist bei den Hausmäusen eine ausgeprägte Ruhephase zu beobachten, in der die Nahrungs- und Wasseraufnahmeaktivität der Tiere am geringsten ist. Ähnlich wie bei den wildlebenden Formen wechseln sich auch bei den Hausmäusen in menschlicher Obhut zwischen diesen Aktivitätsminima und –maxima kürzere Aktivitäts- und Ruhephasen miteinander ab – der polyphasische Akti-

vitätszyklus wird also auch in menschlicher Obhut beibehalten.

Bezogen auf das metabolische Körpergewicht benötigen Hausmäuse für den Grundumsatz zwischen 64,8 und 73,5 KJ DE pro 100 g  $KM^{0,75}$  pro Tag ( $KM^{0,75}$  = metabolisches Körpergewicht, welches die Beziehung zwischen der Wärmeproduktion eines Individuums und seinem Körpergewicht beschreibt). Die für den Grundumsatz benötigten Energiemengen sind allerdings von einer ganzen Reihe von Faktoren abhängig. So bewirkt beispielsweise eine steigende Umgebungstemperatur einen Rückgang der benötigten Energiemenge, da der Wärmeverlust der Hausmäuse dann geringer wird. Auch das Geschlecht hat einen Einfluss, da weibliche Tiere für den Grundumsatz eine geringere Energiemenge benötigen als die Männchen (Beachte: Dies gilt nur für den Grundumsatz erwachsener Tiere! s.u.). Bedingt wird dieser geschlechtsspezifische Unterschied dadurch, dass die Männchen – im Vergleich zu gleichaltrigen Weibchen – mehr Muskelmasse aufbauen (ausgelöst durch das männliche Sexualhormon Testosteron) und dass diese zusätzliche Muskelmasse mit Energie versorgt werden muss. Ebenso spielen andere physiologische Besonderheiten (z.B. Wachstum, Reproduktion) für den Energiehaushalt der Tiere eine Rolle. Für Hausmäuse im Wachstum liegt die täglich benötigte Energiemenge um etwa 1,5-mal höher als die für den Grundumsatz benötigte Energiemenge. Trächtige Weibchen benötigen das 2 bis 2,4-fache und laktierende Weibchen sogar das 2,5 bis 3-fache der für den Grundumsatz benötigten Energiemenge.

Werden ausgewachsene Hausmäuse in menschlicher Obhut unter kontrollierten Bedingungen im Labor (Umgebungstemperatur 25 – 27 °C; Bruttoenergiegehalt des Futters 16 – 30 MJ GE/kg) *ad libitum* mit Futter versorgt, so nehmen diese etwa das 1,5 bis 1,7-fache der für den Grundumsatz benötigten Energiemenge auf. Da diese zusätzliche Energie hauptsächlich in Form von Körperfett gespeichert wird (eine Energiespeicherung in Form von Körperfett ist energetisch effizienter als eine Energiespeicherung in Form von Muskelmasse), werden solcherart ernährte Tiere auf die Dauer übergewichtig.

Neben der unerwünschten Gewichtszunahme (Adipositas) ist für Hausmäuse in menschlicher Obhut ein Zusammenhang zwischen einer *ad libitum*-Fütterung (und hier vor allen Dingen einer übermäßigen Energieaufnahme und einem daraus resultierenden, gesteigerten Körpergewicht) und der Häufigkeit der Bildung von Tumoren (Haut-, Gesäugeder Weichgewebetumore) sowie einer Verkürzung der Überlebensrate (bezogen auf einen Zeitraum von 24 Monaten) wissenschaftlich nachgewiesen. Bei Berücksichtigung von insgesamt 82 Versuchen, bei denen eine *ad libitum*-Fütterung mit einer restriktiven Ernährung verglichen wurde, wurde bei einer Reduktion der täglich aufgenommenen Energiemenge um etwa 29 % und einer daraus resultierenden Verringerung des durchschnittlichen Körpergewichts um 25 % eine Verminderung der Tumorbildung um etwa 42 % erreicht. Da die Häufigkeit einer Tumorbildung nicht direkt von der aufgenommenen Futtermenge abhängig ist, sondern nur von der Menge der mit dem Futter aufgenommenen Energie (also der Kalorienmenge), kann eine Verminderung der Tumorbildung nicht nur durch eine restriktive Fütterung, sondern auch bei einer *ad libitum*-Fütterung mit einem Futter mit reduziertem, auf die Bedürfnisse der Hausmaus angepassten Energiegehalt (siehe Tabelle 7.1, S. 266) erreicht werden.

Da Hausmäuse ursprünglich aus trockenen Steppegebieten stammen (siehe Kapitel 7.2, S. 246), zeigen sie einige physiologische Anpassungen, um mit einem Mangel an Trinkwasser fertig zu werden. So sind die Tiere beispielsweise in der Lage, ihren Urin stark aufzukonzentrieren. Dabei erreichen sie mit etwa 7,00 Osm/kg eine Harnkonzentration, die auch bei vielen typischen Wüstenbewohnern gefunden werden (z.B. Chinchilla 7,6 Osm/kg – vergl. auch Kapitel 5.4.1, S. 144; zum Vergleich: der Mensch erreicht maximal eine Harnkonzentration von 1,5 Osm/kg; zur Maßeinheit Osm/kg: die Osmolalität pro kg Körperwasser – vereinfacht gesagt eine Maßzahl für die Menge an gelösten Stoffen pro kg Körperflüssigkeit; je höher dieser Wert ist, desto konzentrierter ist der Urin). Von Hausmäusen ist bekannt, dass sie gänzlich ohne Zugang zu freiem Wasser überleben können, solange die aufgenommene Nahrung zumindest einen Wassergehalt von 15 % aufweist.

Eine weitere Anpassung an einen trockenen Lebensraum ist das Vermögen der Hausmäuse, ihren evaporativen Wasserverlust einzuschränken, wenn den Tieren nur wenig Wasser zur Verfügung steht. Dabei haben die Hausmäuse Mechanismen entwickelt, die es ihnen erlauben, sowohl den Wasserverlust über die Haut (Hausmäuse haben zwar keine Schweißdrüsen wie der Mensch, dennoch verdunstet bei ihnen auch über die Haut ein Teil des Körperwassers), als auch den Feuchtigkeitsverlust über die Atemwege zu minimieren. Wenn sich Abkömmlinge von wildlebenden Hausmäusen langsam an eine reduzierte Wasserverfügbarkeit gewöhnen können, dann sind sie in der Lage, bei einer Wasserverfügbarkeit von etwa 25 % der Normalmenge ihren Wasserverlust über die Haut und die Atemwege um etwa 12 % zu reduzieren. Steht ihnen dagegen nur etwa 12 % der Normalmenge an Trinkwasser zur Verfügung, so können sie ihren evaporativen Wasserverlust sogar um etwa 22 % verringern. Bei vielen anderen Säugetieren ist unter Wasserstress auch eine verringerte Futteraufnahme zu beobachten. Dies trifft jedoch nicht auf die Hausmäuse zu, die auch bei einer verringerten Wasserverfügbarkeit in etwa die gleiche Nahrungsmenge zu sich nehmen, wie unter Normalbedingungen. Der genaue Mechanismus, mit dem die Tiere ihren evaporativen Wasserverlust beeinflussen können, ist nicht bekannt. Vermutet wird ein Kondensationsmechanismus in den Atemwegen, der dazu führt, dass die ausgeatmete Luft in der Nase abgekühlt wird und sich so der in der Atemluft enthaltene Wasserdampf an den Nasenschleimhäuten niederschlägt. Der Wasserverlust über die Hautoberfläche könnte durch eine Abkühlung der Haut minimiert werden. Eine solche Abkühlung könnte dadurch erreicht werden, dass sich die Blutgefäße im körperoberflächennahen Gewebe zusammenziehen (Vasokonstriktion) und so nicht mehr so stark durchblutet werden. Experimentell eindeutig nachgewiesen sind diese Mechanismen bei der Hausmaus bislang jedoch nicht.

Die Verfügbarkeit von Wasser spielt nach Meinung einiger Autoren bei wildlebenden Hausmäusen eine wichtige Rolle bei der jahreszeitlichen Abstimmung der Reproduktion der Tiere. Da die Fortpflanzung der Hausmäuse – anders als bei den meisten anderen Säugetierarten – weitestgehend unabhängig von der Photoperiode (d.h. den Lichtver-

hältnissen) ist und auch die Umgebungstemperatur nur einen geringen Einfluss zu haben scheint (Nachweis der Reproduktion in Kühllhäusern bei Temperaturen weit unter 0 °C, siehe Kapitel 7.2, S. 246), wird die Verfügbarkeit von Trinkwasser als ein, die Fortpflanzungsperiode kontrollierender Faktor angesehen. Experimentell konnte nachgewiesen werden, dass bei männlichen Hausmäusen unter Wasserstress sowohl die Masse der Hoden, als auch die Anzahl der produzierten Spermien abnimmt (ob auch die Fruchtbarkeit der Spermien beeinträchtigt wird, ist nicht bekannt). Inwieweit dieser die Fortpflanzung regulierende Faktor auch in gemäßigten Breiten eine Rolle spielt, in der nahezu ganzjährig ausreichende Mengen an Wasser zur Verfügung stehen, sei dahingestellt. Hier wird wohl die Umgebungstemperatur und die Nahrungsverfügbarkeit eine größere Rolle für das Timing spielen. Im ursprünglichen Verbreitungsgebiet der Hausmaus, in dem das Trinkwasser (bzw. dessen Verfügbarkeit) für die Tiere eine limitierende Ressource darstellt, dürfte dieser Regulationsmechanismus dagegen durchaus sinnvoll sein.

Trotz dieser Anpassungen an eine geringe Wasserverfügbarkeit nehmen aber wahrscheinlich auch wildlebende Hausmäuse – sofern dies möglich ist – täglich Wasser zu sich (beispielsweise in Form von Tau). Über die täglich aufgenommene Wassermenge der wildlebenden Formen liegen keine Angaben vor, diese dürfte aber Schwankungen unterliegen, abhängig von der Höhe der Umgebungstemperatur, der relativen Luftfeuchtigkeit und dem Wassergehalt der aufgenommenen Nahrung. Bei Tieren in menschlicher Obhut schwankt die täglich aufgenommene Flüssigkeitsmenge ebenfalls. Bei einer Raumtemperatur von 20 – 23 °C (und einer relativen Luftfeuchtigkeit von etwa 50 %) nehmen Hausmäuse bei freier Wasserverfügbarkeit zwischen 5,6 und 7,5 ml Trinkwasser pro Tag zu sich. Generell trinken in menschlicher Obhut gehaltene Wildmäuse weniger als die verschiedenen Zuchtstämme. Bei einem direkten Vergleich eines Albino-Stamms mit den Nachkommen von Wildfängen, nahmen die Wildfänge (4 ml/Tag) etwa 30 % weniger Trinkwasser pro Tag auf, als die Albinomäuse (6 ml/Tag).



### 7.4.2 Verdauungsvorgang

Auch bei den Hausmäusen verläuft der Verdauungsvorgang ähnlich wie bei den in den vorangegangenen Kapiteln erwähnten Kleinsäugetieren. Die mit Hilfe der Schneidezähne abgebissenen Nahrungsbrocken werden mit der Zunge zu den Backenzähnen transportiert und dort durch Kaubewegungen der Kiefer zerkleinert und dabei gründlich mit dem durch die Speicheldrüsen abgesonderten Speichel vermischt. Das im Speichelsekret enthaltene Enzym Ptyalin beginnt bereits in der Mundhöhle damit, die in der Nahrung enthaltene Stärke zu kürzeren Kohlenhydratketten abzubauen, die dann im Verdauungstrakt weiter verarbeitet werden können.

Durch die Speiseröhre gelangt der zerkleinerte und eingespeichelte Nahrungsbrei in den Magen und wird hier mit dem aus den Drüsenzellen ausgeschiedenen Verdauungssaft, bestehend aus Salzsäure, dem Enzym Pepsin und verschiedenen Hormonen, versetzt. Das Verdauungsenzym Pepsin, welches in erster Linie für den Abbau von Proteinen zuständig ist, wird dabei von den Drüsenzellen des Magens als inaktive Vorstufe Pepsinogen sezerniert und erst im Magenlumen durch die Wirkung der Salzsäure in die aktive Form – das Pepsin – überführt. So wird sichergestellt, dass die Drüsenzellen des Magens nicht selber von dem Pepsin verdaut werden.

Hausmäuse besitzen ähnlich wie Wanderratten (siehe Kapitel 6.4.2, S. 192) einen relativ großen, drüsenlosen Vormagen (vergl. Kapitel 7.3.3, S. 253), der aber – anders als beispielsweise beim Goldhamster (siehe Kapitel 3.3.3, S. 69 und Kapitel 3.4.2, S. 71) oder bei den Zwerghamstern (vergl. Kapitel 4.3.3, S. 104 und Kapitel 4.4.2, S. 107) – nicht deutlich von dem drüsenbesetzten Teil des Magens abgesetzt ist. Dennoch findet auch bei den Hausmäusen eine zeitlich differenzierte Nutzung des Magens statt. Nach dem Abschlucken befindet sich ein Großteil des Nahrungsbreis zunächst in dem drüsenlosen „Vormagen“ und erst nach und nach erfolgt die Überführung in den drüsenbesetzten Magenabschnitt. Ob dies von Bedeutung für den Verdauungsvorgang der Hausmaus ist, ist ebenso wie bei der Wanderratte nicht bekannt. Eventuell erfolgt in dem drüsenlosen Teil des Magens, der

im Vergleich zum „Drüsenmagen“ meistens einen höheren pH-Wert aufweist, ein weiterer Abbau der in der Nahrung enthaltenen Stärke, was für eine Art wie die Hausmaus, die sich zu einem großen Teil von stärkehaltigen Sämereien ernährt, durchaus von Vorteil wäre. Eindeutig belegt ist diese Vermutung für die Hausmaus jedoch nicht (siehe hierzu auch die Anmerkungen zur Wanderratte in Kapitel 6.4.2, S. 192).

Über den Magenpförtner gelangt der Nahrungsbrei dann in den Dünndarm und wird hier mit dem Gallensaft aus der Gallenblase und dem Sekret der Bauchspeicheldrüse vermischt. Der Gallensaft bewirkt die Emulgation der in der Nahrung enthaltenen Fette, die auf diese Weise für die fettabbauenden Enzyme aus dem Sekret der Bauchspeicheldrüse zugänglich gemacht werden. Im Sekret der Bauchspeicheldrüse sind außerdem Enzyme enthalten, die für den weiteren Abbau der Proteine und der Stärke in der Nahrung zuständig sind. Darüber hinaus werden auch noch von der Dünndarmschleimhaut selber Enzyme in das Darmlumen abgegeben, die ebenfalls am Abbau der Proteine sowie der in der Nahrung enthaltenen Kohlenhydrate und Nukleinsäuren beteiligt sind. Durch die Ausscheidungen der Dünndarmschleimhaut wird weiterhin der pH-Wert des Nahrungsbreis, welcher beim Eintritt in den Dünndarm noch stark sauer ist (etwa bei pH 2), auf einen neutralen bis leicht alkalischen Wert (etwa pH 7) angehoben. Dies neutralisiert die zersetzende Wirkung der Salzsäure aus dem Magen und schafft ein Milieu, in dem die Verdauungsenzyme aus der Bauchspeicheldrüse und der Dünndarmschleimhaut optimal arbeiten können.

Die mit dem Magensaft ausgeschütteten Hormone (s.o.) bewirken über Rezeptoren in der Dünndarmschleimhaut, dass die Magensaftsekretion eingestellt wird, sobald der Nahrungsbrei aus dem Magen in den Dünndarm transportiert worden ist. Die Magendrüsen nehmen ihre Arbeit erst dann wieder auf, wenn über die Speiseröhre neuer Nahrungsbrei in den Magen gelangt.

Die Resorption der durch die Arbeit der Enzyme entstandenen Spaltprodukte (Einfachzucker, Fettsäuren, Aminosäuren und Nucleotide) findet über die Darmzotten im hinteren Teil des Dünndarms

statt. Die Spaltprodukte werden über diese Darmzotten aus dem Nahrungsbrei in das Blut überführt und so dem Stoffwechsel des Tieres nutzbar gemacht. Zunächst werden die aufgeschlossenen Nährstoffe über die Pfortader zur Leber transportiert und von hier aus auf die entsprechenden Organe verteilt. Die Leber fungiert dabei als Vermittler zwischen dem Verdauungssystem und den restlichen Organen des Organismus. Zum Teil dient sie aber auch als Speicherorgan, wie etwa für das Glykogen, einem aus Glucose aufgebauten Mehrfachzucker, der im tierischen Organismus ähnliche Aufgaben erfüllt wie die Stärke im pflanzlichen Organismus. Darüber hinaus erfüllt die Leber noch die Funktion eines Entgiftungsorgans für die Abbauprodukte des körpereigenen Stoffwechsels des Tieres. Zum Teil werden hier auch eventuell mit der Nahrung aufgenommene Giftstoffe neutralisiert. Die für den Organismus schädlichen Stoffe werden dabei in eine Form überführt, die mit dem Urin ausgeschieden werden kann.

Ebenso wie bei den anderen bereits besprochenen Kleinsäugetierarten befindet sich auch bei der Hausmaus am Übergang zwischen dem Dünndarm und dem Dickdarm ein vergleichsweise voluminöser Blinddarm (siehe Kapitel 7.3.3, S. 253), welcher für den Abbau der mit der Nahrung aufgenommenen Zellulose zuständig ist. Ähnlich wie bei der Wanderratte, dem Goldhamster und den Zwerghamstern benötigen jedoch auch die sich omnivor ernährenden Hausmäuse einen sehr viel geringeren Rohfasergehalt in der Nahrung als beispielsweise sich rein herbivor ernährende Arten wie Kaninchen, Meerschweinchen oder Chinchillas.

Wie neuere Untersuchungen vermuten lassen, nutzen Arten wie die Hausmaus in ihrem Blinddarm weniger die Rohfaserbestandteile der Nahrung (u.a. Zellulose, Lignin), als vielmehr resistente Stärke (eine Stärkeform, die nicht im Dünndarm verdaut wird), nicht-stärkehaltige Speicherpolysaccharide (z.B.  $\beta$ -Glucane, Pentosane, Pektine) und Oligosaccharide (Zuckerverbindungen aus 3 – 10 Einfachzuckern), da für den Aufschluss der Rohfaserbestandteile die Verweildauer im Blinddarm viel zu kurz ist (die bakterielle Blinddarmflora benötigt Zeit, um Rohfaserbestandteile wie Zellulose und Lignin aufzuschließen). Dementsprechend ist

auch die Caecotrophie, also die Wiederaufnahme des Blinddarmkots, bei Hausmäusen – ähnlich wie bei Wanderratten, Goldhamstern und Zwerghamstern – sehr viel geringer ausgeprägt als bei den rein herbivoren Nagetierarten bzw. Hasenartigen. Dass dieses Verhalten aber für die Tiere dennoch einen gewissen Stellenwert hat, wird daran deutlich, dass der Verzehr des Blinddarmkots den Hausmäusen angeboren ist. Auch von Hand aufgezogene Tiere, die während des Heranwachsens keinerlei soziale Erfahrungen mit Artgenossen machen konnten und damit auch die Caecotrophie nicht von anderen Artgenossen erlernen konnten, zeigen dennoch dieses Verhalten in der gleichen Form wie unter Artgenossen aufgewachsene Tiere.

Bei Hausmäusen ist die Häufigkeit, mit der die Tiere ihre Caecotrophe (Blinddarmkot) verzehren, abhängig vom Lebensalter der Tiere. Bei Jungtieren kann erstmals im Alter von 17 – 18 Tagen, also einige Tage nachdem die Jungen selbständig Kot absetzen (vorher wird dies von dem Muttertier durch belecken der Anogenitalregion induziert), der Verzehr von Blinddarmkot beobachtet werden. Im Alter von 5 – 6 Wochen erreicht die Häufigkeit, mit der Caecotrophie auftritt, dann ihren Höhepunkt, um daraufhin mit dem Älterwerden der Tiere langsam wieder zurückzugehen. Dabei nehmen 5 – 6 Wochen alte Hausmäuse durchschnittlich etwa 13 Pellets Blinddarmkot pro Tag zu sich, während dies im Alter von 78 Wochen nur noch etwa 2 Blinddarmkotpellets pro Tag sind (zum Vergleich: die von Hausmäusen insgesamt abgesetzte Kotmenge beträgt 50 und mehr Kotpellets pro Tag).

Der Blinddarmkot zeigt äußerlich keine Unterschiede zum normalen Kot, allerdings weist er einige Besonderheiten in der Zusammensetzung auf. So war bei Untersuchungen beispielsweise der Gehalt an Vitaminen des B-Komplexes deutlich höher als im Futter der Versuchstiere. Der Gehalt an Vitamin B<sub>12</sub> war dabei – abhängig von der Tageszeit – zwischen 70 – 197mal und der Gehalt an Folsäure (Vitamin B<sub>9</sub>) etwa 10mal höher als in dem verabreichten Futter. Neben der Versorgung mit Vitaminen des B-Komplexes beeinflusst der Verzehr der Caecotrophe darüber hinaus auch noch die Zusammensetzung der Darmflora in einer für die Tiere positiven Weise. Wird Hausmäusen ein mit Vitaminen

des B-Komplexes angereichertes Futter angeboten, mit dem sie eigentlich ihren Vitamin B-Bedarf decken könnten, so reduziert sich zwar die Häufigkeit der Caecotrophie, allerdings stellen die Tiere auch unter solchen Ernährungsbedingungen dieses Verhalten nicht vollständig ein.

Von dem Dünndarm und dem Blinddarm gelangt die verdaute Nahrung dann schließlich in den Dickdarm, in welchem dem Nahrungsbrei die Feuchtigkeit entzogen wird. Im Mastdarm werden dann die Kotpillen geformt, die dann letztendlich über den After ausgeschieden werden.

### 7.4.3 Nährstoffe

Auf die Bedeutung der einzelnen Nährstoffe wurde bereits detailliert im Kapitel 1.4.3 (s. S. 9) eingegangen, weshalb an dieser Stelle lediglich die für eine gesunde und ausgewogene Ernährung der Hausmaus empfohlenen Nährstoffmengen aufgelistet werden sollen.

Da es von der Hausmaus extrem viele Zuchtlinien gibt, die zum Teil auch in die für die Heimtierhaltung bestimmten Zuchtlinien eingekreuzt wurden und die teilweise deutlich unterschiedliche Ansprüche an einzelne Nahrungsbestandteile haben, ist es mitunter schwierig, allgemeingültige Aussagen zu empfohlenen Nährstoffmengen für die Hausmaus zu machen.

Für bestimmte Nährstoffklassen zeigen Hausmäuse darüber hinaus eine extreme Toleranz was die aufgenommenen Mengen angeht. So war beispielsweise bei Fütterungsversuchen mit Futtermitteln, die einen Fettanteil zwischen 0,5 – 40 % aufwiesen, keinerlei Einfluss auf die Gewichtsentwicklung (d.h. keine extremen Gewichtsabnahmen bei sehr niedrigem Fettgehalt bzw. keine extremen Gewichtszunahmen bei sehr hohem Fettgehalt) der Tiere festzustellen. Erst bei einem Fettanteil von mehr als 40 % konnte bei den Tieren ein verzögertes Wachstum nachgewiesen werden. Auf andere physiologische Parameter hatte eine Änderung des Fettanteils in der Nahrung je nach Zuchtstamm eine exakt entgegengesetzte Wirkung. So nahm beispielsweise die Anzahl der Jungtiere pro Wurf bei

dem einen Zuchtstamm (BALB/cAnN) mit steigendem Fettanteil in der Nahrung zu, während bei einem anderen Zuchtstamm (DBA/2N) die Jungtieranzahl pro Wurf mit steigendem Fettgehalt der Nahrung abnahm.

Außerdem wird die Wirkung des Fetts auf den Organismus auch noch durch den Proteinanteil in der Nahrung beeinflusst und zum Teil kann die physiologische Funktion der Fette von Kohlenhydraten wie Glucose, Fruktose, Sucrose oder auch Stärke übernommen werden.

Für Hausmäuse nachgewiesen ist eine Zunahme der Bildung von Gesäugetumoren und krankhaften Hautveränderungen (Hauttumore), sowie eine Störung des Immunsystems, wenn das Futter einen höheren Fettanteil aufweist (verglichen wurden Futtermittel mit einem Fettgehalt von 5 % und 20 %).

Ein zu hoher Rohfaseranteil ist für die omnivoren Hausmäuse ungünstig, weil die Tiere die Rohfaser kaum verwerten können und es deshalb zu einer ungenügenden Energieaufnahme kommen kann. Ein für Kaninchen oder Meerschweinchen deklariertes Futter eignet sich wegen des zu hohen Rohfaseranteils daher auch nicht für die Fütterung von Hausmäusen und anderen omnivoren Nagetieren (Wanderratte, Gold- und Zwerghamster).

Auch dem Verhältnis vom Kalzium- (Ca) zum Phosphoranteil (P) im Futter sollte einige Aufmerksamkeit geschenkt werden. Ist der Phosphorgehalt zu hoch, dann kann es zu Nierenverkalkungen und zu einer gestörten Kalzifizierung der Knochen kommen. Einem verringerten Kalziumgehalt der Nahrung können Hausmäuse bis zu einem gewissen Grad entgegenwirken, da sie in einem solchen Fall die Konzentration des für die Kalzium-Aufnahme zuständigen Proteins in der Darmschleimhaut des Zwölffingerdarms erhöhen und so eine effektivere Kalzium-Aufnahme erreichen.

Bei den Mengenangaben für Vitamin A und Vitamin D<sub>3</sub> werden in der Literatur stark unterschiedliche Werte genannt. So liegen die Angaben für den Vitamin A-Gehalt nach einigen Quellen um den Faktor 4,8 und die Angaben für den Vitamin D<sub>3</sub>-Gehalt um den Faktor 6,6 höher als in anderen

**Tabelle 7.1:** Empfohlene Nährstoffmengen für eine gesunde Ernährung von Hausmäusen. Die Angaben in der Spalte „Tiere im Wachstum“ gelten auch für trächtige oder laktierende Weibchen.

	ausgewachsene Tiere	Tiere im Wachstum
Rohprotein	10 – 12 %	12,5 – 18 %
Rohfett	etwa 5 %	dto.
Rohfaser	etwa 5 – 7 %	dto.
Calcium Ca	0,4 – 0,6 %	dto.
Phosphor P	0,3 – 0,4 %	dto.
Ca-P-Verhältnis	1,5 : 1	dto.
Vitamin A	500 IE/kg AF	dto.
Vitamin D <sub>3</sub>	150 IE/kg AF	dto.
Vitamin E	20 – 22 mg/kg AF	dto.
Energie	10 – 12 MJ DE/kg AF	14 – 16 MJ DE/kg AF

IE Internationale Einheit: 1 IE Vitamin A  $\hat{=}$  0,3  $\mu$ g Retinol  $\hat{=}$  0,6  $\mu$ g Beta-Carotin;

1 IE Vitamin D<sub>3</sub>  $\hat{=}$  0,025  $\mu$ g Vitamin D<sub>3</sub>  $\hat{=}$  0,025 Ergocalciferol

AF = Alleinfutter; MJ DE = Megajoule Digestible Energy = Megajoule verdauliche Energie

Quellen. Für das Vitamin A lässt sich diese Diskrepanz wahrscheinlich dadurch erklären, dass dieses Vitamin zwar als essentiell für Hausmäuse gilt, ein Mangel aber nur sehr schwer nachzuweisen ist. Unter Umständen haben einige Autoren deshalb eine gewisse „Sicherheitsmarge“ bei ihrer Angabe zur Vitamin A-Menge eingehalten, zumal eine Vitamin A-Toxizität erst ab sehr viel höheren Mengen in Erscheinung tritt (ab einer etwa 12,5mal so hohen wie der in Tabelle 7.1, s. S. 266 angegebene Menge kommt es bei trächtigen Weibchen zu Totgeburten und Fehlbildungen der Föten). Ebenso sind Hausmäuse wenig anfällig für eine durch Vitamin D-Mangel hervorgerufene Rachitis, so dass die höheren Werte einiger Literaturquellen eventuell ebenfalls einen Sicherheitsaspekt bei ihren Angaben berücksichtigen, da eine Schädigende Wirkung einer Vitamin D-Übersorgung ebenfalls erst bei sehr viel höheren Mengen zu erwarten ist.

Obwohl Vitamin C als nicht-essentiell für Hausmäuse gilt und deshalb auch nicht in Tabelle 7.1 (s. S. 266) aufgeführt ist, haben Fütterungsversuche gezeigt, dass sich dieses Vitamin positiv auf die Lebenserwartung der Tiere auswirkt. Bei Gaben von 10 g Ascorbinsäure pro kg Futter erhöhte sich die mittlere Lebenserwartung der Tiere um mehr als 8 % (die maximale Lebenserwartung wurde immer-

hin noch um knapp 3 % gesteigert). Ebenso wurde durch das Vitamin C das Körpergewicht der Tiere reduziert (um etwa 6 – 7 %). Dies dürfte vor allen Dingen bei als Heimtier gehaltenen Hausmäusen, die oftmals ein zu hohes Körpergewicht aufweisen, ein durchaus erwünschter Effekt sein.

## 7.5 Verhalten

Wie schon in Kapitel 7.1.2 (s. S. 243) angedeutet, gibt es im Verhalten von wildlebenden, kommensalen und domestizierten Hausmäusen einige Unterschiede. Dies betrifft beispielsweise bei den kommensal lebenden Formen die kleineren Aktionsräume im Vergleich zu den wildlebenden Tieren. Auch weisen zumindest unter bestimmten Bedingungen (geringeres Raumangebot) einige kommensal lebende Gruppen eine Dominanzhierarchie aus, während die wildlebenden Formen in der Regel territorial organisiert sein dürften. Bei den domestizierten Hausmäusen fällt auf, dass diese bei einem Vergleich mit wildlebenden Tieren eine geringere Fluchtten- denz zeigen und weniger ängstlich sind. Zumindest bei einigen Zuchtformen wird vermutet, dass diese die weitestgehend angeborene und damit genetisch bedingte Reaktion gegenüber Fressfeinden verloren haben. Demgegenüber stehen Beobachtungen, nach denen ein großer Teil dieser Verhaltensunterschiede

umweltbedingt ist. Dies wird ganz besonders deutlich, wenn domestizierte Hausmäuse in einem naturnah gestalteten Käfig gehalten werden und hier nach einiger Zeit ihr Verhalten stark dem von wildlebenden Tieren annähern, so dass dann kaum noch qualitative oder quantitative Verhaltensunterschiede auszumachen sind.

Auf der anderen Seite ist zu vermerken, dass in menschlicher Obhut gehaltene wilde Hausmäuse niemals vollständig zahm werden und auch ihre erhöhte Fluchtbereitschaft nie völlig verlieren. Darüber hinaus treten bei diesen wilden Tieren sehr schnell Verhaltensstereotypen auf und das vor allem, wenn sie in kleinen, reizarmen Käfigen gehalten werden. Es scheint also neben den reversiblen, umweltbedingten Verhaltensänderungen bei Hausmäusen auch noch anders geartete (eventuell genetisch determinierte) Modifikationen zu geben, die die wildlebenden Hausmäuse von den über lange Generationen in menschlicher Obhut gehaltenen Tieren unterscheiden. Im Interesse der Tiere sollte also davon Abstand genommen werden, wildlebende Hausmäuse in menschliche Obhut zu überführen, weil dies für die Tiere mit einem hohen Maß an Stress verbunden ist und sich solche Tiere niemals völlig an den Menschen gewöhnen werden (dies gilt im Übrigen auch für andere Wildtiere).

### 7.5.1 Sozialstruktur

Die Sozialstruktur der Hausmäuse ist – wie in Kapitel 7.1.2 (s. S. 243) schon angedeutet – sehr variabel und wird unter anderem vom Raum- und Nahrungsangebot, sowie von der Populationsdichte und den Lebensumständen (wildlebend oder kommensal) beeinflusst. Die hohe Anpassungsfähigkeit in der sozialen Organisation ist neben der großen ökologischen Plastizität wohl der Hauptgrund dafür, dass die Hausmaus eine so große weltweite Verbreitung erfahren hat und sich in so vielen unterschiedlichen Lebensräumen erfolgreich behaupten kann.

Sowohl bei wildlebenden und den kommensalen Formen als auch bei Hausmäusen in menschlicher Obhut stellt der Familienverband aus einem dominanten Männchen sowie einem bis mehreren Weibchen (in der Regel 2 – 3) mit deren Nachwuchs die

soziale Grundeinheit dar. Mitunter gehören zur Familie auch noch einige junge, bereits geschlechtsreife aber subordinierte Söhne des dominanten Männchens sowie einige junge, geschlechtsreife Töchter. Zumindest bei den wildlebenden Hausmäusen sind sowohl die jungen Männchen als auch die jungen Weibchen dann aber meistens nicht in der Lage, sich selber fortzupflanzen (s.u.).

Wie Untersuchungen an Laborstämmen bewiesen haben, zeigen die Tiere eine ausgeprägte Neigung, sozial miteinander zu interagieren. So bevorzugen Hausmäuse bei Wahlversuchen Situationen mit der Möglichkeit zum Spiel, zu sexuellen Interaktionen, zu Interaktionen mit dem eigenen Nachwuchs und sogar zu aggressiven Auseinandersetzungen deutlich vor einer Situation, in der die Tiere sozial isoliert sind. Eine solche Bevorzugung zeigen Hausmäuse dabei sogar den Räumlichkeiten gegenüber, an denen sie einige Zeit vorher die Möglichkeit hatten, mit Artgenossen sozial zu interagieren, auch wenn hier aktuell gar keine Artgenossen anwesend sind. Dabei wird die Möglichkeit zu sozialen Interaktionen von den Tieren als eine Belohnung empfunden, während eine soziale Isolation eher als eine Bestrafung aufgefasst wird.

Die Sozialstruktur der Hausmaus ist relativ komplex und noch längst nicht bis in das letzte Detail untersucht. Bei intensiver Beschäftigung mit dieser Art werden immer wieder z.T. erstaunliche Beobachtungen gemacht. So wurde beispielsweise kürzlich entdeckt, dass Hausmäuse die Fähigkeit besitzen, die Empfindungen von Artgenossen zu erkennen und zu einem gewissen Grad auch zu teilen (also empathisch zu reagieren). Beobachtet – ein visueller Kontakt ist hierfür Voraussetzung – z.B. ein schmerzfreies Tier ein anderes Tier, welches Schmerz erleidet, so sind auch bei dem beobachtenden Individuum Anzeichen dafür zu erkennen, dass dieses ebenfalls Schmerz empfindet, obwohl dies gar nicht der Fall ist. Ein solches Einfühlungsvermögen, welches bisher nur höheren Primaten und dem Menschen zugesprochen wurde, ist allerdings nur zwischen Hausmäusen zu beobachten, die sich persönlich über einen längeren Zeitraum kennen. Fremden Tieren gegenüber wird dagegen keine Empathie gezeigt. Das gezeigte Verhalten der Hausmäuse ist dabei weder durch eine Stressreak-



tion, noch durch einen Lernvorgang oder durch reines Nachahmen zu erklären. Allerdings gibt es auch keinerlei Hinweise darauf, dass das Einfühlungsvermögen auf einem Sympathiegefühl oder einer kognitiven Repräsentation (Schlussfolgerung aus bereits bekannten Situationen auf neue Situationen) basiert, wie dies bei dem Einfühlungsvermögen höherer Primaten oder Menschen der Fall ist. Dennoch ist dieses Verhalten für eine Tierart von der Organisationshöhe einer Hausmaus durchaus erstaunlich.

In vielen Artikeln, die sich mit der Sozialstruktur der Hausmaus beschäftigen, wird die Familiengruppe als ein „Dem“ bezeichnet und dabei zum Einen der Eindruck erweckt, dass ausschließlich die Hausmaus solche Deme bildet und zum Anderen die Verwendung dieses Begriffs damit begründet, dass zwischen den „Demen“ (d.h. den Familiengruppen) kaum ein genetischer Austausch stattfindet. Die Benutzung dieses Begriffs, welcher anscheinend vor allem von Autoren verwendet wird, die sich in erster Linie mit der Hausmaus als Vorratsschädling beschäftigen, ist allerdings in dieser Form nicht ganz korrekt.

Der Begriff „Dem“ wird allgemein in der Populationsbiologie verwendet und bezeichnet in diesem Zusammenhang eine lokale Population, in der (zumindest potentiell) Panmixie (Bezeichnung für eine zufällige Paarung zweier verschiedengeschlechtlicher Individuen einer Population – jede mögliche Kombination aus einem Weibchen und einem Männchen hat die gleiche Wahrscheinlichkeit, sich miteinander fortzupflanzen) herrscht. Eingeführt wurde das Konzept der Deme, da sich herausgestellt hat, dass eine Panmixie für die gesamte Population – wie sie in der klassischen Populationsbiologie gefordert wurde, um eine Population zu definieren – in den allerseltensten Fällen zutrifft. Eine solche Panmixie ist meistens nur in einem kleinen Teil der gesamten Population – eben in einem Dem (also einer räumlich begrenzten Teilpopulation) – gegeben. Zwischen den einzelnen Demen kann ein genetischer Austausch stattfinden, oder auch nicht. Häufig, aber nicht immer, ist allerdings der genetische Austausch zwischen den Demen geringer als innerhalb eines Dems. Allerdings ist dies kein Ausschlusskriterium bei der Bewertung, ob eine Population in Demen organisiert ist, oder nicht.

Man kann bei der Organisation einer Hausmauspopulation in (genetisch isolierten) Familiengruppen demnach zwar von Demen sprechen, jedoch ist dies nichts, was ausschließlich auf die Hausmaus zutrifft, sondern ebenso auf die meisten anderen Tierarten. Ebenso wenig ist der eingeschränkte genetische Austausch zwischen den Hausmaus-Familiengruppen eine zwingende Voraussetzung für die Etablierung einer solchen Dem-Struktur.

### **Soziale Organisation wildlebender Hausmäuse**

Bei wildlebenden Hausmäusen leben die Familienverbände in einem gemeinsam verteidigten Revier zusammen. In der Regel hat innerhalb dieses Reviers jedes Familienmitglied zwar mitunter sein eigenes Nest und ebenso eigene Fraßplätze, Individualreviere der einzelnen Gruppenmitglieder werden aber nicht etabliert und auch die Nester und Fraßplätze werden den anderen Familienmitgliedern gegenüber nicht verteidigt. Neben diesen Einzelnestern gibt es aber auch gemeinsam genutzte Nestplätze oder Bauanlagen, sowie Fraßplätze und Stellen zum Absetzen von Kot und Harn, die von allen Familienmitgliedern genutzt werden. Die einzelnen Bereiche eines Reviers sind, ähnlich wie bei den Wanderratten (vergl. Kapitel 6.5.1, S. 196), durch ein wiederholt von den Tieren benutztes Wegenetz miteinander verbunden. Nach Ansicht einiger Autoren ist die Bindung der Hausmäuse an diese Wechsel jedoch nicht so stark ausgeprägt wie bei den Wanderratten.

An der Verteidigung des Reviers können alle erwachsenen Familienmitglieder beteiligt sein, wobei den größten Anteil hieran das dominante Männchen der Gruppe hat. Das dominante Männchen läuft wahrscheinlich regelmäßig die Grenzen seines Reviers ab und markiert diese mit Urin, dem das Sekret der Präputialdrüsen (paarig angelegte Drüsen, deren Ausführungsgänge in die Penisvorhaut münden) beigemischt wird.

Erwähnenswert ist auch, dass sich die Revierinhaber bei der Abgrenzung des Reviers anscheinend zu einem großen Teil an Hand visueller Markierungen orientieren. Mitunter scheinen diese visuellen Geländemarken zumindest bei gekäfigten Tieren sogar Vorrang vor geruchlichen Markierungen



zu haben. Zum Teil wird auch beschrieben, dass die Tiere von einem erhöhten Standpunkt aus ihr Revier visuell kontrollieren. Das Patrouillieren und Ausschau halten ist zumindest bei Hausmäusen in größeren Gehegen beobachtet worden und es wird vermutet, dass Tiere im Freiland dieses Verhalten ebenfalls zeigen (einschränkend sei an dieser Stelle auf das relativ schlechte Sehvermögen der Hausmäuse hingewiesen – siehe Kapitel 7.3.1, S. 248 – welches eine überwiegend optische Revierkontrolle wenig plausibel erscheinen lässt). Nähert sich ein unbekanntes Tier dem Territorium und dringt es in dieses ein, so wird es von dem dominanten Männchen vertrieben. Mitunter beteiligen sich auch die erwachsenen Weibchen an der Reviermarkierung und der Vertreibung fremder Tiere. Häufig wird von diesen aber nur die unmittelbare Umgebung des Nests verteidigt, vor allem wenn die Weibchen Jungtiere haben. In den meisten Fällen fallen die bei der Revierverteidigung gezeigten aggressiven Handlungen der Männchen und Weibchen gegenüber gleichgeschlechtlichen Tieren wesentlich vehementer aus, als gegenüber dem jeweils anderen Geschlecht.

Ein Großteil der aggressiven Verhaltensweisen im Freiland (bzw. unter semi-natürlichen Bedingungen) findet zwischen den dominanten Männchen zweier benachbarter Reviere statt, vor allem dann, wenn die Tiere erstmalig aufeinandertreffen und die Reviergrenzen noch nicht festgelegt wurden. Aber auch nachdem dies geschehen ist, kommt es nahezu unweigerlich zum Kampf, wenn zwei dominante Männchen zufällig aufeinandertreffen. Allerdings ist es bei einmal etablierten Revieren sehr selten zu beobachten, dass ein dominantes Männchen das Revier des Nachbarn betritt. Lediglich wenn der Revierinhaber einen Eindringling verfolgt und aus seinem Revier vertreibt, kann es sein, dass er bei der Verfolgung in das Nachbarrevier läuft. Anders stellt sich dagegen die Situation für subordinierte Männchen dar. Wenn diese ein Nachbarrevier betreten, werden sie sehr viel seltener vom dominanten Reviermännchen angegriffen als ein fremdes, dominantes Männchen. Werden sie dennoch einmal in einen Kampf verwickelt, so stellen sie sich fast nie dem angreifenden Männchen, sondern versuchen sich durch Flucht einem solchen Angriff zu entziehen. Auch sind subordinierte Tiere sehr viel eher

bereit, ein Nachbarrevier zu betreten als ein dominantes Tier. Alles in allem verbringen Hausmäuse in etablierten Revieren jedoch deutlich mehr Zeit im eigenen, als im Nachbarrevier, so dass Streitigkeiten zwischen Reviernachbarn relativ selten sind.

Die weiblichen Hausmäuse bilden Gruppen aus mehreren Tieren, die in der Regel alle miteinander verwandt sind. Diese Weibchengruppen nutzen einen gemeinsamen Aktionsraum bzw. ein gemeinsames Revier und z.T. auch gemeinsam angelegte Nester, wobei sich der gemeinschaftliche Aktionsraum auch über die Reviere mehrerer dominanter Männchen erstrecken kann (eine Weibchengruppe muss also nicht unbedingt mit nur einem einzigen dominanten Männchen assoziiert sein). Diese Weibchengruppen unterstützen sich gegenseitig dabei, ihr gemeinschaftliches Revier gegenüber Tieren aus Nachbargruppen oder gegen fremde Hausmäuse zu verteidigen. Dabei werden nicht nur weibliche Tiere, sondern auch eindringende Männchen angegriffen, wobei das Aggressionspotential der Weibchen aber deutlich geringer ist, als das der Männchen. Anders als bei den Männchen betreten alle Weibchen (mit Ausnahme von sehr jungen oder erwachsenen, trächtigen oder laktierenden Weibchen) ohne zu zögern auch die Aktionsräume bzw. Reviere fremder Weibchen, die nicht zu ihrer Gruppe gehören. Dies ist zumindest zum Teil dadurch zu erklären, dass sich nicht fortpflanzende, fremde Weibchen bei den sich fortpflanzenden Revierweibchen, von denen ein Großteil der Angriffe auf fremde Weibchen ausgeht, kaum Aggressionen auslösen.

In vielen Quellen ist zur sozialen Organisation freilebender Hausmäuse zu lesen, dass diese nicht territorial seien und die soziale Organisation „instabil“ und von häufigen Rangwechseln gekennzeichnet sei. Diese Annahme wird damit begründet, dass sich die Aktionsräume benachbarter Männchen zu einem gewissen Teil überlappen können. Diesen Autoren scheint bei der Interpretation der von ihnen in diesem Zusammenhang ausgewerteten Literatur allerdings der Unterschied zwischen einem Aktionsraum (oder *Home Range*) und einem Revier nicht ganz klar zu sein – diese Begriffe sind keinesfalls synonym zu verwenden. Während ein Revier in der Regel vehement gegenüber Artgenossen, die nicht der eigenen sozialen Einheit (etwa der Familien-

gruppe) angehören, verteidigt wird, ist dies bei dem Aktionsraum nicht der Fall. Der Aktionsraum einer Art kann, wie dies bei den freilebenden Hausmäusen der Fall zu sein scheint, durchaus größer als das eigentliche Revier sein und die Aktionsräume benachbarter Familiengruppen können sich in einem solchen Fall mehr oder weniger stark überschneiden. Das bedeutet jedoch nicht, dass die Tiere nicht territorial sind. Das Revier freilebender Hausmäuse wird sich im Normalfall, ähnlich wie bei den als Kommensalen lebenden Tieren, auf die unmittelbare Umgebung des Nests beschränken.

Obwohl bislang, trotz der intensiven, jahrzehntelangen Nutzung der Hausmaus in der wissenschaftlichen Forschung, nur sehr wenige Untersuchungen an freilebenden Populationen der Hausmaus vorliegen, deuten auch die wenigen dabei gewonnenen Erkenntnisse auf eine Territorialität der Tiere im Freiland hin. So können sich beispielsweise einmal etablierte Familiengruppen recht erfolgreich gegen die Einwanderung fremder Hausmäuse zur Wehr setzen. Weiterhin wurden relativ ortstreue Tiere beiderlei Geschlechts im Freiland nachgewiesen und auch Grenzstreitigkeiten zwischen solchen ortstreuen Individuen direkt im Gelände beobachtet. Zudem zeigen auch gekäfigte Hausmäuse, sobald ihnen mehr Raum geboten wird, die Bildung von exklusiven Revieren. Dieser Effekt kann bereits ab einer Käfiggröße von etwa 1,5 m<sup>2</sup> beobachtet werden (Tiere in kleineren Käfigen zeigen eine Dominanzhierarchie, s.u.).

Zur Annahme einer fehlenden Territorialität bei wildlebenden Hausmäusen ist es wohl unter anderem auch deshalb gekommen, weil die Tiere unter bestimmten Bedingungen extrem große Aktionsräume nutzen. So wurden für Hausmäuse in russischen Steppengebieten oder im südwestaustralischen Weizengürtel (die Region östlich von Perth) Aktionsraumgrößen von 40 000 (russische Steppe) bis 80 000 m<sup>2</sup> (SW-Australien) nachgewiesen (dies entspricht der Fläche eines Quadrates von 200 bzw. 282 m Kantenlänge bzw. eines Kreises mit einem Radius von 113 bzw. 160 m). Diese Angaben stellen aber wohl nur Extremwerte dar, die nur unter besonderen Bedingungen (Nahrungsknappheit, geringe Populationsdichte) auftreten. Bemerkenswert an der Hausmaus ist die extreme Variabilität in der

Aktionsraumgröße, so dass es kaum möglich ist, allgemeingültige Größenangaben zu machen. So sind beispielsweise für die im südwestaustralischen Weizengürtel siedelnden Hausmäuse in einzelnen Jahren auch Aktionsraumgrößen von lediglich 2 m<sup>2</sup> (entspricht der Fläche eines Rechtecks mit 1 x 2 m oder einem Quadrat mit 1,4 m Kantenlänge bzw. eines Kreises mit einem Radius von 0,8 m) ermittelt worden.

Für Westeuropa sind bei in Feldern siedelnden Tieren beispielsweise in der Literatur Angaben zwischen 3 und 300 m<sup>2</sup> für die Aktionsraumgröße zu finden. Für Europa dürften daher Angaben von 140 – 160 m<sup>2</sup> (dies entspricht der Fläche eines Quadrates von etwa 11,8 – 12,6 m Kantenlänge bzw. eines Kreises mit einem Radius von 6,7 – 7,1 m) für die mittlere Aktionsraumgröße als grober Anhaltspunkt zutreffend sein. Allerdings wird die Größe des Aktionsraums – wie schon gesagt – durch die Nahrungsverfügbarkeit und die Populationsdichte beeinflusst. Bei einer Verschlechterung der Nahrungssituation vergrößern sich die Aktionsräume, während sie bei zunehmender Populationsdichte (die ihrerseits unter anderem von der Nahrungsverfügbarkeit beeinflusst wird) kleiner werden. Darüber hinaus hat auch die Jahreszeit hierbei einen Einfluss. So nutzen beispielsweise weibliche Tiere im Sommer um bis zu 50 % kleinere Aktionsräume als im Winter. Neben der Verbesserung der Nahrungssituation dürfte dieser Unterschied auch auf die Anwesenheit von Jungtieren in der wärmeren Jahreszeit zurückzuführen sein (die Mütter bleiben in der Nähe ihrer Jungtiere). Bedingt durch Unterschiede in der lokalen Verfügbarkeit von Ressourcen – etwa wenn eine lokale Nahrungsquelle erschöpft ist – kommt es bei wildlebenden Hausmäusen auch häufiger zu einer Verschiebung der Grenzen der Reviere und Aktionsräume.

Entsprechend der großen Unterschiede in der Aktionsraumgröße können auch die Populationsdichten der Hausmaus in einem großen Bereich schwanken. Generell scheinen die Dichten im Freiland geringer zu sein als bei den kommensalen Formen (s.u.). Die Angaben schwanken zwischen 1 – 7,5 Tiere pro 100 m<sup>2</sup> und als Maximalwert wurden bislang 8,7 Tiere pro 100 m<sup>2</sup> ermittelt. Allerdings ändert sich die Populationsdichte selbst innerhalb

eines Jahres mehr oder weniger stark, wobei zum Ende des Winters (in Westeuropa im März/April) ein Dichteminimum und zum Beginn des Herbstes (in Westeuropa meistens im September/Oktobre) das Dichtemaximum erreicht wird. Bei der Hausmaus sind Dichteschwankungen um das 10fache innerhalb eines Jahres die Regel und selbst Zunahmen um den Faktor 20 im Verlaufe der Fortpflanzungssaison sind im Freiland beobachtet worden.

### Soziale Organisation kommensaler Hausmäuse

Die als Kommensalen in oder an menschlichen Gebäuden lebenden, ebenfalls territorial organisierten Hausmäuse unterscheiden sich im Hinblick auf die soziale Organisation in der Aktionsraumgröße und der Populationsdichte von den wildlebenden Hausmäusen.

Bei Tieren in menschlichen Gebäuden deckt sich die Ausdehnung des Aktionsraums in der Regel mit der des Reviers und beträgt in den seltensten Fällen mehr als 10 m<sup>2</sup>. Da die Hausmäuse in solchen Fällen in der Regel in unmittelbarer Nähe zu ihren Nahrungsquellen siedeln, sind die Reviere sogar häufig noch sehr viel kleiner. Bedingt durch die festen räumlichen Strukturen innerhalb von Gebäuden und der dadurch bedingten relativ starren räumlichen Verteilung der Ressourcen, sind die Territorien der kommensalen Hausmäuse in der Regel auch sehr viel stabiler als die der wildlebenden Tiere. Allerdings kann es auch hier zu größeren Bewegungen kommen, etwa wenn die Tiere zu Beginn des Sommers von den Gebäuden in das Freiland wechseln. Auch anthropogen bedingte Störungen, wie etwa das Leeren von Kornspeichern oder der Viehaustrieb im Frühjahr, können bei den kommensalen Hausmäusen zu einer Verlagerung der Reviere führen.

Die Dichte kommensaler Populationen kann mit bis zu 1 000 Tieren pro 100 m<sup>2</sup> um ein Vielfaches höher sein als bei wildlebenden Hausmäusen (s.o.). Im Gegensatz zu den wildlebenden Formen bleiben die Populationsdichten bei den Kommensalen im Verlauf eines Jahres relativ konstant; extreme Schwankungen wie bei den wildlebenden Tieren sind eher selten.

Weil sich die kommensalen Hausmäuse nur innerhalb des eigenen Reviers bewegen, kann es folglich auch nicht zu einer räumlichen Überlappung mit Tieren aus benachbarten Revieren kommen, wie dies bei den Aktionsräumen der wildlebenden Hausmäuse in der Regel der Fall ist. Diese fehlende räumliche Überlappung wird oft als Ausdruck eines generell höheren Aggressionspotentials der kommensalen Tiere im Vergleich zu den wildlebenden Formen interpretiert. Dies dürfte in dieser Form allerdings nicht zutreffen. Zum Einen reagieren wildlebende Hausmäuse ebenfalls äußerst aggressiv, sollte sich ein fremdes Tier in ihr Revier vorwagen, zum Anderen ist das hohe Aggressionspotential der Kommensalen wohl eher auf die extrem hohen Populationsdichten zurückzuführen, bei denen es während der Aktivität der Tiere schon fast zwangsläufig zu einer aggressiven Begegnung von einander fremden Tieren kommt. Dies wird auch durch die Beobachtung gestützt, dass bei Hausmäusen generell die Häufigkeit aggressiver Auseinandersetzungen sowohl bei Kommensalen als auch bei wildlebenden Tieren mit steigender Populationsdichte zunimmt. Weiterhin kommt es in vielen Regionen zumindest bei *M. musculus musculus* zu einem mehr oder weniger starken Austausch zwischen den kommensal und den wildlebenden Hausmäusen, sodass diese beiden Formen gar keine strikt getrennten Populationen darstellen, wie es zur Aufrechterhaltung solcher Verhaltensunterschiede eigentlich der Fall sein müsste.

### Abwanderung von Jungtieren aus dem Familienverband

Da die Mitgliederanzahl einer Familiengruppe nicht beliebig wachsen kann, kommt es ab einem gewissen Punkt zu einer Abwanderung von Individuen. Dies betrifft bei der Hausmaus, wie bei vielen anderen Säugetierarten auch, vor allen Dingen die männlichen Tiere. Erreicht der männliche Nachwuchs die Geschlechtsreife, so wird er nicht länger von dem dominanten Männchen innerhalb seines Reviers geduldet und muss abwandern und versuchen ein eigenes Revier zu etablieren. Dabei können die abwandernden Jungmännchen eine hohe Mobilität an den Tag legen. Im Freiland legen die Tiere im Verlaufe einer Nacht nicht selten Entfernungen von 200 m und mehr zurück und Wanderungen von bis zu 2 km sind nachgewiesen, bevor diese Männ-

chen ein eigenes Territorium gründen und sesshaft werden.

Wie Untersuchungen an Hausmäusen in großen Freilandgehegen ergaben, scheint es aber auch Männchen zu geben, die als wenig aggressive, subordinierte Tiere im väterlichen Territorium bleiben. Solche Männchen verhalten sich unauffällig und versuchen dem dominanten Männchen aus dem Weg zu gehen. So verlegen sie beispielsweise ihre Aktivitätsphasen in Zeiten, in denen das dominante Männchen nicht aktiv ist. Auch beteiligen sie sich nicht an der Reviermarkierung und meiden auch die von allen Familienmitgliedern gemeinschaftlich genutzten Kot- und Harnplätze. Diese subordinierten Männchen setzen sogar seltener Harn ab und suchen dazu stets abgelegene Stellen im Revier auf.

Die Entscheidung, ob das Revier verlassen wird oder nicht, soll nach Untersuchungen in Freilandgehegen von der Aggressivität der jungen, geschlechtsreifen Männchen sowie der aktuellen Populationsdichte abhängig sein. So wandern bei geringen Populationsdichten die aggressiveren Männchen ab und etablieren ein eigenes Revier, während die weniger aggressiven Männchen im väterlichen Revier verbleiben und hier den Status eines subordinierten Männchens annehmen. Bei hohen Populationsdichten dagegen verbleiben die aggressiven Jungmännchen im väterlichen Revier und versuchen dem dominanten Vater das Revier streitig zu machen. Die weniger aggressiven Männchen wandern unter diesen Bedingungen ab.

Anscheinend ist es für ein aggressives Jungmännchen bei hohen Populationsdichten – trotz der Aggressivität des Vaters ihm gegenüber – mit weniger Kosten verbunden, das väterliche Revier zu übernehmen, als zu versuchen, bei der Vielzahl an potentiellen Konkurrenten ein eigenes Revier zu gründen. Bei niedrigen Populationsdichten dagegen ist es für diese Tiere einfacher, abzuwandern und irgendwo ein neues, eigenes Revier zu gründen, da die Anzahl potentieller Konkurrenten unter diesen Bedingungen viel geringer ist. Warum sich allerdings die weniger aggressiven Männchen in Abhängigkeit von der Populationsdichte unterschiedlich verhalten, ist nicht so einfach zu erklären. Der Verbleib im väterlichen Revier bei geringer Populationsdichte

mag darin begründet liegen, dass diese Männchen so konkurrenzschwach sind, dass die Wahrscheinlichkeit, selbst unter solchen Bedingungen (wenige Konkurrenten) erfolgreich ein eigenes Revier zu gründen, äußerst gering ist. Warum sich diese wenig aggressiven Tiere dann allerdings ausgerechnet bei hohen Populationsdichten dazu entschließen abzuwandern, ist bislang nicht geklärt. Eventuell wird durch den Verbleib der aggressiven Jungmännchen, die ihre Aggressivität nicht nur gegen das dominante Reviermännchen, sondern gegen alle im Revier anzutreffende männlichen Tiere richten werden, die Situation für die weniger aggressiven Männchen derartig untragbar, dass sie sich zum Abwandern entschließen.

Die weiblichen Tiere stehen mit Erreichen der Geschlechtsreife grundsätzlich vor der gleichen Entscheidung wie die jungen Männchen. Sehr viel häufiger aber noch als diese, verbleiben die weiblichen Tiere jedoch im Revier der Eltern. Der Verbleib im elterlichen Revier führt allerdings dazu, dass sich diese Weibchen in der Regel nicht selber fortpflanzen können, da sie durch die erwachsenen Weibchen daran gehindert werden (vermutlich sezernieren die adulten Weibchen mit dem Urin Pheromone, die die jungen Weibchen daran hindern in den Östrus zu gelangen). Die jungen, im Revier verbleibenden Weibchen helfen bei der Aufzucht der Jungtiere der adulten Weibchen, mit denen sie häufig (aber nicht immer) verwandt sind (oft handelt es sich bei dem adulten Weibchen um das Muttertier). Wenn die jungen Weibchen über die Mutter auch mit dem Nachwuchs, bei dessen Aufzucht sie helfen, verwandt sind, können sie auf diese Weise ihre individuelle Fitness (in Form von Genen, die die Tiere an die nachfolgende Generation weitergeben) steigern, auch wenn sie sich selber nicht reproduzieren (einen gewissen Anteil an Genen haben sie auch mit dem Nachwuchs gemeinsam, bei dessen Aufzucht sie helfen). Solche sogenannten Helfersysteme, die zum Einen die Überlebenswahrscheinlichkeit der Jungtiere erhöhen und zum Anderen den Helfern einen indirekten Fitnessgewinn ermöglichen, wenn eine eigene Reproduktion nicht möglich ist, sind bei vielen Säugetieren nicht ungewöhnlich.

Wenn die weiblichen Jungtiere sich zum Abwandern entschließen, was wie gesagt seltener der Fall ist als bei den jungen Männchen, so legen sie dabei im Schnitt geringere Entfernung zurück, als die Männchen. Dies führt dazu, dass ein adultes Weibchen in einem gegebenen Revier oftmals von mit ihr verwandten Weibchen in den benachbarten Revieren umgeben ist. Es wird vermutet, dass sich dadurch für dieses Weibchen die Wahrscheinlichkeit eines Infantizids, also der Tötung des eigenen Nachwuchses durch benachbarte Weibchen reduziert. Sollte es sich bei den Nachbarweibchen nämlich um fremde, nicht mit dem Revierweibchen verwandte Tiere handeln, so ist ein Infantizid sehr wahrscheinlich, da die weiblichen Tiere oftmals auch die Nachbarreviere aufsuchen und mitunter dort die fremden Jungtiere töten. Da fremde weibliche Tiere in der Regel nicht von den Reviermännchen angegriffen werden (anders als bei fremden Männchen), so stellt ein Besuch im Nachbarrevier für diese fremden Weibchen nur ein geringes Risiko dar. Wenn es sich bei den Nachbarweibchen allerdings um Tiere handelt, die mit dem Revierweibchen verwandt sind, so kommt es bei einem Aufeinandertreffen dieser Weibchen mit den Jungtieren des Revierweibchens in der Regel nicht zu einem Infantizid (die Nachbarweibchen können verwandte Tiere am Geruch erkennen). Dieser Mechanismus greift sowohl bei wildlebenden, als auch bei den kommensalen Hausmäusen.

Die Unterschiede in der Sozialstruktur wildlebender und kommensaler Hausmäuse wird zumindest teilweise durch die Nahrungsverfügbarkeit und die räumliche Nahrungsverteilung erklärt.

Der Lebensraum der Kommensalen ist in der Regel durch eine hohe ganzjährige Nahrungsverfügbarkeit und eine geklumpete räumliche Verteilung der Nahrungsressourcen gekennzeichnet. Die durchgängig gute Nahrungssituation ermöglicht eine ganzjährige Reproduktion und führt in Folge zu einer relativ hohen Populationsdichte. Die geklumpete räumliche Verteilung der Nahrungsressourcen macht es für ein dominantes Männchen und dessen Familie einfach, eine Nahrungsquelle gegenüber einem Konkurrenten bzw. einer konkurrierenden Familie zu verteidigen. Auf Grund der hohen Populationsdichten etablieren die Tiere aber nur re-

lativ kleine Reviere, die allerdings durch ein hohes Maß an Aggression vehement gegenüber Artgenossen verteidigt werden müssen. Die Aufgabe des Reviers ist damit der Schutz der Nahrungsressource sowie der eigenen Jungtiere und des Nestplatzes vor fremden Hausmäusen.

Wie schon weiter oben erwähnt (siehe das Kapitel „Soziale Organisation wildlebender Hausmäuse“, S. 268) ist die Nahrungsverfügbarkeit bei den im Freiland lebenden Hausmäusen dagegen wesentlich schlechter und schwankt darüber hinaus auch noch stark in Abhängigkeit von der Jahreszeit, was als Folge zu einer viel geringeren Populationsdichte führt. Darüber hinaus sind die potentiellen Nahrungsquellen mehr oder weniger gleichmäßig im Raum verteilt, so dass diese entweder nur mit sehr hohem Aufwand oder zum Teil auch gar nicht mehr von einer Familiengruppe verteidigt werden können (bzw. auch nicht verteidigt werden müssen, da die Populationsdichte viel geringer ist). Aus diesem Grund haben wildlebende Hausmäuse ausgedehnte Streifgebiete oder Aktionsräume in der sie ihre Nahrung suchen und die nicht gegenüber benachbarten Familiengruppen verteidigt werden. Das verteidigte Revier dieser Tiere erstreckt sich dagegen nur auf die unmittelbare Umgebung des Nests und dürfte damit in erster Linie dem Schutz des Nestplatzes und dem Schutz der Jungtiere vor dem Infantizid durch fremde Hausmäuse dienen (das Revier wildlebender Hausmäuse ist damit auch nicht wesentlich größer als das Revier der Kommensalen). Die im Vergleich zu den kommensalen Habitaten schlechtere Nahrungsverfügbarkeit im Freiland wird also durch geringere Populationsdichten sowie der geringeren Notwendigkeit für aggressive Handlungen so weit ausgeglichen, dass sich die Hausmaus auch im Freiland behaupten kann.

### **Soziale Organisation von Hausmäusen in menschlicher Obhut**

Werden Hausmäuse in menschlicher Obhut gehalten, so richtet sich die soziale Organisation im Wesentlichen nach der Zusammensetzung der Käfiggruppen sowie dem den Tieren zur Verfügung stehenden Raumangebot. In kleineren Käfigen etabliert sich bei Haltung mehrerer männlicher Tiere nach einiger Zeit eine Rangstruktur mit einem dominanten und mehreren subordinierten Männchen.

Nach Ansicht einiger Autoren lässt sich diese Rangordnung in Abhängigkeit von der Gruppengröße noch weiter differenzieren. In kleineren Gruppen mit 3 – 4 Männchen etabliert sich ein dominantes Tier, dem alle anderen Männchen unterlegen sind. Die subordinierten Tiere zeigen dagegen untereinander keine weitere Rangabstufung. Diese Form der Rangordnung wird als „despotische Dominanz“ bezeichnet. Erklärt wird die fehlende Hierarchie unter den Subordinierten dadurch, dass das dominante Männchen gegen jedes einzelne, unterlegen Männchen ein derartig hohes Maß an Aggressionen zeigen kann, dass die subordinierten Tiere so eingeschüchtert sind, dass sie selber keinerlei Aggressionen zeigen und so auch untereinander keine Rangordnung ausbilden.

Mit steigender Gruppengröße bzw. steigender Anzahl an Männchen ändert sich die despotische Dominanz eines einzelnen Männchens in eine partielle oder in eine vollständige Hierarchie, da die von den dominanten Männchen gezeigte Aggressivität mehr oder weniger gleich bleibt, sich diese aber nun auf mehrere subordinierte Männchen verteilt. Bei der „partiellen Hierarchie“ sind unter den Subordinierten Anfänge einer Rangordnung zu erkennen, da einige wenige subordinierte Männchen andere subordinierte Männchen attackieren. Bei der „vollständigen Hierarchie“ schließlich bilden die unterlegenen Männchen dann eine lineare Hierarchie in der Form „A ist dominant über B, C und D“, „B ist dominant über C und D, aber nicht über A“, „C ist dominant über D, aber nicht über A und B“ und „D ist A, B und C unterlegen“. Die partielle Hierarchie lässt sich am Häufigsten bei Gruppen mit etwa 9 – 12 männlichen Tieren beobachten, die vollständige Hierarchie dagegen tendenziell eher bei Gruppen mit einem etwas geringeren Männchenanteil. Welche Mechanismen zur Ausbildung welcher Hierarchie (partiell oder vollständig) führen, ist nicht genau bekannt. Alleine das Ausmaß der Aggressivität, das jedes subordinierte Tier von dem dominanten Männchen erhält und das mit steigender Gruppengröße immer geringer wird, kann die beobachteten Unterschiede nicht erklären. Sicherlich spielt hier auch der individuelle Charakter der einzelnen Männchen (aggressiv oder weniger aggressiv, ängstlich oder weniger ängstlich) noch eine entscheidende Rolle.

Die weiblichen Tiere stehen außerhalb dieser männlichen Rangordnung und bilden untereinander nach Meinung der meisten Autoren keine, oder wenn dann nur eine sehr schwach entwickelte, geschlechtsspezifische Hierarchie aus. Es kann aber ähnlich wie bei den wildlebenden oder kommunalen Hausmäusen (s.o.) zu einer, durch Pheromone vermittelten, reproduktiven Hemmung jüngerer Weibchen durch die älteren kommen (vergl. auch Kapitel 7.5.2, S. 278).

Bei der Ausbildung der Dominanz bzw. Hierarchie spielt auch der Verwandtschaftsgrad der Männchen untereinander eine große Rolle. So lassen sich beispielsweise männliche Wurfgeschwister auch als Erwachsene meistens ohne Probleme gemeinsam halten, ohne dass es zu Aggressionen oder zur Ausbildung einer Rangordnung kommt. Erst wenn dieser Männchengruppe ein geschlechtsreifes Weibchen zugesetzt wird, zeigen auch diese Tiere aggressives Verhalten und bilden nach einiger Zeit eine Rangordnung aus. Zu einem gewissen Teil kann die Verwandtschaft der Männchen durch eine Gewöhnung der Tiere aneinander ersetzt werden. Hausmäuse sind in der Lage, Artgenossen an deren individuellem Geruch zu unterscheiden und zuzuordnen (siehe hierzu auch Kapitel 7.5.3, S. 290). Wie experimentell nachgewiesen wurde, kann ein einzelnes Tier bis zu 18 verschiedene Artgenossen geruchlich individuell unterscheiden. Dieses Unterscheidungsvermögen behalten die Tiere bis zu 14 Tage, auch wenn sie in dieser Zeit keinerlei Kontakt zu den entsprechenden Tieren haben. Werden also beispielsweise nicht miteinander verwandte Männchen relativ früh, d.h. noch vor Erreichen der Geschlechtsreife dauerhaft (d.h. ohne längere Trennungsphasen) zusammen in einem Käfig gehalten, so vertragen sie sich in der Regel auch noch als Erwachsene und bilden, ähnlich wie miteinander verwandte Männchen, ebenfalls keine Rangordnung aus.

Bei einem höheren Raumangebot wechseln auch Hausmäuse in menschlicher Obhut zu einer territorialen Organisation ähnlich wie im Freiland. Um diesen Wechsel zu beobachten, muss den Tieren aber ein Käfig oder ein Gehege mit einem Raumangebot von mindestens 1,5 m<sup>2</sup> zur Verfügung stehen (vergl. weiter oben). Die soziale Organisation gleicht unter solchen Bedingungen der von wildle-



benden und kommensalen Hausmäusen (s.o.). Bei Untersuchungen in naturnah gestalteten, größeren Gehegen wurde beobachtet, dass sich zur Abwanderung gezwungene Jungmännchen teilweise zu eigenen Gruppen zusammenschlossen. Diese „Junggesellengruppen“ siedeln oftmals am Rande der Reviere der dominanten Männchen, ohne jedoch eigene Reviere etablieren zu können. Solche Jungtiere sind in ihrer Bewegungsfreiheit durch die dominanten Revierinhaber stark eingeschränkt und können sich oftmals nur in dem eigenen Nest ungestört aufhalten (das Nest wird dann allerdings auch von den Reviermännchen akzeptiert). Zum Teil bilden die Mitglieder dieser Junggesellengruppen untereinander eine eigene Hierarchie aus. Oft kann das dominante Tier einer solchen Gruppe dann erfolgreich ein eigenes Revier gründen oder das bestehende Revier eines Männchens übernehmen. Ob solche Junggesellen-Strukturen auch bei Hausmäusen im Freiland (kommensal oder wildlebend) existieren, oder ob dies ein reines Haltungsartefakt ist, ist nicht bekannt. Allerdings ist bei einer Reihe anderer territorialer Säugetiere die Bildung von Junggesellengruppen bekannt (z.B. bei Zebras, Wildpferden, Elefanten oder Gorillas), die dann häufig (aber nicht immer) aus männlichen Wurfgeschwistern bestehen.

Einige Autoren sind der Meinung, dass mit der Dominanzhierarchie bei einem beschränkten Raumangebot und der territorialen Organisation in größeren Gehegen oder im Freiland zwei völlig unterschiedliche Sozialsysteme vorliegen. Diese Ansicht wird dadurch gestützt, dass beim Wechsel zur territorialen Organisation bestimmte Verhaltensweisen auftreten (z.B. das Patrouillieren der Reviergrenzen oder das Ausschau halten nach potentiellen Eindringlingen), die bei einer Dominanzhierarchie nicht gezeigt werden. Auch können die dominanten Tiere einer Dominanzhierarchie Auseinandersetzungen mit fremden Tieren in ihren Heimatkäfigen nicht unter allen Umständen für sich entscheiden. Dagegen ist es bei einer territorialen Organisation schon fast ein Gesetz, dass der Revierinhaber bei einer Auseinandersetzung dem fremden Eindringling fast immer überlegen ist. Von anderen Autoren wird dagegen betont, dass Dominanz und Territorialität nicht zwei völlig unterschiedliche Sozialsysteme darstellen. Die spezielle Ausprä-

gung des Sozialsystems soll demnach nur durch das den Tieren zur Verfügung stehende Raumangebot beeinflusst werden. Als Belege für ihre Ansicht führen diese Autoren an, dass auch bei Hausmäusen in kleinen Käfigen grundsätzliches Territorialverhalten wie etwa das Markieren mit Urin zu beobachten ist. Auch wenn sich die Käfiginhaber bei Auseinandersetzungen mit fremden Tieren in ihrem Heimatkäfig nicht immer durchsetzen können, so genießen sie bei aggressiven Auseinandersetzungen dennoch einen deutlich zu erkennenden „Heimvorteil“. Die Unterschiede zwischen Dominanz und Territorialität wie das fehlende Patrouillieren und Ausschau halten sowie die Tatsache, dass auch Käfiginhaber einen Kampf gelegentlich verlieren, wird zu einem großen Teil durch das geringere Raumangebot in den Käfigen erklärt. Unter beschränkten Platzverhältnissen ist es beispielsweise für einen menschlichen Beobachter schwierig, Verhaltensweisen wie Patrouillieren und Ausschau halten eindeutig zu erkennen. Weiterhin wird bei territorialen Auseinandersetzungen im Freiland das fremde Tier vom Revierinhaber aus seinem Revier vertrieben, was bei einem Käfig schlicht nicht möglich ist. Das fremde Tier muss sich in einem Käfig also dem Kampf stellen, wobei es dann, wenn es beispielsweise größer und kampferfahrener als der Revierinhaber ist, mitunter die Auseinandersetzung für sich entscheiden kann. Da der „Heimvorteil“ im Freiland so stark in den Vordergrund tritt, kommt es hier in vielen Fällen erst gar nicht so weit, dass Revierinhaber und Eindringling ernsthaft ihre Kräfte messen und dann das fremde Tier eventuell einen solchen Kampf gewinnt, da das fremde Tier in der Regel schon von sich aus den Rückzug antritt.

#### **Kosten und Nutzen für das dominante Männchen**

Bei allen genannten Organisationsformen stellt sich die Frage, welchen Vorteil das dominante Männchen von seiner sozialen Stellung hat, da diese Position mit einem hohen Maß an Kosten verbunden ist. So tragen die dominanten Männchen unter anderem ein höheres Verletzungsrisiko bei Kämpfen und haben einen höheren Energiebedarf bei der Verteidigung der eigenen sozialen Stellung gegenüber anderen Männchen. Im Freiland kommt sowohl für die Kommensalen, als auch für die wildlebenden Hausmausmännchen außerdem noch ein

höherer Energieaufwand bei der Kontrolle und Verteidigung des Reviers, sowie ein erhöhtes Prädationsrisiko durch die gesteigerte Aktivität des Männchens hinzu.

In Bezug auf den Zugang zu begrenzten Nahrungsressourcen scheinen die dominanten Männchen keinen Vorteil durch ihre soziale Stellung zu genießen. Das heißt, dass sie bei geringer Nahrungsverfügbarkeit nicht automatisch mehr Nahrung für sich sichern können. Allerdings zeigen die dominanten Tiere in Situationen, in denen Ressourcen begrenzt sind, eine höhere Lebenserwartung als die subordinierten Männchen, wobei nicht ganz klar ist, worin dieser Unterschied begründet ist. Einen definitiven Vorteil haben die dominanten Männchen aber bei der Paarung. In der Regel paaren sich die Weibchen bevorzugt (allerdings nicht ausschließlich) mit dem dominanten Männchen der Familiengruppe und auch die meisten Würfe haben ein dominantes Männchen als Vater (trotz der zusätzlichen Verpaarung der Weibchen mit subordinierten Männchen). Auf die Fortpflanzung der Hausmaus und die Partnerwahl wird in Kapitel 7.5.2, S. 278 noch detaillierter eingegangen.

### Die Rolle des aggressiven Verhaltens für die soziale Organisation

Bei der Organisation des Sozialsystems der Hausmaus spielen Aggressionen zwischen den Tieren eine große Rolle, was das hohe Aggressionspotential dieser Art erklärt. Im Freiland sorgen sowohl bei den kommensalen als auch bei den wildlebenden Formen aggressive Auseinandersetzungen für eine Verteilung der Tiere im Raum und damit für eine Abgrenzung der Familiengruppe gegenüber anderen Gruppen. Die räumliche Abgrenzung der Familiengruppen stellt sicher, dass den Mitgliedern dieser Gruppen ausreichend Ressourcen (unter anderem Nahrung, Trinkwasser, Schlupfwinkel und Nestplätze) zur Verfügung stehen und die Aufzucht der Jungtiere ungestört von statten gehen kann. Durch Aggressionen wird weiterhin bei Hausmäusen in menschlicher Obhut die Dominanzhierarchie etabliert und aufrecht erhalten. Die Aggressionen des dominanten Männchens stellen in allen Organisationsformen dessen Reproduktionserfolg gegenüber den männlichen Konkurrenten sicher – sowohl gegenüber den subordinierten Männchen im eigen-

nen Revier, als auch gegenüber den fremden Männchen aus den Nachbarrevieren, die sich eventuell mit seinen Weibchen paaren könnten.

Durch die ausgeprägte Aggressivität der Revierinhaber gegenüber fremden Männchen und der geringen Wahrscheinlichkeit, dass sich ein fremdes Männchen in eine bestehende Familiengruppe eingliedern kann, nahm man früher an, dass der genetische Austausch zwischen einzelnen Familiengruppen im Freiland extrem begrenzt ist (deshalb werden die Familiengruppen oftmals auch als Deme bezeichnet, s.o.). Wie neuere molekulargenetische Untersuchungen zeigen, scheint allerdings doch ein regelmäßiger Austausch von genetischem Material zwischen den Gruppen stattzufinden. Hin und wieder kann sich also doch ein fremdes Tier in einer bestehenden Gruppe durchsetzen und seinerseits für Nachwuchs sorgen.

Die Familiengruppen darf man sich auch nicht als völlig starre, unveränderliche Einheiten vorstellen. In der Regel kann sich ein dominantes Männchen nur eine kurze Zeit in dieser Stellung behaupten und es finden regelmäßige Wechsel in der Hierarchie statt. Alleine durch die begrenzte Lebensdauer der Tiere im Freiland ist es eher unwahrscheinlich, dass ein einzelnes Männchen eine Familiengruppe länger als für die Dauer einer Fortpflanzungsperiode dominieren kann. Einzelne Familiengruppen können zwar über einen längeren Zeitraum hinweg einen bestimmten Raum besiedeln, allerdings unterliegt im Verlauf der Zeit die Gruppenzusammensetzung einem ständigen Wechsel. Gerade die als Kommissalen lebenden Hausmäuse sind oftmals über einen sehr langen Zeitraum immer an dem selbem Ort anzutreffen, da der Lebensraum dieser Tiere relativ stabil ist. Anders sieht dies bei wildlebenden Hausmäusen aus, bei denen die Ressourcenverfügbarkeit einer ständigen Veränderung unterworfen ist und die Tiere darauf mit einer Umstrukturierung oder Verlagerung ihrer Territorien reagieren müssen. Mitunter wird diese unterschiedliche räumliche Stabilität der Territorien bei kommissalen und wildlebenden Tieren als Unterschied in der Stabilität der Gruppenzusammensetzung interpretiert, wobei sich die Familiengruppen der Kommissalen – als Folge einer (angeblich) höher ausgeprägten Aggressivität und

der dadurch bedingten geringeren Fluktuation in der Gruppenzusammensetzung – durch eine höhere Stabilität im Vergleich zu den Familien der wildlebenden Tiere auszeichnen sollen. Dies ist allerdings so nicht richtig. Höchstwahrscheinlich ist auf Grund der höheren Populationsdichte sogar die Gruppenzusammensetzung der Kommensalen einer häufigeren Veränderung unterworfen als die der wildlebenden Hausmäuse mit ihren weitaus geringeren Populationsdichten. Die Wahrscheinlichkeit, dass ein fremdes Tier in eine bestehende Gruppe einwandert und sich hier durchsetzen kann, sollte bei hohen Populationsdichten und trotz eines dadurch bedingten höheren Aggressionspotentials jedenfalls höher sein als bei niedrigen Dichten.

Der weiter oben schon beschriebene Unterschied im Aggressionsverhalten der dominanten bzw. subordinierten Männchen scheint zumindest zu einem Teil genetisch bedingt zu sein. Bei wildlebenden Hausmäusen lassen sich jedenfalls zwei genetische Linien isolieren, die sich signifikant in ihrem Aggressionspotential unterscheiden. Entsprechend der Dauer, nach der die Tiere bei Präsentation eines Konkurrenten zum Angriff übergehen (ein häufig benutztes Kriterium zur Beurteilung der Aggressivität), werden die aggressiven Tiere als SAL-Männchen (SAL (engl.): *short attack latency*) und die weniger aggressiven als LAL-Männchen (LAL (engl.): *long attack latency*) bezeichnet. In der Regel sind es die SAL-Männchen, also solche, die bereits nach relativ kurzer Zeit zu einem Angriff übergehen, die eine dominante Position in der Sozialstruktur einnehmen, während die LAL-Männchen, die erst nach einer sehr langen Latenzzeit einen Angriff starten, sich überwiegend zu subordinierten Tieren entwickeln.

Allerdings hat – neben dieser genetischen Disposition – auch die Umwelt immer noch einen großen Einfluss auf das Aggressionspotential eines Männchens. Hier spielen z.T. bereits pränatale Ereignisse eine entscheidende Rolle. So zeigen beispielsweise Männchen, deren Mütter während der Trächtigkeit einem erhöhten Maß an Stress ausgesetzt waren, als Erwachsene eine deutlich geringere Aggressivität als Männchen, deren Mütter während der Trächtigkeit keinem Stress ausgesetzt waren. Sogar Kampferfahrungen trächtiger Muttertiere können einen

Einfluss auf das Aggressionspotential des männlichen Nachwuchses haben. So sind männliche Jungtiere von Müttern, die während der Trächtigkeit Kämpfe mit Artgenossen verloren haben, in ihrem späteren Leben weniger aggressiv als solche Männchen, deren Mütter sich bei Auseinandersetzungen mit Artgenossen während der Trächtigkeit erfolgreich behaupten konnten. Weiterhin spielt auch die Wurfgröße eine Rolle, da in der Regel Männchen kleinerer Würfe in ihrem späteren Leben meistens aggressiver sind als die Männchen größerer Würfe. Zum Teil wird dies darauf zurückgeführt, dass Männchen in größeren Würfen eine geringere Menge an Muttermilch bekommen, was sich negativ auf das Aggressionspotential und auf das Vermögen auswirkt, später innerhalb der Sozialstruktur eine dominante Position einzunehmen. Darüber hinaus haben auch persönliche Erfahrungen während des Heranwachsens der Männchen Auswirkungen auf deren Aggressivität als Erwachsene. So sind beispielsweise junge Männchen, die im Alter zwischen 20 – 30 Tagen erwachsenen Männchen bei einem Kampf zugesehen haben, später aggressiver als solche Jungmännchen, die diese Erfahrung nicht gemacht haben. Auch zeigen junge Männchen, die in gemischtgeschlechtlichen Gruppen herangewachsen sind, als Erwachsene ebenfalls ein erhöhtes Aggressionspotential, als solche Männchen, die in gleichgeschlechtlichen Gruppen herangewachsen sind.

Bei der Haltung von Hausmäusen hat sich im Zusammenhang mit dem Aggressionsverhalten herausgestellt, dass isoliert gehaltene Männchen häufig aggressiver sind als Männchen aus Gruppenhaltungen. Nach einigen Untersuchungen soll dabei die Aggressivität mit zunehmender Dauer der Isolation zunehmen. Über den Mechanismus, der zu der gesteigerten Aggressivität führt, ist nichts bekannt. Bei den isoliert gehaltenen Tieren konnte keine gesteigerte Adrenalin ausschüttung beobachtet werden, was darauf hindeuten würde, dass die Isolationshaltung für die Tiere nicht unbedingt einen Stressfaktor darstellt, der im Anschluss zu einer gesteigerten Aggressivität führt. Nach Ansicht anderer Autoren ist die isolierte Haltung für das Hausmausmännchen sehr wohl mit Stress verbunden, der zu einem Anstieg der Aggressionen führt, wobei sich der Stress jedoch nicht in der Änderung physiologischer Parameter äußert. Einer

dritten Meinung nach stimuliert der fehlende Sozialkontakt das Territorialverhalten des betroffenen Männchens und führt zu einem Anstieg des Aggressionspotentials. Allerdings stellt sich dabei die Frage, was das Männchen in seiner isolierten Haltung wem gegenüber verteidigen sollte. Eindeutig ist jedenfalls, dass eine Haltung von Einzeltieren vor allem dann nicht zu empfehlen ist, wenn diese Tiere später in eine Gruppe eingegliedert werden sollen (siehe hierzu auch Kapitel 7.6, S. 310).

Auch weibliche Hausmäuse können ein hohes Maß an Aggression zeigen. Vor allem wenn ein Weibchen Jungtiere hat, wird das Nest vehement gegenüber anderen Hausmäusen (Weibchen wie Männchen) verteidigt. Auch das dominante Reviermännchen (und damit in den meisten Fällen der Vater des Wurfes) wird häufig von dem Weibchen aus der Nähe des Wurfnests vertrieben. Dabei ist das Aggressionspotential des Weibchens durchaus mit dem eines Männchens zu vergleichen. Vor allem fremden, weiblichen Immigranten gegenüber können diese Aggressionen durchaus mit dem Tod des fremden Weibchens enden. Bei der Revierverteidigung als solcher, treten die Weibchen jedoch sehr viel weniger in Erscheinung als die Männchen. Die aggressiven Handlungen der Weibchen beschränken sich in der Regel nur auf die unmittelbare Umgebung des Wurfnests, es ist aber auch schon beobachtet worden, dass die Weibchen bei Abwesenheit des dominanten Reviermännchens (etwa wenn dieses gestorben ist) zumindest für eine Zeit lang die gesamte Revierverteidigung alleine übernehmen können. Sie können sich dann sogar gegen den Versuch einer Revierübernahme durch ein fremdes Männchen zur Wehr setzen.

Neben diesen geschlechtsspezifischen, genetischen und entwicklungsbedingten Abweichungen im Aggressionsverhalten, sind auch zwischen den einzelnen Unterarten Unterschiede im Aggressionspotential beobachtet worden. So sind beispielsweise die Männchen und Weibchen der Unterart *M. m. domesticus* deutlich aggressiver als die männlichen und weiblichen Tiere von *M. m. musculus* (in einem standardisierten Test wurde die Dauer der aggressiven Handlungen gemessen). Vor allem zwischen den weiblichen Vertretern der beiden Unterarten ist dieser Unterschied deutlich ausgeprägt

(die Dauer des aggressiven Verhaltens war bei den *domesticus*-Weibchen um bis zu 15 mal länger als bei den *musculus*-Weibchen; die Männchen der beiden Unterarten unterschieden sich nur um den Faktor 6 – 7).

Das Aggressionspotential von Tieren in menschlicher Obhut, die zu wissenschaftlichen Zwecken eingesetzt werden, ist sehr stark vom jeweiligen Zuchtstamm abhängig (es gibt sowohl sehr aggressive, als auch relativ friedliche Stämme). Zum Teil sind diese Unterschiede in dem Zuchtziel der einzelnen Stämme begründet, zum Teil aber wahrscheinlich auch durch einen unterschiedlichen Anteil von *musculus*- bzw. *domesticus*-Genen. Dies hat sich auch auf die Hausmäuse in der Heimtierhaltung ausgewirkt, da auch bei diesen mitunter Laborstämme eingekreuzt wurden. Da die Herkunft der Heimtiere in der Regel jedoch kaum dokumentiert wird, ist es auch schwierig generelle Aussagen über die Aggressivität dieser Tiere zu machen. Häufig zeichnen sich Hausmäuse in der Heimtierhaltung durch ein deutlich geringeres Aggressionspotential aus – allerdings muss dies nicht zwangsläufig so sein.

### Die Rolle des soziopositiven Verhaltens für die soziale Organisation

Neben den aggressiven Verhaltensweisen spielt für den Zusammenhalt der Gruppe auch eine Reihe von soziopositiven Verhaltensweisen eine große Rolle. Hier sind unter anderem die olfaktorische Kontrolle der Nasal- sowie der Anogenitalregion und die soziale Fellpflege zu nennen. Auch das Über- und Unterkriechen sind wichtige Verhaltens Elemente, die den Hausmäusen helfen, ihre Familiengruppen zusammenzuhalten. Neben den dabei ausgetauschten taktilen Reizen spielen hier wahrscheinlich in erster Linie geruchliche Stimuli eine größere Rolle. Der enge Körperkontakt bei den erwähnten Verhaltensweisen hilft den Tieren dabei, sich die olfaktorischen Charakteristika der einzelnen Familienmitglieder einzuprägen und diese ständig zu aktualisieren.

### 7.5.2 Fortpflanzung

Ähnlich wie die Sozialstruktur schwanken auch die Fortpflanzungsparameter der Hausmäuse je nachdem ob es sich dabei um wildlebende oder um

kommensale Formen bzw. um Tiere in menschlicher Obhut handelt.

### Geschlechtsreife

Die Geschlechtsreife setzt bei Hausmäusen in menschlicher Obhut mit einem Alter von 30 – 40 Tagen wesentlich früher ein als bei den Wildtieren, die in der Regel erst nach 42 – 49 Tagen bzw. bei einem Körpergewicht zwischen 8 und 10 g geschlechtsreif werden. Allerdings zeigen auch die gekäfigten Hausmäuse frühestens ab dem 35. Lebens-tag die erste sexuelle Aktivität. Es liegen widersprüchliche Angaben darüber vor, ob die Weibchen die Geschlechtsreife früher oder später erreichen als die männlichen Tiere. Da bei den meisten Säugetieren jedoch in der Regel die Weibchen früher geschlechtsreif werden als die Männchen, steht zu vermuten, dass dies auch bei den weiblichen Hausmäusen der Fall sein wird.

### Östruszyklus

Die Dauer des Östruszyklus kann zwischen 4 und 14 Tagen variieren, beträgt aber in den meisten Fällen 5 – 6 Tage. Vor allem bei wildlebenden Hausmäusen sind hier größere Abweichungen zu beobachten. Der Östrus selber, also der Zeitraum, in dem die Weibchen empfängnisbereit sind, dauert in der Regel 10 – 12 Stunden (in Einzelfällen sind auch schon 2 Tage ermittelt worden, s.u.). Weibliche Hausmäuse zeigen einen Postpartum-Östrus, der zwischen 6 und 24 Stunden nach der Geburt der Jungtiere auftritt (in den meisten Fällen 12 – 18 Stunden nach der Geburt). Bei den Hausmaus-Weibchen erfolgt die Ovulation (der Eisprung) spontan und wird nicht durch das Aufreiten oder die Paarung mit einem Männchen ausgelöst. Bei einer Ovulation werden pro Ovar (Eierstock) im Schnitt zwischen 8 und 9 Eizellen freigesetzt. Werden diese Eizellen nach einer Paarung befruchtet, wobei die Befruchtung noch im Eileiter stattfindet, so erfolgt die östrogen- und progesteronabhängige Implantation der Blastocysten in die Gebärmutter-schleimhaut etwa 5 Tage nach der Befruchtung. Bei laktierenden Tieren, kann sich die Einnistung der Blastocyste um etwa 5 – 7 Tage verzögern. Diese verspätete Implantation wird durch den geringen Östrogen- und Progesteron-Spiegel während der Laktation hervorgerufen (der

Östrogen- und Progesteron-Spiegel sinkt nach der Geburt der Jungtiere stark ab).

Der Östrus kann in Gruppen mit mehr als einem geschlechtsreifen Weibchen für eine längere Zeit vollständig unterdrückt werden, wenn kein Männchen anwesend ist. Vermittelt wird diese Reaktion über ein Pheromon im Urin der Weibchen (in erster Linie durch ein Derivat des Dimethylpyrazins im Sekret der weiblichen Präputialdrüsen, das zusammen mit dem Urin ausgeschieden wird), welches über das Jakobson'sche Organ (Vomeronasalorgan) wahrgenommen wird und den Hormonhaushalt der Weibchen verändert (die Konzentration an luteinisierendem Hormon, welches eine Ovulation bewirkt, sinkt und die Konzentration an Prolaktin, welches die Ovulation unterdrückt, steigt – die Tiere zeigen eine Scheinträchtigkeit). Dieses Phänomen wird in der wissenschaftlichen Literatur als „LEE-BOOT-Effekt“ bezeichnet.

Die Auswirkungen des LEE-BOOT-Effekts werden aufgehoben, wenn die Weibchen in solchen eingeschlechtlichen Gruppen mit dem Urin eines Männchens bzw. dem Männchen selber konfrontiert werden. Die Weibchen nehmen in diesem Fall sehr schnell wieder ihren Östruszyklus auf, da Pheromone im männlichen Urin (diskutiert wird der Einfluss bestimmter Farnesen-, Dihydrothiazol-, Brevicommin- und Heptanon-Derivate aus dem Präputialdrüsensekret der Männchen, welche mit dem Urin ausgeschieden wird) einen Anstieg der Konzentration des luteinisierenden Hormons und darüber die Auslösung des Östrus bewirkt. Durch den Einfluss dieses männlichen Pheromons kann der Östruszyklus auch zwischen mehreren Weibchen synchronisiert werden, was für das Männchen die Wahrscheinlichkeit einer erfolgreichen Verpaarung mit den Weibchen erhöht. In die wissenschaftliche Literatur hat diese Synchronisation des Östrus unter dem Begriff „WHITTEN-Effekt“ Eingang gefunden.

### Embryonenanzahl, Tragzeit, Wurfgröße und Anzahl der Würfe pro Jahr

Pro Muttertier kann die Anzahl der Embryonen zwischen 1 und 12 schwanken. Hierbei zeigen sich Unterschiede zwischen den wildlebenden Hausmäusen und den Kommensalen, da die Embryo-

nenanzahl bei den wildlebenden Tieren im Schnitt bei 7,85 (Schwankung zwischen 4 – 12), bei den Kommensalen dagegen nur bei 5,58 – 6,28 Embryonen (Schwankung zwischen 1 – 10) liegt. Mit steigender Populationsdichte und sinkendem Körpergewicht der Weibchen sinkt auch die Embryonenanzahl pro Muttertier. Dabei sind diese beiden Parameter zumindest teilweise voneinander abhängig, da bei höheren Populationsdichten die Einzeltiere einer höheren Stressbelastung ausgesetzt sind und ihnen häufig auch ein geringes Nahrungsangebot zur Verfügung steht, was sich wiederum auf die Körpergröße der Tiere auswirkt.

Nach einer Tragzeit zwischen 18 und 24 Tagen, wobei längere Tragzeiten aus der verspäteten Implantation der Blastozysten bei laktierenden Weibchen resultieren (s.o.), werden pro Wurf zwischen 4 – 9 Jungtiere geboren. Sehr große Würfe können 10 – 12 Jungtiere umfassen und als Höchstwert sind bei der Hausmaus bislang 19 Jungtiere pro Wurf nachgewiesen worden. Wie experimentell bestätigt wurde, werden nach einer Paarung in der Regel alle freigesetzten Eizellen auch befruchtet. Allerdings können sich etwa 10 % der Blastocysten nicht in die Gebärmutter-schleimhaut einnisten und sterben ab (nach Angaben anderer Autoren bewegen sich diese Präimplantationsverluste sogar zwischen 17 und 34 %). Auch nach einer erfolgreichen Einnistung können noch Verluste eintreten und etwa 5 – 10 % der Föten sterben noch vor der Geburt. Nach anderen Angaben liegen diese Postimplantationsverluste dagegen im Schnitt nur bei 0,9 – 2,7 %. Allerdings soll es hier habitatabhängige Unterschiede geben, wobei diese Verlustrate bei im Freiland siedelnden Tieren im Mittel bei etwa 2,5 % liegt, bei kommensalen Hausmäusen in Gebäuden dagegen mit etwa 17 % deutlich höher.

Einer der Faktoren, der die Prä- und Postimplantationsverluste ebenfalls beeinflusst, ist die Anwesenheit eines fremden Männchens, mit dem sich das Weibchen nicht gepaart hat. Trifft ein trächtiges Weibchen kurz nach einer erfolgreichen Verpaarung (im Zeitraum bis zu 5 Tagen danach) auf ein fremdes Männchen, oder nimmt es nur alleine dessen frischen Uringeruch wahr (ältere Urinmarkierungen haben keinerlei Effekt), so wird die Implantation der Blastocysten in die Gebärmutter-

schleimhaut verhindert oder es kommt zu einer Resorption der Embryonen im Mutterleib. Vermittelt wird dieser Effekt über ein Pheromon im männlichen Urin, das beim Weibchen eine vermehrte Bildung von Östrogen in den Ovarien hervorruft und so einen Abbruch der Schwangerschaft bewirkt. Ein Vorteil für das fremde Männchen für diese Form des vorgeburtlichen Infantizids (Kindstötung) liegt darin, dass das betroffene Weibchen bereits nach kurzer Zeit wieder in den Östrus kommt und dann eventuell von diesem fremden Männchen begattet werden kann. Dieser erstmals bei Hausmäusen beschriebene Effekt hat unter der Bezeichnung „BRUCE-Effekt“ Eingang in die Literatur gefunden.

Einschränkend sein an dieser Stelle aber darauf hingewiesen, dass bislang keinerlei Hinweise darauf gefunden wurden, dass der bei Laborstämmen nachgewiesene BRUCE-Effekt auch bei Hausmäusen im Freiland in irgendeiner Form zum Tragen kommt. Des Weiteren kann es auch durch die Anwesenheit eines fremden, subordinierten Männchens zu einem solchen Schwangerschaftsabbruch kommen, auch wenn die Trächtigkeit durch die Verpaarung mit einem dominanten Männchen zustande gekommen ist und obwohl sich Hausmausweibchen bevorzugt mit einem dominanten Männchen paaren. Darüber hinaus kann der BRUCE-Effekt auch durch ein genetisch eng mit dem Weibchen verwandtes Männchen ausgelöst werden, obwohl die Weibchen bei Partnerwahlversuchen und der anschließenden Verpaarung immer einem nicht mit ihnen verwandten Männchen den Vorzug vor mit ihnen verwandten Männchen geben. Da sich die Weibchen nach Abbruch der Trächtigkeit höchstwahrscheinlich weder mit dem den Abbruch auslösenden, subordinierten, noch mit dem eng mit ihnen verwandten Männchen verpaaren werden, stellt sich in diesen Fällen die Frage nach dem biologischen Sinn des BRUCE-Effekts.

Entsprechend der Unterschiede in der Anzahl der Embryonen haben wildlebende Hausmäuse auch höhere Wurfgrößen als die als Kommensalen lebenden Tiere (die Wurfgröße ist bei den wildlebenden Hausmäusen um etwa 33 % höher als bei den Kommensalen). Die Anzahl der Würfe pro Jahr liegt bei den Kommensalen dagegen höher als bei den wildlebenden Hausmäusen, da letztere eine defi-



nierte Fortpflanzungszeit haben, die sich in Westeuropa etwa von März bis Oktober erstreckt, während die als Kommensalen lebenden Weibchen zumindest theoretisch das ganze Jahr über Jungtiere haben können. Aber auch wenn die mittlere Wurfgröße über das Jahr hinweg betrachtet wird – also bei Berücksichtigung aller Würfe pro Jahr, so sind die wildlebenden Hausmäuse bei der Fortpflanzung erfolgreicher als die Kommensalen, d.h. die wildlebenden Tiere bringen im Jahr mehr Jungtiere zur Welt als die Kommensalen. Erklärt wird dieser Unterschied damit, dass die Ernährungssituation der Hausmäuse im Freiland während der Fortpflanzungssaison sowohl in Bezug auf die Quantität als auch besonders auf die Qualität viel besser ist, als bei den Kommensalen. Den Tieren in menschlichen Gebäuden steht zwar in der Regel eine relative große Nahrungsmenge zur Verfügung, diese Nahrung ist allerdings häufig sehr einseitig (z.B. fast ausschließlich Getreide bei Tieren die in Getreidesilos siedeln). Des Weiteren spielt aber auch noch, ähnlich wie bei der Embryonenanzahl, die Populationsdichte und das Körpergewicht der Weibchen bei der Wurfgröße eine Rolle. So sind bei hoher Populationsdichte und geringer Körpergröße der Weibchen auch die Wurfgrößen kleiner.

Darüber hinaus haben auch noch weitere Umweltfaktoren einen Einfluss auf die Wurfgröße der Hausmäuse. So ist beispielsweise die Anzahl der Jungtiere pro Wurf bei Tieren im nördlichen Teil ihres europäischen Verbreitungsgebiets größer als bei Tieren aus dem südlichen Teil. Die Hausmäuse können also die kürzere Vegetationsperiode im Norden durch eine höhere Wurfgröße zu einem gewissen Teil kompensieren. Auch haben die Lichtintensität und die Umgebungstemperatur einen Einfluss auf die Anzahl der pro Wurf geborenen Jungtiere. So werden z.B. im Frühjahr und im Spätherbst im Mittel kleinere Würfe geboren als im Sommer. Eine weitere Einflussgröße ist darüber hinaus auch noch das Alter der Mutter – mit zunehmendem Alter (und dadurch bedingter zunehmender Körpergröße) steigt auch die Größe der Würfe. Bei sehr alten Weibchen geht die Anzahl der Jungtiere pro Wurf jedoch wieder leicht zurück.

Der Geburtenabstand beträgt bei Hausmäusen minimal etwa 4 Wochen. Bei einer Dauer der Fort-

pflanzungssaison von etwa 8 Monaten im europäischen Freiland (März – Oktober, s.o.), entspricht dies einer jährlichen Wurfanzahl von 8 Würfen. Maximal sind im Freiland in den gemäßigten Breiten bislang unter optimalen Bedingungen 10 Würfe pro Jahr nachgewiesen worden (weiter südlich vorkommende Hausmäuse können sich auch im Freiland zum Teil ganzjährig fortpflanzen). Die kommensalen Hausmäuse, die keine oder allenfalls eine gering ausgeprägte Saisonalität in der Reproduktion zeigen, können dagegen theoretisch pro Jahr bis zu 12 Würfe zur Welt bringen. Aber auch bei diesen Tieren übersteigt die Wurfanzahl in der Regel nicht mehr als 10 Würfe pro Jahr und ist stark davon abhängig, welche Art von Gebäuden besiedelt wird. So ist beispielsweise bei kommensalen Hausmäusen, die in menschlichen Wohnhäusern siedeln (in Westeuropa heute kaum noch der Fall), die Wurfanzahl mit 5 – 6 pro Jahr deutlich niedriger als die theoretisch mögliche Wurfanzahl. Erklärt wird dieses verminderte Reproduktionspotential durch die häufigen menschlichen Störungen in Wohnhäusern.

#### **Paarungssystem und Partnerwahl**

Über das Paarungssystem der Hausmäuse liegen z.T. widersprüchliche Angaben vor. Auf Grund der Sozialstruktur (ein dominantes Männchen mit mehreren erwachsenen Weibchen) wird vielfach davon ausgegangen, dass bei dieser Art eine Polygynie (ein Männchen paart sich mit mehreren Weibchen, die Weibchen aber nur mit jeweils einem Männchen) vorliegt. Neueren Untersuchungen zur Folge paaren sich die Weibchen jedoch nicht ausschließlich mit dem dominanten Reviermännchen, sondern auch mit den subordinierten Männchen der Familiengruppe. Darüber hinaus sind auch Verpaarungen mit den Reviernachbarn möglich. Bei den Hausmäusen liegt also eher ein promiskues Paarungssystem vor (ein Männchen paart sich mit mehreren Weibchen und ein Weibchen paart sich mit mehr als einem Männchen). Bei Wirbeltieren und vor allem bei Säugetieren investiert das Weibchen in der Regel mehr in den Nachwuchs als das Männchen. Dies beginnt schon bei den Geschlechtszellen, da die weiblichen Tiere zur Produktion einer Eizelle wesentlich mehr Energie aufwenden müssen als die Männchen zur Produktion einer Samenzelle. Weiterhin müssen die Weibchen die Kosten für die Trächtigkeit, für die Geburt sowie für das Säugen

der Jungtiere alleine tragen. Bei vielen Arten beteiligt sich weiterhin das Männchen kaum oder gar nicht an der Aufzucht der Jungen (so fehlt beispielsweise eine Verteidigung der Jungtiere, ein Eintragen von Nahrung etc. durch das Männchen), wobei dies allerdings nur bedingt auf die Hausmausmännchen zutrifft, die sich sehr wohl an der Versorgung der Jungtiere beteiligen (s.u.).

Aus den erstgenannten Gründen sind die Hausmausweibchen deshalb sehr wählerisch, mit wem sie sich letztendlich paaren, d.h., dass von den weiblichen Hausmäusen nicht unterschiedslos jedes Männchen als Sexualpartner akzeptiert wird (im englischen Sprachgebrauch wird dieses weibliche Verhalten als *female choice* bezeichnet). Anhand der männlichen Urinmarkierungen können die Weibchen unter anderem den Gesundheitszustand und den sozialen Status der männlichen Tiere abschätzen. So können die Weibchen beispielsweise das Ausmaß des Befalls eines Männchens mit Parasiten alleine anhand von Geruchsinformationen beurteilen. Auch der Verwandtschaftsgrad spielt bei der Partnerwahl eine Rolle, da die Weibchen bevorzugt Männchen wählen, die nicht näher mit ihnen verwandt sind. Ermöglicht wird die Verwandtenerkennung über die major urinary proteins oder kurz MUPs, wobei es sich um mit dem Urin ausgeschiedene Proteine handelt, s. auch Kapitel 7.5.3, S. 290).

Hausmausweibchen verpaaren sich zwar auch mit subordinierten Tieren, jedoch ist die Wahrscheinlichkeit, der Vater eines Wurfes zu werden, davon abhängig, zu welchem Zeitpunkt die Paarung während des Östrus des Weibchens stattfindet. Wie molekulargenetische Untersuchungen belegen, sind vor allem die Männchen mit hoher Wahrscheinlichkeit der Vater des Wurfes, die sich zu Beginn des Östrus mit dem Weibchen gepaart haben. In der Regel lassen die Weibchen zu diesem Zeitpunkt aber nur eine Verpaarung mit einem dominanten Männchen zu. Bei später im Östrus stattfindenden Verpaarungen sind die weiblichen Tiere dann nicht mehr so wählerisch. An dieser Stelle sei angemerkt, dass es allerdings auch Untersuchungen gibt, die ein weibliches Wahlverhalten nur bei dem letzten Männchen, mit dem sich das weibliche Tier während des aktuellen Östrus verpaart, nachweisen konnten. Aller-

dings gehen auch diese Untersuchungen davon aus, dass das Männchen, mit welchem sich das Weibchen als erstes verpaart, die höchste Wahrscheinlichkeit für die Vaterschaft des folgenden Wurfes hat (wobei dies dann aber nicht immer auch das dominante Männchen sein muss).

Trotz des Vorteils, den die Männchen in Bezug auf die Vaterschaft bei einer frühen Verpaarung mit einem östrischen Weibchen haben, zeigt jedoch ein hoher Prozentsatz der Würfe im Freiland eine gemischte Vaterschaft (bei etwa 23 % der Würfe). Damit scheinen also auch spätere Verpaarungen noch zu einem gewissen Maße von Erfolg für die männlichen Tiere zu sein. Ein Einfluss auf den Befruchtungserfolg ist beispielsweise für die Spermienmorphologie nachgewiesen. Demnach haben kürzere Spermien eine höhere Befruchtungswahrscheinlichkeit als längere Spermien (die kürzeren Spermien können sich schneller fortbewegen als die langen und sind damit schneller bei der Eizelle). Wenn nun ein Männchen mit kurzen Spermien das Weibchen erst später während des Östrus begattet, so können dessen Spermien dennoch einen Teil der Eizellen befruchten, weil sie eventuell schneller als die Spermien des Männchens schwimmen, welches sich zu Beginn des Östrus mit dem Weibchen verpaart hat.

Wenn die Weibchen ihren Paarungspartner auswählen, so stellt sich die Frage, warum sie dann überhaupt noch Verpaarungen mit anderen, weniger attraktiven Männchen zulassen, zumal solche zusätzlichen Paarungen für das Weibchen mit höheren Kosten verbunden sind (erhöhter Energieaufwand, erhöhtes Prädationsrisiko, Risiko der Übertragung von Geschlechtskrankheiten oder Parasiten u.a.). Neben solchen Kosten hat das Weibchen von einer Mehrfachverpaarung aber durchaus auch Vorteile. So kann das weibliche Tier eine Erhöhung der genetischen Variabilität und eine Umgehung einer eventuellen genetischen Inkompatibilität sicherstellen, was bei der Paarung mit nur einem einzigen Männchen nicht möglich wäre. Außerdem wird durch die Mehrfachverpaarung die Wahrscheinlichkeit der Befruchtung aller produzierten Eizellen erhöht. Durch die Verpaarung mit mehreren Männchen besteht für alle diese Männchen zumindest potentiell die Möglichkeit, der Vater des resultieren-

den Wurfes zu sein (es wird davon ausgegangen, dass ein Männchen seine potentielle Vaterschaft lediglich danach beurteilt, ob es sich mit dem entsprechenden Weibchen gepaart hat oder nicht). Obwohl sich die männlichen Tiere nicht zu 100 % sicher sein können, tatsächlich der Vater des entsprechenden Wurfes zu sein, so reduziert sich dennoch das Risiko eines Infantizids durch diese Männchen. Alle diese, sich durch eine Mehrfachverpaarung ergebenden Vorteil zielen letztendlich darauf ab, das Überleben der Jungtiere und damit den Fortpflanzungserfolg des Weibchens sicher zu stellen bzw. zu erhöhen.

Wie Untersuchungen zeigen, ergibt sich für Hausmausweibchen, bei denen eine Verpaarung mit mehr als einem Männchen möglich war, tatsächlich eine signifikante Steigerung der Überlebenschancen der Jungtiere bis zur Entwöhnung im Vergleich zu Weibchen, die sich lediglich mit ein und demselben Männchen mehrfach paaren konnten. Weiterhin zeigen Versuche, bei denen Hausmausweibchen ihren Paarungspartner frei wählen konnten, dass diese Weibchen pro Zeiteinheit mehr Würfe zur Welt bringen. Außerdem haben die männlichen Jungtiere aus solchen Verpaarungen als Erwachsene eine höhere Wahrscheinlichkeit, eine dominante Position in der sozialen Hierarchie einzunehmen. Auch sind die Reviere solcher Männchen größer als die Reviere von Männchen, die aus Verpaarungen resultierten, bei der das Muttertier keine Möglichkeit zur Partnerwahl hatte. Die weiblichen Jungtiere aus solchen Verpaarungen zeigten später im Leben ein besseres Nestbauverhalten im Vergleich zu Jungtieren, die aus Verpaarungen hervorgingen, bei denen die Weibchen ihren Sexualpartner nicht frei wählen konnten.

Das Partnerwahlverhalten ist bei den Hausmäusen aber nicht ausschließlich auf die Weibchen beschränkt. Obwohl die Reproduktionskosten der männlichen Hausmäuse im Vergleich zu denen der Weibchen viel geringer sind, zeigen sich auch die Männchen in Bezug auf den Sexualpartner wählerisch. Auch hier spielt bei der Wahl der Verwandtschaftsgrad (vermittelt über die MUPs, vergl. oben), sowie die sexuelle Attraktivität des Weibchens (vermittelt über Geruchsstoffe im Urin) eine Rolle. Ähnlich wie bei den Weibchen produzieren

auch die Männchen, die ihren Sexualpartner wählen können, in einem definierten Zeitintervall mehr Würfe als Männchen, die ihre Partnerin nicht frei wählen konnten. Die männlichen Jungtiere aus Verpaarungen mit freier Partnerwahl sind ebenfalls im späteren Leben häufig sozial dominant und können größere Reviere etablieren. Weiterhin bauen die weiblichen Jungtiere aus solchen Verpaarungen bessere Nester (s.o.).

### Paarungsvorspiel und Paarung

Das Paarungsvorspiel bzw. die Balz ist bei Hausmäusen relativ einfach. Die Männchen können die Paarungsbereitschaft eines Weibchens an der Körperhaltung der Weibchen erkennen. So zeigen beispielsweise weibliche Hausmäuse bei der Annäherung eines Männchens ihre Paarungsbereitschaft an, indem sie vor dem Männchen präsentieren. Die Weibchen zucken dabei auffällig mit den Ohren und hüpfen vor dem Männchen auf und ab oder vollführen Sprünge auf das Männchen zu. Reagiert das Männchen auf diese Signale, so präsentiert das Weibchen dem Männchen mit angehobenem Schwanz ihre Anogenitalregion. Nicht paarungsbereite Weibchen zeigen dagegen bei der Annäherung eines Männchens eher ein defensives Verhalten. Ein solches defensives Verhalten äußert sich bei Hausmäusen in der Regel lediglich darin, dass das defensive Tier seinen Blick von dem anderen Tier abwendet (ein direktes Ansehen des Gegenübers und vor allen Dingen ein direkter Blickkontakt ist ein Zeichen für Aggression). Das Männchen reagiert auf das Präsentieren des Weibchens mit einer olfaktorischen Kontrolle der Kopf- und Anogenitalregion des Weibchens und versucht dann aufzureiten. Häufig läuft das Weibchen daraufhin eine kurze Strecke von dem Männchen weg, bleibt dann stehen, präsentiert erneut und wartet wieder auf die Annäherung des Männchens. Diese Sequenz wird mitunter mehrfach wiederholt.

Auch von den Hausmäusen geäußerte Ultraschallrufe spielen sowohl bei der Balz von wildlebenden Tieren als auch bei der Balz von Kommensalen eine Rolle. Wie Untersuchungen gezeigt haben, produzieren männliche Hausmäuse beim Paarungsvorspiel Ultraschalllaute mit einer Frequenz zwischen 60 und 70 kHz, die eine ähnliche Qualität wie der Gesang von Vögeln aufweisen und in-

dividuell deutlich unterscheidbar sind (siehe auch Kapitel 7.5.3, S. 290). Nachgewiesen ist weiterhin, dass die weiblichen Tiere auf die männlichen Ultraschallvokalisationen reagieren und dass sich „singende“ Männchen mit höherer Wahrscheinlichkeit mit einem Weibchen paaren als nicht „singende“ Männchen, da „singenden“ Männchen attraktiver auf Weibchen wirken als nicht „singende“ (dieser Unterschied ist – zumindest bei domestizierten Hausmäusen – allerdings nur relativ gering ausgeprägt, da sich auch Männchen, die keine Ultraschallrufe äußern können, mitunter erfolgreich verpaaren).

Kurz vor der eigentlichen Paarung beriecht und beleckt das Männchen intensiv die Genitalregion des Weibchens und reitet dann auf. Beim Aufreiten streicht das Männchen mit den Händen über die Flanken des Weibchens und das Weibchen zeigt daraufhin Lordosis mit angehobenem Schwanz, durchgedrücktem Rücken und angehobenem Kopf. Auch während dieser Phase werden hauptsächlich vom Männchen Ultraschallrufe geäußert. Zusätzlich zu den 70 kHz-Rufen und unabhängig von diesen, sind zu diesem Zeitpunkt von den männlichen Tieren aber auch noch Rufe mit einer Frequenz von etwa 40 kHz zu hören (siehe auch Kapitel 7.5.3, S. 290). Es ist umstritten, ob durch die Lordose des Weibchens dem Männchen die Intromission und damit eine erfolgreiche Paarung ermöglicht wird, oder ob eine Intromission auch ohne Lordose möglich ist, da diese Körperhaltung einerseits nur von hochrezeptiven Weibchen gezeigt wird, sich die Männchen andererseits aber auch mit anderen Weibchen erfolgreich paaren können. In der Regel führt allerdings erst ein mehrmaliges Aufreiten des Männchens zu einer Intromission mit anschließender Ejakulation (während der eigentlichen Intromission äußern die Männchen wieder nur 70 kHz-Rufe).

Die Häufigkeit, mit der ein Männchen aufreitet hat einen Einfluss auf die Größe des Wurfes, d.h. je häufiger das Männchen aufreitet, desto größer ist in Folge der Wurf, den das Weibchen zur Welt bringt. Dies deutet auf eine induzierte Ovulation bei den weiblichen Hausmäusen hin (es wird allerdings allgemein davon ausgegangen, dass die Ovulation bei den Hausmäusen spontan erfolgt, siehe

Kapitel 7.5.2, S. 279), bei der das Freisetzen von Eizellen aus dem Ovar durch die Aufreitversuche des Männchens stimuliert wird. Ein Nackenbiss des Männchens, der bei vielen Tierarten ebenfalls häufig die Ovulation des Weibchens stimuliert, tritt bei Hausmäusen allerdings nicht auf. Allerdings ist bei einigen Inzuchtlinien zu beobachten, dass das Weibchen nach der Ejakulation vom Männchen gebissen wird. Dieses Beißen löst allerdings wahrscheinlich nicht die Ovulation beim Weibchen aus.

Nach Beendigung der Paarung putzen sich beide Tiere und reinigen vor allem die Genitalregion. Häufig ist nach der Kopulation auch ein Unterschieben oder Unterkriechen zu beobachten, bei dem ein Tier seinen Kopf unter den Partner schiebt und diesen manchmal leicht anhebt. In der Regel wird das Unterkriechen von dem männlichen Tier gezeigt, während dieses Verhalten beim Weibchen nur selten auftritt. Die Bedeutung des Unterschiebens in diesem Verhaltenskontext ist unklar.

Nach einer erfolgreichen Kopulation mit Ejakulation bildet sich aus einem Teil des Ejakulats des Männchens ein Vaginalpfropf. Dieser verhindert für eine Dauer zwischen 10 – 24 h eine weitere Begattung mit einem anderen Männchen. Dies erhöht für das Männchen die Wahrscheinlichkeit für die Vaterschaft des sich entwickelnden Wurfes. Außerdem verursacht der Pfropf einen Dehnungsreiz in der Vagina, welcher wiederum unter Beteiligung der Hypophyse (Hirnanhangsdrüse) für die, für eine Trächtigkeit benötigte, hormonelle Umstellung des weiblichen Stoffwechsels sorgt. Wird der Vaginalpfropf experimentell entfernt, so können sich keine Embryonen entwickeln, obwohl die Eizellen erfolgreich befruchtet werden (die Blastula kann sich auf Grund der fehlenden hormonellen Umstellung nicht in die Gebärmutter schleimhaut einnisten).

Bei einem Vergleich von Paarungen zwischen freilebenden Hausmäusen (wildlebenden bzw. Kommensalen) mit denen zwischen Männchen und Weibchen von Laborstämmen der Hausmaus sind qualitativ keine Verhaltensunterschiede zu beobachten. Alle mit der Paarung in Zusammenhang stehenden Verhaltensweisen, die bei den nicht domestizierten Formen auftreten, sind auch bei den Laborstämmen zu beobachten. Es gibt aller-

dings einige quantitative Unterschiede. So benötigen wildlebende Männchen in der Regel deutlich länger als die domestizierten Labortiere, bis bei einem Zusammentreffen mit einem Weibchen das Aufreiten und die Kopulation initiiert werden. Ist der Kontakt zwischen den Geschlechtspartnern hergestellt, so sind bei den wildlebenden Männchen weniger Aufreitversuche und weniger Intromissionen bis zu einer erfolgreichen Ejakulation zu beobachten – der eigentliche Paarungsvorgang geht also viel schneller vonstatten als bei den Laborstämmen. Wenn es zu wiederholten Verpaarungen zwischen denselben Tieren kommt, dann ist die Zeit, die zwischen solchen aufeinanderfolgenden Paarungen vergeht bei wildlebenden Hausmäusen größer als bei den Labortieren. Darüber hinaus zeigen wildlebende Hausmausmännchen auch eine höhere Variabilität in der zeitlichen Dauer der einzelnen, mit der Paarung in Verbindung stehenden Verhaltensweisen als die Labortiere (was eventuell Ausdruck einer stärker ausgeprägten Individualität der wildlebenden Tiere sein könnte).

### Geburt und Jungtierfürsorge

Nach einer erfolgreichen Verpaarung werden nach einer Tragzeit zwischen 18 und 24 Tagen (s.o.) die Jungtiere geboren. Bereits ab dem 5. bis 7. Tag der Trächtigkeit ist bei den Weibchen schon ein gesteigertes Nestbauverhalten zu beobachten, welches durch den gesteigerten Progesteron-Titer im Blut trächtiger Tiere ausgelöst wird. Etwa 3 Tage vor der Geburt der Jungtiere ist die Nestbauaktivität am stärksten ausgeprägt. Bis zur Geburt der Jungen wird das Nestbauverhalten und ebenso auch das Ausbessern eines bereits bestehenden Wurfnests, allein hormonell gesteuert. Nach dem Werfen der Jungen ist als Auslöser für dieses Verhalten die Anwesenheit von Jungtieren erforderlich. Fehlen diese, so erlischt auch die Bauaktivität des Weibchens. Die Wurfnester werden viel sorgfältiger angelegt als reine Schlafnester und es wird viel mehr Nistmaterial verbaut. So wiegt ein Wurfnest etwa 30 – 50 g, während das für ein Schlafnest verbaute Material in der Regel nur zwischen 8 – 12 g auf die Waage bringt. Mit dem Alter werden der jungen Hausmäuse lässt die Nestbauaktivität der Mutter wieder nach, so dass das beispielsweise ältere Wurfnester weniger häufig ausgebessert werden und neu angelegte Wurfnester bald wieder die Größe

eines normalen Schlafnests erreicht.

Kurz vor der Geburt der Jungen ist bei dem Weibchen eine zunehmende Aggressivität gegenüber Artgenossen zu beobachten. Dabei richtet sich die Aggressivität vor allem gegen nicht trächtige Weibchen, aber auch erwachsene, männliche Tiere werden aus der Nestumgebung vertrieben.

Die Geburt der Jungtiere erfolgt in den meisten Fällen während der Nacht. Bei der Geburt sitzt das Weibchen auf den Hinterextremitäten und unterstützt den Geburtsvorgang mit den Händen. Die Geburt eines einzelnen Jungtiers, welches mit dem Kopf voran auf die Welt kommt, dauert etwa 4 – 5 Minuten. Direkt nach der Geburt wird die Nabelschnur von der Mutter durchgebissen und das Jungtier durch belecken gesäubert. Etwa eine Minute nach der Geburt wird die Nachgeburt ausgetrieben, die sofort von dem Muttertier gefressen wird. Die Jungtiere lassen bereits unmittelbar nach der Geburt Laute ertönen, die die Mutter davon abhalten, den eigenen Nachwuchs zu fressen. Tot geborene Jungtiere oder solche, die keine Schallsignale erzeugen können, werden in der Regel direkt nach der Geburt von dem Weibchen verzehrt.

Der gesamte Geburtsvorgang dauert, abhängig von der Wurfgröße, in etwa eine Stunde. Zum Teil verlässt das Muttertier zwischen zwei Geburten das Nest um Nahrung oder Wasser aufzunehmen, oder um Urin oder Kot abzusetzen. Ein häufiges Verlassen des Nests zwischen den Geburten der einzelnen Jungtiere kann aber auch auf eine Störung des Weibchens hindeuten (dies ist häufig bei Hausmäusen in menschlicher Obhut zu beobachten, s.u.).

Fühlt sich das Muttertier bei der Aufzucht ihres Wurfes dauerhaft gestört, so werden die Jungtiere umgetragen (in menschlicher Obhut z.T. auch wiederholt, wenn die Störungen nicht nachlassen). Beim Tragen der Jungen fallen diese in eine Tragstarre, die dem Muttertier einen einfacheren Transport erlaubt. Die Jungtiere werden von dem Weibchen mit den Schneidezähnen in einer Hautfalte ergriffen und so transportiert (das Ergreifen erfolgt dabei häufig, aber nicht immer an der Hautfalte im Genick).

Entfernt sich ein Jungtier in relativ frühen Entwicklungsstadien vom Nest und findet nicht wieder von alleine zurück, so äußert es nach einiger Zeit, spätestens aber wenn sich eine Unterkühlung bemerkbar macht, Ultraschallrufe mit einer Frequenz zwischen 70 und 80 kHz. Diese Rufe bewirken, dass sich die Mutter aktiv auf die Suche nach ihrem Nachwuchs macht und diesen, wenn sie ihn gefunden hat, zurück in das Nest trägt. Wenn die Jungtiere nicht rufen, werden sie dagegen nur zufällig von dem Muttertier gefunden (Geruchsinformationen scheinen in diesem Fall eine eher untergeordnete Rolle zu spielen). Bei dem Eintragen handelt es sich um ein Verhalten, das nicht ermüdbar ist. Das heißt, dass die Mutter im Extremfall (z.B. in einem bewusst darauf angelegten Experiment) ihre Jungen bis zu völligen körperlichen Erschöpfung einträgt. Die Motivation, rufende Jungtiere in das Nest zu transportieren, ist so stark ausgeprägt, dass auch fremde Hausmausjungtiere und sogar die Jungtiere fremder Nagetierarten (sofern sie Ultraschalllaute produzieren) in das eigene Nest eingetragen werden. Zum Teil beteiligt sich auch das Männchen an dem Eintragen der Jungen. Sehr häufig werden solche fremden Hausmausjungtiere dann aber nach dem Eintragen von dem Weibchen aufgefressen (die Weibchen können also – vermutlich olfaktorisch – fremde Jungtiere von den eigenen unterscheiden). Mitunter „entwenden“ Weibchen mit Jungtieren sich jedoch auch gegenseitig die Jungen aus dem Nest und ziehen diese dann wie die eigenen auf.

In außergewöhnlichen Stresssituationen kann es auch dazu kommen, dass die Weibchen ihre eigenen Jungtiere auffressen. Vor allem bei der Haltung von Hausmäusen in menschlicher Obhut ist ein solches Verhalten zu beobachten. Nicht selten wird es durch unzureichende Haltungsbedingungen ausgelöst, beispielsweise wenn die Mütter häufiger gestört werden, wenn die Mütter mit ihren Jungtieren transportiert oder umgesetzt werden, oder wenn die Jungtiere bei der Reinigung des Käfigs von der Mutter getrennt werden. Solche Störungen sollten daher während der Zeit der Jungtaufzucht möglichst unterbleiben. Mitunter scheint es sich bei der Tötung der eigenen Jungtiere durch die Mutter aber auch um domestikationsbedingte Ausfallerscheinungen zu handeln. Hat ein Mutter-

tier einmal die eigenen Jungtiere gefressen, so ist die Wahrscheinlichkeit relativ hoch, dass sie dieses Verhalten auch bei den folgenden Würfen zeigt. Ein solches Weibchen sollte also nicht weiter zur Zucht verwendet werden.

In den ersten Lebenstagen ist das Belecken der Bauch- und Anogenitalregion der Jungtiere durch das Weibchen sehr wichtig, da die Jungen in diesem Alter noch nicht selbständig Harn und Kot absetzen können. Die ausgeschiedenen Exkrememente und der Urin werden von dem Muttertier gefressen und das Nest und die Jungen auf diese Weise sauber gehalten. Auch in diesem Zusammenhang spielen Lautäußerungen der Jungtiere eine Rolle. Durch Rufe im für Menschen hörbaren Spektrum, bei denen die jungen Hausmäuse schlängelnde Bewegungen vollführen (in englischen Publikationen werden diese Rufe daher als *wriggling-calls*, also „Schlängel-Laute“ bezeichnet), wird bei den Weibchen das Belecken der Jungtiere, sowie Nestbauverhalten ausgelöst.

Die Qualität und Quantität der mütterlichen Fürsorge ist auch entscheidend von der Zusammensetzung des Wurfes abhängig. So erhalten beispielsweise die Jungen in Würfen mit überwiegend männlichen Jungtieren mehr soziale Fellpflege und werden auch häufiger von der Mutter beleckt als die Jungen in Würfen mit einem höheren Anteil an weiblichen Jungtieren. Stehen die Muttertiere durch ungünstige Umwelteinflüsse unter starkem Stress, so wirkt sich auch dies auf die Jungtiere aus, da diese dann weniger mütterliche Zuwendung erhalten.

Das Ausmaß der sozialen Zuwendung, die ein Jungtier während des Heranwachsens von der Mutter erhält, beeinflusst auch, wie sich dieses Jungtier später als Erwachsener verhält. Ein hohes Maß an elterlicher Fürsorge bewirkt beispielsweise, dass die Jungtiere mit Stresssituationen im späteren Leben besser umgehen können als Jungtiere, denen weniger elterliche Aufmerksamkeit zu Teil geworden ist. Weibliche Jungtiere, denen ein hoher Anteil an mütterlicher Fürsorge zugekommen ist, sind als Erwachsene selber bessere Mütter und sorgen sich intensiver um ihre eigenen Nachkommen als Vergleichstiere, denen ein geringeres Maß an Fürsorge



zuteil wurde.

Auch die Männchen zeigen ihren eigenen Jungtieren gegenüber elterliches Fürsorgeverhalten, sofern sie denn von der Mutter am Nest geduldet werden. So säubern auch die Männchen die Jungen und tragen diese ein, wenn sie sich vom Nest entfernt haben. Darüber hinaus werden die Jungtiere vom Vater auch gegenüber potentiellen Angreifern wie z.B. fremden Männchen verteidigt. Wenn die Jungen bereits selbständig das Nest verlassen und die nähere Umgebung erkunden, so werden sie von der Mutter oder auch vom Vater bei diesen Ausflügen begleitet.

Bemerkt das Männchen jedoch Jungtiere im Nest, die nicht von ihm gezeugt wurden, dann werden diese fremden Jungen häufig von dem Männchen getötet. Damit vermeidet das Männchen, Energie in einen Nachwuchs zu investieren, mit dem es selber gar nicht verwandt ist. Im Allgemeinen zeigen jedoch verpaarte Männchen eine weitaus geringere Tendenz zum Infantizid als unverpaarte Männchen. Die unverpaarten Männchen töten den Nachwuchs eines Weibchens, weil dieses dann schneller wieder in den Östrus kommt und sich dann dieses bislang unverpaarte Männchen – zumindest potentiell – selber mit dem Weibchen paaren und eigene Jungtiere zeugen kann (ein solcher Infantizid stellt also keineswegs ein abnormes Verhalten dar, wie zum Teil in populärwissenschaftlichen Artikeln immer noch zu lesen ist).

Mitunter ist bei der Jungtieraufzucht der Hausmäuse die Bildung von Gemeinschaftsnestern zu beobachten, in denen mehrere Weibchen gemeinsam ihren Nachwuchs aufziehen. In sehr vielen Fällen sind die Weibchen, die solche Gemeinschaftsnester nutzen, miteinander verwandt. Wie Untersuchungen ergeben haben, zeigen vor allem Schwestern, die Ihre Jungen gemeinschaftlich aufziehen, einen (auf die gesamte Lebensdauer gesehen) höheren Reproduktionserfolg im Vergleich zu Weibchen, die ihre Jungtiere alleine großziehen. Die gemeinschaftlich aufgezogenen Jungtiere von Schwestern legen schneller an Gewicht zu und sind bei ihrer Entwöhnung schwerer als die Jungtiere, die von ihrer Mutter alleine aufgezogen werden. Dies wirkt

sich positiv auf die Überlebenschancen des Nachwuchses aus Gemeinschaftsnestern aus.

Wodurch es zur Bildung von solchen Gemeinschaftsnestern kommt, ist nicht genau bekannt. Als auslösende Faktoren wird eine steigende Populationsdichte vermutet, die bewirkt, dass der zur Anlage von Wurfnestern geeignete Raum knapp wird und sich daher mehrere Weibchen zur Jungtieraufzucht zusammenschließen. Einige Autoren sind der Ansicht, dass ein solcher Zusammenschluss dadurch erleichtert wird, dass die Mütter ihre eigenen Jungtiere nicht von fremden Jungtieren unterscheiden können, vor allem, wenn die Jungen in etwa das gleiche Alter haben, und sich daher unterschiedslos um alle Jungtiere in einem Nest kümmern. Dem stehen jedoch die oben bereits erwähnten Beobachtungen gegenüber, dass die Weibchen zwar auch fremde Jungtiere in ihr Nest eintragen, diese dann aber im Nest auffressen. Demnach müssen die Muttertiere sehr wohl in der Lage sein, eigene von fremden Jungtieren unterscheiden zu können. Eventuell ist das Unterscheidungsvermögen bei Jungen, die von einer Schwester des Weibchens stammen, auf Grund der engen Verwandtschaft nicht so stark ausgeprägt, so dass in einem solchen Fall nicht zwischen eigenem und fremdem Nachwuchs unterschieden werden kann. Da das Weibchen mit der Schwester verwandt ist, ist sie das natürlich auch mit den Jungtieren der Schwester (zumal sich die Schwester in den meisten Fällen mit dem gleichen Männchen gepaart hat) und eine Investition in Form einer mütterlichen Fürsorge in den Nachwuchs der Schwester kommt auch dem Weibchen indirekt zugute. Darüber hinaus spielt bei Gemeinschaftsnestern unter Umständen auch noch die wechselseitige Fürsorge eine gewisse Rolle, da die eigenen Jungtiere ja auch von der Fürsorge durch die anderen Weibchen profitieren.

Als weitere Faktoren, die eine Bildung von Gemeinschaftsnestern begünstigen, werden ungünstige Witterungsverhältnisse (vor allen Dingen Kälte und die verbesserte Thermoregulation in den Gemeinschaftsnestern) und dem Entgegenwirken von, vor allem bei hohen Populationsdichten auftretenden Infantizid (die Jungtiere in den Gemeinschaftsnestern können besser verteidigt werden) diskutiert.

### Jungtierentwicklung

Junge Hausmäuse sind typische Nesthocker und werden mit geschlossenen Augen und Ohrmuscheln geboren. Die einzelnen Finger und Zehen sind noch verwachsen und mit Ausnahme der Vibrissen und Sinushaare sind die Tiere unbehaart. Der Sehapparat und auch das Gehör sind aber bereits schon zu diesem Zeitpunkt zumindest teilweise funktionsfähig (Wahrnehmung von Helligkeitsunterschieden und lauten Geräuschen) – die Annahme, dass die Tiere „blind“ und „taub“ geboren werden, ist also nicht ganz richtig.

Das Geburtsgewicht schwankt zwischen 0,84 und 1,4 g bei einer Kopf-Rumpf-Länge zwischen 2,3 bis 2,7 cm. Dabei wird das Geburtsgewicht unter anderem von der Umgebungstemperatur während der Trächtigkeit der Mutter beeinflusst. Höhere Umgebungstemperaturen führen dazu, dass das Geburtsgewicht der Jungen höher ist. Auch die Wurfgröße wirkt sich auf das Geburtsgewicht aus und bei größeren Würfen sind die Jungen im Allgemeinen leichter als bei kleineren Würfen.

Schon kurz nach der Geburt vollführen die Jungen mit dem Kopf pendelnde Suchbewegungen nach den Zitzen der Mutter. Haben die Jungtiere eine Zitze gefunden, so wird das Gesäuge der Mutter mit alternierenden Tritten der Vorderextremitäten bearbeitet (Milchtritt), um den Milchfluss anzuregen.

Bereits nach dem 2. bis 3. Lebenstag ist schon der Beginn der Körperbehaarung zu erkennen. Um den 4. bis 5. Lebenstag öffnen sich die Ohrmuscheln und die Finger und Zehen trennen sich voneinander. Zu diesem Zeitpunkt können die Tiere bereits unkoordiniert vorwärts kriechen, wobei hierfür zunächst ausschließlich die Hände eingesetzt werden. Die ausgeprägte positive Thigmotaxis und die Bewegung auf eine Wärmequelle zu bewirkt, dass die Jungen in der Nestmulde zusammengehalten werden. Ab dem 7. Lebenstag zeigen sich bereits erste feine Haare auf dem Körper und zu dem jetzt bereits koordiniert erfolgenden Kriechen werden die Vorder- und Hinterextremitäten eingesetzt. Zwischen dem 9. und 10. Lebenstag brechen die unteren Schneidezähne durch, die oberen folgen etwas später. Etwa zu diesem Zeitpunkt verkriechen sich

die Jungen bei einer Störung bereits selbständig im Nestmaterial. Um den 11. Lebenstag herum ist der Rücken bereits dicht behaart, während der Bauch aber noch weitestgehend nackt ist. Etwa ab dem 12. Lebenstag sollen die Jungtiere ihre Mutter am Geruch erkennen können. Etwa zu diesem Zeitpunkt erreicht das Riechvermögen der Jungen den Stand wie bei den Adulten.

Zwischen dem 12. und dem 14. Lebenstag öffnen sich die Augen der Jungtiere. Zu dieser Zeit unternehmen die Tiere auch schon erste kleinere Exkursionen in der unmittelbaren Umgebung des Nests (zum Teil sind die Augen dabei sogar noch geschlossen). Zwischen dem 15. und 16. Lebenstag erfolgt im Gebiss der Durchbruch der oberen und unteren ersten und zweiten Backenzähne. In diese Zeit fällt auch das sogenannte „Flohstadium“, das sich durch spontanes oder auch durch Störungen ausgelöstes Hüpfen der Jungtiere ohne erkennbare äußere Reize äußert. Die Tiere können mit diesen „Hüpfen“ schon Höhenunterschiede bis zu 20 cm überwinden. Von einigen Autoren wird dieses Verhalten, zumindest wenn es nicht als Folge einer Beunruhigung der Tiere auftritt, als ein rudimentäres Spiel gedeutet.

Mit Erreichen des 17. Lebenstages nehmen die Jungtiere dann auch erstmalig feste Nahrung zu sich, die vom Muttertier in das Nest eingetragen wird. Theoretisch haben die Jungen zu diesem Zeitpunkt zwar bereits die ernährungsphysiologische Selbständigkeit erreicht, in der Regel werden sie aber weiterhin von der Mutter gesäugt. Zu einer eigenständigen Thermoregulation sind die Jungen zwischen dem 21. und dem 28. Tag befähigt und eine weitgehende Unabhängigkeit von der Mutter erreichen die Jungtiere zwischen dem 25. – 30. Lebenstag mit der Entwöhnung. Das Gebiss der jungen Hausmäuse ist etwa um den 28. Lebenstag vollständig entwickelt.

Bei den männlichen Jungtieren setzt um den 27. Lebenstag die erste Spermienbildung ein, der Hodenabstieg in das Skrotum und damit das Erreichen der Geschlechtsreife erfolgt allerdings erst zwischen dem 45. – 90. Lebenstag. Bei den weiblichen Jungtieren öffnet sich um den 39. Lebenstag die Vagina und es setzt der erste Östrus ein (aber siehe hierzu weiter unten). Bei den weib-

lichen Tieren beschleunigt sich die sexuelle Reife um 2 bis 3 Tage, wenn die Jungtiere den Geruch eines erwachsenen Männchens wahrnehmen – dieses, über Pheromone im männlichen Urin hervorgerufene Phänomen wird als „VANDENBERGH-Effekt“ bezeichnet und kann auch bei anderen Säugetierarten beobachtet werden. Eine ähnliche Wirkung kann auch bei der Anwesenheit von trächtigen oder laktierenden, erwachsenen Weibchen beobachtet werden – auch in einem solchen Fall werden die jungen Weibchen schneller geschlechtsreif. Letzteres ist aber nur bei niedrigen bis moderaten Populationsdichten zu beobachten. Bei hohen bis sehr hohen Dichten bewirkt dagegen die Anwesenheit von trächtigen oder laktierenden erwachsenen Weibchen eine Verzögerung der sexuellen Reife und eine Unterdrückung des Östruszyklus bei jüngeren Weibchen (ältere Weibchen sind hiervon nicht betroffen und pflanzen sich auch bei hohen Populationsdichten ungehindert fort). Diese verspätete Reproduktion der jungen Weibchen im Fall von hohen Populationsdichten muss nicht unbedingt von Nachteil für diese Weibchen sein. Unter hohen Populationsdichten tendieren Hausmausweibchen dazu, ihren Nachwuchs in Gemeinschaftsnestern groß zu ziehen. Da mit steigender Jungtieranzahl in solchen Gemeinschaftsnestern auch das Mortalitätsrisiko der Jungen steigt, ist es von Vorteil, wenn jüngere Weibchen von der Fortpflanzung abgehalten werden. Da die Weibchen in der Regel alle miteinander verwandt sind, profitieren auch die jungen Weibchen, die sich nicht selber fortpflanzen, von dieser Beschränkung, da sich dadurch die Überlebenswahrscheinlichkeit von nahe mit ihnen verwandten Jungtieren erhöht (indirekter Fitnessgewinn). Darüber hinaus hat sich zumindest bei Labortieren gezeigt, dass Weibchen, die später geschlechtsreif werden, größere Würfe zur Welt bringen und sich über einen längeren Zeitraum reproduzieren können, als Weibchen, die bereits sehr früh geschlechtsreif werden. Durch diese beiden Mechanismen wird also die verspätete Geschlechtsreife junger Weibchen bei hohen Populationsdichten mehr als aufgewogen.

Die oben gemachten Zeitangaben beim Durchlaufen der einzelnen Entwicklungsstadien sind sehr stark von der Witterung (v.a. von der Umgebungstemperatur) und auch von der Ernährungssituati-

on der Mutter abhängig. Bei kalter Witterung mit einer ungünstigen Nahrungsversorgung kann sich der Eintritt der einzelnen Entwicklungsstufen um bis zu einer Woche verzögern. Im Allgemeinen benötigen auch freilebende Hausmäuse (Kommensalen und wildlebende Formen) für die Individualentwicklung länger als Tiere, die in menschlicher Obhut gehalten werden, da letztere in einer weitestgehend stabilen Umwelt leben und eine ausreichende Nahrungsversorgung gewährleistet ist.

Die Unterschiede zwischen freilebenden Tieren und solchen in menschlicher Obhut äußert sich auch bei dem Zeitpunkt, ab dem die Tiere geschlechtsreif sind. Während dies bei Labormäusen bereits etwa zwischen dem 45. und dem 65. Lebensstag (im Mittel um den 50. Lebensstag) der Fall ist, erreichen freilebende Tiere die Geschlechtsreife erst mit 60 bis 90 Lebensstagen. Der Zeitpunkt der Geschlechtsreife ist eng an das Körpergewicht der Hausmäuse gebunden und es ist davon auszugehen, dass ein Großteil der Weibchen ab einem Gewicht von 18 g und ein Großteil der Männchen ab einem Gewicht von 20 g geschlechtsreif sind (Tiere in menschlicher Obhut erreichen dieses Gewicht früher als freilebende Tiere). Bei den freilebenden Hausmäusen erreichen in der Regel die sich außerhalb von Gebäuden aufhaltenden, wildlebenden Tiere die Geschlechtsreife früher als die kommensalen Formen, da die Ernährungssituation (vor allem die Qualität der Nahrung) im Freiland – zumindest im Sommer – besser ist als in Gebäuden (siehe hierzu auch die Angaben zur Wurfgröße und zur Anzahl der Würfe weiter oben).

Das Wachstum hält bei Hausmäusen etwa bis zum 6. Lebensmonat an. Allerdings sind auch einige der Autoren der Ansicht, dass die Tiere ihr Leben lang wachsen.

Hausmäuse können ein Alter von bis zu 4 Jahren in menschlicher Obhut und bis zu maximal 1,5 Jahren im Freiland erreichen. Diese 1,5 Jahre dürften allerdings nur in sehr seltenen Fällen von einzelnen Tieren im Freiland realisiert werden, da die durchschnittliche Lebenserwartung der Hausmaus im Freiland mit nur etwa 3 Monaten angegeben wird. Auch unterscheidet sich die Überlebenswahrscheinlichkeit in Abhängigkeit vom Geschlecht

und männliche Tiere haben auf Grund der höheren Aktivität zur Reviermarkierung und –verteidigung und der höheren Abwanderungsrate ein höheres Mortalitätsrisiko als die Weibchen (die älteren Tiere im Freiland sind fast ausschließlich Weibchen). Allgemein ist im Freiland vor allen Dingen die Wintersterblichkeit sehr hoch. Besonders bei sehr ungünstigen Witterungsverhältnissen im Februar kann die monatliche Mortalität auf mehr als 90 % ansteigen. Über das Jahr gesehen und ohne Berücksichtigung des Geschlechts wird die monatliche Mortalität bei Hausmäusen mit etwa 20 % beziffert (d.h. jeden Monat sterben etwa 20 % der in einer Population vorhandenen Tiere).

### 7.5.3 Signale und Kommunikation

Bei Hausmäusen verläuft die innerartliche Kommunikation im Wesentlichen auf olfaktorischem und akustischem Wege. Obwohl das Sehvermögen recht gut entwickelt ist (wenn auch den Tieren ein Scharfsehen kaum möglich ist, siehe Kapitel 7.3.1, S. 248), spielen visuelle Reize für die Kommunikation eine eher untergeordnete Rolle. Über eine Verständigung durch taktile Reize ist bei Hausmäusen so gut wie nichts bekannt. Der Tastsinn ist durch die Vibrissen im Kopfbereich und die, über den gesamten Körper verteilten Sinushaare recht gut entwickelt und einige Verhaltensweisen können alleine durch taktile Reize ausgelöst werden (etwa die Paarungsstellung der hochbrünstigen Weibchen, wenn dem Tier seitlich über die Flanken gestrichen wird). Systematische Untersuchungen fehlen hierzu aber weitestgehend.

Da die akustische Kommunikation bis auf wenige Ausnahmen im für den Menschen nicht hörbaren Ultraschallbereich erfolgt und der Mensch zu Geruchsinformationen ebenfalls nur einen sehr eingeschränkten Zugang hat, ist eine Untersuchung der Kommunikation der Hausmäuse ohne technische Hilfsmittel für den Menschen nur sehr eingeschränkt möglich. Dennoch haben diese Signale für das Zusammenleben der Tiere natürlich eine entscheidende Bedeutung.

Zu beachten ist weiterhin, dass gerade das soziale Verhalten von Säugetieren so komplex ist, das es in den seltensten Fällen durch einen einzigen sensorischen Reiz gesteuert wird. Vielmehr bedarf es in

der Regel einer ganzen Reihe von gemeinsam wirksamen werdenden olfaktorischen, akustischen, optischen und taktilen Reizen um ein bestimmtes Verhalten auszulösen. Die Reduktion auf einen monokausalen Mechanismus zur Erklärung, durch welchen Reiz ein bestimmtes Verhalten ausgelöst wird, läuft in den meisten Fällen auf eine Übersimplifizierung der tatsächlichen Gegebenheiten hinaus.

#### Olfaktorische Kommunikation

Im Gegensatz zu vielen anderen Nagetieren haben Hausmäuse mit Ausnahme der Präputial- bzw. Vaginaldrüsen und der Sohlendrüsen keine spezialisierten Drüsen ausgebildet. Ein Großteil der auf Gerüchen basierenden, innerartlichen Verständigung erfolgt daher über mit dem Urin ausgeschiedene Geruchsstoffe. Dies bedeutet, dass die Tiere alleine über den Urin eine Vielzahl von Informationen austauschen, was eine Untersuchung ungleich schwieriger macht, als wenn der Austausch bestimmter Informationen durch das Sekret von speziell hierfür ausgebildeten Drüsen erfolgt, wie bei vielen anderen Nagetieren (siehe z.B. den Goldhamster – Kapitel 3.5.3, S. 80 oder die Zwerghamster – Kapitel 4.5.3, S. 115).

Alle Hausmäuse setzen während ihrer normalen Aktivität in ihrem gesamten Aktionsraum kleine Mengen von Urin ab (hierbei handelt es sich nicht um Reviermarkierungen), so dass nach einiger Zeit nahezu das gesamte Revier mit Urinmarkierungen benetzt ist und eine für die Reviermitglieder bekannte Geruchszusammensetzung aufweist. Ändert sich die Zusammensetzung dieses olfaktorischen Hintergrunds (etwa durch die Urinmarkierung eines fremden Tieres), so löst dies bei den Reviermitgliedern ein intensives Kontrollieren und nachfolgendes Übermarkieren aus. Reviermarkierungen unterscheiden sich von diesem allgemeinen Geruchshintergrund dadurch, dass durch ein Einzeltier (meistens das dominante Männchen einer Familiengruppe) an einer definierten Stelle eine größere Menge Urin absetzt wird. Diese Urin-Ansammlung kann von den anderen Tieren vor dem Hintergrund des allgemeinen Uringeruchs wahrgenommen werden.

Die dominanten Männchen einer Familiengruppe setzen Urinmarkierungen ab, um ihre Dominanz

sowohl gegenüber den subordinierten Männchen der eigenen Familiengruppe, als auch gegenüber anderen, fremden Männchen deutlich zu machen. Auf die Urinmarkierungen anderer bekannter oder fremder Hausmäuse (Männchen wie Weibchen) reagieren dominante Männchen durch Übermarkieren mit dem eigenen Urin. Auf erwachsene, männliche Hausmäuse wirkt der Urin von Weibchen, die sich im Östrus befinden, attraktiver (die Männchen untersuchen solche Urinmarkierungen besonders intensiv) als der Urin von weiblichen Tieren, die sexuell nicht aktiv sind. Auf die Urinmarkierungen östrischer Weibchen reagieren die Männchen auch besonders stark mit Übermarkieren. Dieses Übermarkieren dient wahrscheinlich nicht primär dazu, das Weibchen als potentiellen Sexualpartner auf das Männchen aufmerksam zu machen oder den Reproduktionsstatus des Weibchens zu stimulieren, sondern um auf den dominanten Status des Männchens aufmerksam zu machen (allerdings paaren sich Weibchen bevorzugt mit dominanten Männchen und können den Dominanzstatus an Hand der Urinmarkierungen abschätzen).

Neben dieser Kommunikationsfunktion dienen die Urinmarkierungen der dominanten Männchen allen Familienmitgliedern auch noch dazu, sich im eigenen Revier zu orientieren. An Hand der Urinmarkierungen können die Tiere beispielsweise sicher stellen, dass sie sich in ihrem eigenen Familienrevier aufhalten und nicht versehentlich in ein Nachbarrevier laufen.

Generell markieren die Hausmausweibchen weitaus weniger als die Männchen, aber auch bei den Weibchen gibt es Unterschiede in der Markierhäufigkeit. So zeigen vor allen Dingen die trächtigen oder laktierenden Weibchen Markierverhalten, während dies bei den subadulten oder sich nicht reproduzierenden Weibchen geringer ausgeprägt ist.

Sich reproduzierende Weibchen reagieren besonders auf Markierungen anderer sich reproduzierende Weibchen, indem sie solche Urinmarkierungen sofort übermarkieren. Markierungen von subadulten oder sich nicht reproduzierenden Weibchen lösen dagegen deutlich weniger Übermarkieren aus. Das vergleichsweise häufige Absetzen von Urin-

markierungen und das Übermarkieren der Markierungen fremder, sich reproduzierender Weibchen durch die erwachsenen, trächtigen oder laktierenden Weibchen einer Familiengruppe dient wahrscheinlich dazu, den anderen Weibchen den Reproduktionsstatus dieser Weibchen anzuzeigen. Dabei scheint dieses Verhalten anders als bei den Männchen aber nicht unbedingt aggressiv motiviert zu sein. Vermutet wird, dass durch das strikte Übermarkieren der Urinmarkierungen fremder, sich reproduzierender Weibchen die Wirkung von reproduktionsbeeinflussenden Pheromonen auf die Fortpflanzung der übermarkierenden Weibchen abgeschwächt werden soll. Dies würde beispielsweise auch die kurze Zeitspanne erklären, die die Weibchen zur Inspektion dieser Urinmarkierungen aufwenden (die Revierweibchen setzen sich nur ganz kurz diesen Pheromonen aus und markieren dann sofort ihrerseits an der gleichen Stelle). Urinmarkierungen von fremden, aber sexuell inaktiven Weibchen werden im Vergleich hierzu sehr viel länger und ausführlicher inspiziert, anschließend aber sehr viel seltener übermarkiert. Ein schlüssiger, experimenteller Beweis für diese Vermutung steht aber noch aus.

Auf fast alle weiblichen Hausmäuse wirken Urinmarkierungen des dominanten Reviermännchens besonders attraktiv (die Weibchen untersuchen solche Markierungen besonders intensiv), während Urinmarkierungen von dominanten Männchen aus den Nachbarrevieren oder von fremden, dominanten Männchen deutlich gemieden werden. Es wird vermutet, dass die Weibchen auf diese Weise sicherstellen, dass sie sich im Revier ihrer eigenen Familiengruppe befinden. Da dieses Verhalten besonders bei trächtigen Weibchen ausgeprägt ist, wird weiterhin die Möglichkeit diskutiert, dass die Weibchen durch die Meidung der fremden, männlichen Markierungen versuchen, sich nicht zu lange dem Geruch des fremden, männlichen Urins auszusetzen, der einen Schwangerschaftsabbruch (BRUCE-Effekt, s.o.) bewirken kann. Weiterhin wird der Urin von nicht-dominanten oder subadulten fremden Männchen von weiblichen Hausmäusen nicht gemieden, sondern ebenfalls intensiv untersucht. Dem Urin dieser Männchen fehlt also eine Komponente, die eine Meidung bei den Weibchen auslöst (Weibchen – und auch Männchen – können anhand

des Uringeruchs zwischen dominanten und nicht-dominanten Männchen unterscheiden).

Die Meidung (oder Bevorzugung) von Urinmarkierungen ist aber auch von der sozialen Erfahrung des Einzeltiers abhängig. Wurde ein Weibchen beispielsweise einmal von einem Nachbarmännchen attackiert, so wird es in Zukunft auch dessen Urinmarkierungen meiden (Ähnliches gilt gleichermaßen für die Männchen).

Zwischen wildlebenden Hausmäusen und Hausmäusen in menschlicher Obhut ist ein deutlicher Unterschied in der Reaktion auf Urinmarkierungen zu beobachten. Während die Hausmäuse in menschlicher Obhut fast unterschiedslos die Urinmarkierungen von Familienmitgliedern und fremden bzw. Nachbartieren ausgiebig untersuchen, zeigen wildlebende Tiere eher ein gesteigertes Interesse gegenüber Urinmarkierungen von Hausmäusen, die ihrer Familiengruppe angehören. Urinmarkierungen fremder Tiere werden von wildlebenden Hausmäusen dagegen sehr viel weniger beachtet. Erklärt wird dieser Unterschied zum einen mit dem hohen Aggressionspotential, welches wildlebende Hausmäuse fremden Artgenossen gegenüber zeigen. Zum anderen scheinen die olfaktorischen Informationen von Tieren aus der eigenen Familiengruppe sehr wichtig zu sein, um die soziale Organisation der Gruppe aufrecht zu erhalten (z.B. Austausch von Informationen zum sozialen Status eines Tieres) und um Informationen für eine sexuelle Interaktion auszutauschen (z.B. über den Östruszyklus des Weibchens).

Die Untersuchung der olfaktorischen Kommunikation der Hausmaus (und ebenso vieler anderer Nagetierarten) und die Interpretation der Ergebnisse werden unter anderem dadurch erschwert, dass sich das Geruchsvermögen der Tiere sehr deutlich von dem der Menschen unterscheidet. So nutzen Hausmäuse nicht nur das Riechepithel in der Nase, welches etwa dreimal so viele Geruchsrezeptoren wie das Riechepithel des Menschen enthält, sondern auch das Vomeronasalorgan (Jakobson'sche Organ) zur Verarbeitung olfaktorischer Reize. Das paarig angelegte, längliche, von einem Knochen (dem Vomer) eingeschlossene Vomeronasalorgan der Hausmaus liegt zwischen Gaumendach und Nasenhöhle,

hat je eine schmale Öffnung zur Nasenhöhle hin und steht über spezielle Nervenfasern mit dem akzessorischen *Bulbus olfactorius* (akzessorischer Riechkolben) des Gehirns in Verbindung.

Das Vomeronasalorgan spricht vor allen Dingen auf Pheromone an und hat damit eine große Bedeutung für das Fortpflanzungs- und Sozialverhalten. Sowohl das Vomeronasalorgan, als auch der akzessorische *Bulbus olfactorius* zeigen einen Geschlechtsdimorphismus und sind bei Männchen stärker entwickelt als bei den Weibchen (der Unterschied ist Testosteron-abhängig). Bei Hausmäusen sind Rezeptoren im Vomeronasalorgan nachgewiesen, die jeweils nur auf einen einzelnen Pheromontyp reagieren. Der akzessorische *Bulbus olfactorius* steht über Nervenbahnen mit der Amygdala (dem Mandelkern) des Gehirns und über diesen mit dem Hypothalamus in Verbindung, was den Einfluss der über das Vomeronasalorgan wahrgenommenen Pheromone auf das Fortpflanzungs- und Sozialverhalten (hier v.a. das aggressive Verhalten) erklärt (der Hypothalamus steuert die meisten vegetativen Körperfunktionen wie Hunger und Durst oder den Schlaf-Wach-Rhythmus, beeinflusst aber auch das Sexualverhalten sowie Emotionen wie Angst oder Aggression).

Das intensive Beriechen (und eventuell auch das Belecken) des Urins oder des Anogentialtraktes sorgen bei den Hausmäusen dafür, dass die Pheromone die Öffnungen des Vomeronasalorgans erreichen. Zusätzlich arbeitet dieses Organ durch Erweiterung oder Zusammenziehen der Blutgefäße innerhalb des Organs wie eine Pumpe und befördert die Duftstoffe aktiv in das Organinnere bzw. wieder aus diesem hinaus. Ohne diesen Pumpmechanismus wäre das Vomeronasalorgan nur sehr eingeschränkt funktionsfähig (durch die schmalen Öffnungen können ohne den Pumpmechanismus kaum Geruchsstoffe in das Innere des Organs gelangen).

Obwohl Menschen zwar auch über ein solches Vomeronasalorgan verfügen, welches allerdings stark verkümmert ist und bei dem bislang weder funktionierende Rezeptoren noch Nervenverbindungen zum Gehirn nachgewiesen worden sind, ist dem Menschen diese Art der Kommunikation (zumindest ohne entsprechende technische Hilfsmittel)



nicht zugänglich.

Im Gegensatz zu den bereits weiter oben beschriebenen Einflüssen von Pheromonen auf das Hormonsystem der Hausmaus (LEE-BOOT-, WHITTEN-, VANDENBERGH- und BRUCE-Effekt), die in ihrer Wirkung eher langsam sind und sich daher eher nicht für eine direkte Kommunikation zwischen zwei oder mehreren Tieren eignen (man spricht in diesem Fall häufig von „Primer-Pheromonen“), gibt es auch Pheromone, die über das Vomeronasalorgan eine schnelle Verhaltensänderung des Tieres bewirken können und sich daher auch für eine direkte Kommunikation zwischen zwei oder auch mehreren Tieren eignen. Solche Pheromone werden mitunter auch „Auslöser-Pheromone“ (engl.: *releaser*) genannt, da ihre Wahrnehmung bei dem Individuum eine unmittelbare Verhaltensänderung bewirkt. Darüber hinaus werden bei Säugetieren auch noch sogenannte „Signal-Pheromone“ unterschieden, die nicht unbedingt eine erkennbare Verhaltensänderung hervorrufen, sondern stattdessen der Übermittlung von im sozialen Kontext relevanten Informationen dienen. Solche Informationen wären beispielsweise der Fortpflanzungsstatus, die Stellung in der sozialen Hierarchie oder die Identität eines Tieres, die über Geruchsstoffe vermittelt werden. Nicht selten ist es so, dass der Organismus eines Individuums erst durch ein Primer-Pheromon in einen physiologischen Zustand gebracht werden muss (etwa Stimulation des weiblichen Östrus durch männliche Pheromone; WHITTEN-Effekt s.o.), um dann überhaupt erst auf ein Auslöser- oder Signalpheromon reagieren zu können. Ergänzend sei an dieser Stelle erwähnt, dass es bei der Wirkung einzelner Pheromone durchaus Überschneidungen zwischen den hier genannten Kategorien gibt und dass ein und dasselbe Pheromon beispielsweise sowohl Primer- als auch Auslöser- und/oder Signalfunktion haben kann.

Trotz dieser Spezialisierung des Vomeronasalorgans auf Pheromone sind an den meisten olfaktorischen Kommunikationsprozessen zusätzlich auch noch Duftstoffe beteiligt, die über das normale Riechepithel der Nase wahrgenommen werden (z.T. können auch mit dem normalen Riechepithel Pheromone wahrgenommen werden). Wurde früher angenommen, dass das Riechepithel nur die leicht

flüchtigen Geruchsbestandteile, und das Vomeronasalorgan die nichtflüchtigen Geruchsbestandteile wahrnehmen kann, so geht man mittlerweile davon aus, dass beide Geruchszentren sowohl Reize von flüchtigen, wie auch von nicht-flüchtigen Geruchsstoffen verarbeiten können. Zunehmend zeigt sich auch, dass diese beiden Geruchssysteme keinesfalls völlig isoliert voneinander arbeiten, wie dies früher vielfach angenommen wurde. Die Zusammenarbeit dieser beiden chemosensorischen Organe erschwert daher Untersuchungen darüber, wie ein bestimmtes Verhalten letztendlich über diese beiden Systeme gesteuert wird. Zu beachten ist auch hier, dass in den seltensten Fällen ein bestimmtes Verhalten durch einen einzelnen Geruchsreiz ausgelöst wird, sondern dass daran in der Regel eine Kombination von (nicht nur geruchlichen) Reizen beteiligt ist.

Über das Vomeronasalorgan wahrgenommene weibliche Pheromone sind wichtig für das Balz- sowie für das Kopulationsverhalten der Hausmausmännchen. Männchen mit einem funktionslosen Vomeronasalorgan äußern beispielsweise keine 70 kHz Ultraschalllaute (siehe Kapitel 7.5.2, S. 278) und auch das Kopulationsverhalten ist gestört (die Männchen reiten seltener auf und zeigen auch weniger Intromissionen im Vergleich zu Männchen mit intaktem Vomeronasalorgan). Diese Verhaltensänderungen treten nicht auf, wenn lediglich das normale Riechvermögen der Männchen beeinträchtigt ist. Zu einem Teil können die Tiere den Ausfall des Vomeronasalorgans durch Erfahrung ausgleichen. So zeigen beispielsweise Männchen, die vor der Störung des Vomeronasalorgans bereits sexuelle Erfahrungen sammeln konnten, ein normales Sexualverhalten, indem sie unter anderem auf die Anwesenheit eines Weibchens mit den typischen Ultraschallrufen reagieren. Dagegen lernen Männchen, bei denen das Vomeronasalorgan von Geburt an funktionslos ist, niemals – auch nicht nach einer längeren Eingewöhnungszeit – angemessen auf die Anwesenheit eines fortpflanzungsfähigen Weibchens zu reagieren. Männchen, die weder über das Vomeronasalorgan, noch über das normale Riechepithel Geruchsinformationen verarbeiten können, zeigen gar kein Fortpflanzungsverhalten mehr (unabhängig davon, ob sie vorher sexuelle Erfahrungen sammeln konnten oder nicht). Dabei ist die fehlende Reaktion der Männchen mit funktionslosem Vome-

ronasalorgan (bzw. funktionslosem Vomeronasalorgan und funktionslosem Riechepithel) auf ein Weibchen nicht auf einen zu geringen Testosterongehalt im Blutplasma zurückzuführen, da die Konzentration dieses männlichen Sexualhormons identisch zu der Konzentration bei Männchen mit funktionierenden Riechorganen ist. Auch können zusätzliche Gaben von Testosteron bei den Tieren mit funktionslosen Riechorganen keine angemessene Reaktion auf ein fortpflanzungsfähiges Weibchen hervorrufen.

Über das Jakobson'sche Organ vermittelte Geruchsinformationen spielen ebenfalls eine Rolle beim aggressiven Verhalten der Hausmaus. Sowohl die Männchen, als auch die Weibchen scheinen auf solche, über das Vomeronasalorgan wahrgenommenen Geruchsinformationen angewiesen zu sein, um bei aggressiven Auseinandersetzungen angemessen zu reagieren, da Tiere mit funktionslosem Vomeronasalorgan kaum noch das typische aggressive Verhalten wie Schwanzschlagen, Zubeißen oder Verfolgen des Opponenten zeigen (der gleiche Effekt kann allerdings auch bei Hausmäusen hervorgerufen werden, deren Riechepithel funktionslos ist). Auch hier kann aber die Abhängigkeit von diesem Organ durch vor dem Eintritt der Funktionslosigkeit erworbene Erfahrungen in aggressiven Auseinandersetzungen zu einem großen Teil kompensiert werden. Dagegen lernen Tiere, bei denen das Vomeronasalorgan bereits in einem sehr frühen Stadium der Individualentwicklung funktionslos wurde, niemals, sich bei aggressiven Auseinandersetzungen angemessen zu verhalten (solche Tiere ignorieren die aggressionsauslösenden Geruchsinformationen anderer Hausmäuse). Dabei scheinen Hausmäuse über das Vomeronasalorgan (bzw. über das Riechepithel) nicht das Geschlecht des Opponenten zu ermitteln und dann entsprechend zu reagieren (ein Männchen bekämpft ein fremdes Männchen; ein Junge führendes Weibchen verteidigt seinen Nachwuchs gegenüber fremden Männchen). Vielmehr wird über die wahrgenommenen Geruchsinformationen die Motivation der Tiere beeinflusst, aggressives Verhalten zu zeigen. Hierzu passt die Entdeckung, dass der Urin männlicher Hausmäuse Geruchsinformationen enthält, die im weiblichen Urin fehlen und die – zumindest bei männlichen Hausmäusen – Aggressionen auslösen können.

Auch die Unterscheidung der Geschlechter beruht bei Hausmäusen, wie bei vielen anderen Nagetieren auch, auf Geruchsinformationen. Diese Geruchsinformationen werden allerdings nicht im Vomeronasalorgan verarbeitet (wie früher angenommen), sondern im normalen Riechepithel der Tiere, da auch Hausmäuse mit funktionslosem Vomeronasalorgan das Geschlecht eines anderen Tieres korrekt identifizieren können, während Tiere mit funktionslosem Riechepithel dies nicht mehr können.

Für eine sozial lebende Tierart wie die Hausmaus ist auch das individuelle Erkennen einzelner Tiere von großer Wichtigkeit, da ein bestimmtes Tier sich gegenüber anderen Tieren nicht unterschiedslos gleich verhält, sondern gegenüber bestimmten Individuen ein unterschiedliches Sozialverhalten zeigt. Eine Hausmaus verhält sich also unterschiedlich, je nachdem mit welchem Individuum sie gerade interagiert. So müssen beispielsweise die Weibchen in der Lage sein, ein Männchen individuell zuzuordnen zu können, um dessen Qualität als potentiell Paarungspartner anhand der Reviermarkierungen dieses Männchens abschätzen zu können.

Ein dominantes Männchen, mit dem sich ein Weibchen bevorzugt verpaaren wird, zeichnet sich dadurch aus, dass es seine Reviermarkierungen ständig auffrischt und Markierungen konkurrierender Männchen sofort „übermarkiert“. Je konkurrenzstärker ein Männchen ist, desto mehr frische Urinmarkierungen werden sich von diesem Männchen finden lassen. Andere Hausmäuse können eine solche „Übermarkierung“ erkennen, da die Tiere in der Lage sind die einzelnen Urinmarkierungen mehrerer Männchen auseinanderzuhalten, auch wenn diese direkt übereinander liegen und der Urin sich also vermischt hat. Weiterhin können sie erkennen, welche Urinmarkierung die andere überlagert (also welche Markierung die aktuellste ist). Anhand des Markierverhaltens der Männchen können die Weibchen abschätzen, wie erfolgreich das Männchen bei der Verteidigung seines Reviers ist, was wiederum die Wahl ihres Paarungspartners beeinflusst, da sich weibliche Hausmäuse bevorzugt mit einem erfolgreichen, dominanten Männchen verpaaren. Dazu muss das Weibchen aber dann in der Lage sein, die Reviermarkierungen einem individu-

ellen Männchen zuordnen zu können. Die Unterschiede im Sozialverhalten gegenüber individuellen Tieren beschränken sich dabei nicht ausschließlich auf die Interaktionen zwischen den Männchen und Weibchen. Auch gleichgeschlechtliche Tiere reagieren unterschiedlich aufeinander. So verhält sich beispielsweise ein Männchen gegenüber einem dominanten Männchen anders als gegenüber einem subordinierten. Auch hierzu ist häufig ein individuelles Erkennen des Gegenübers notwendig. Wie Tests ergaben, kennt ein territoriales Hausmausmännchen alle territorialen Männchen der an das eigene Revier grenzenden Nachbarreviere persönlich und kann deren Reviermarkierungen individuell dem jeweiligen Männchen zuordnen.

Die individuelle Unterscheidung von Artgenossen erfolgt bei der Hausmaus ebenfalls hauptsächlich anhand von Geruchsinformationen. Die individuellen olfaktorischen Informationen werden nach neueren Erkenntnissen über die sogenannten „Haupt-Urin-Proteine“ (engl.: *major urinary proteins* oder kurz MUPs) vermittelt und wahrscheinlich nicht – wie lange Zeit angenommen – über die Proteine des „Haupt-Histokompatibilitäts-Komplexes“ (engl.: *major histocompatibility complex* oder kurz MHC, einem Bestandteil des Immunsystems). Die MUPs gehören zur Gruppe der Lipocaline, bei denen es sich um kleine Proteine handelt, die bestimmte andere Moleküle (z.B. Geruchs- oder auch Geschmacksstoffe) binden und über Zellmembranen hinweg transportieren können. Die Lipocaline bzw. MUPs im Urin der Hausmäuse (und der meisten anderen Säugetiere) binden bestimmte, in der Regel leicht flüchtige Geruchsstoffe, die sie nach dem Ausscheiden des Urins nach und nach an die Umwelt abgeben (die MUPs selber sind nicht flüchtig). Dadurch behält beispielsweise eine Urinmarkierung über einen sehr viel längeren Zeitraum ihre Geruchsinformation, als wenn die flüchtigen Geruchsstoffe direkt mit dem Urin ausgeschieden würden. Dabei sind die MUPs bei einem Vergleich zwischen verschiedenen Individuen extrem variabel, innerhalb eines Individuums aber über den Lebensverlauf genetisch fixiert und von der Ernährungssituation, der Individualentwicklung oder dem sozialen Status unbeeinflusst.

Wie Untersuchungen an weiblichen Hausmäusen ergaben, können die Tiere nicht zwischen zwei Männchen auf Grundlage des MHCs unterscheiden. Zeigen die Männchen aber Unterschiede in den MUPs, so sind die Weibchen in der Lage, diese Männchen individuell zu unterscheiden und das auch dann, wenn der MHC dieser Männchen keinerlei Unterschiede aufweist. Um diese Unterscheidung zu ermöglichen, müssen die Weibchen allerdings direkten physischen Kontakt mit dem Männchen bzw. dem Urin dieser Männchen haben. Ist dies nicht möglich, so können die weiblichen Hausmäuse die Männchen nicht mehr individuell auseinanderhalten.

Es ist umstritten, ob weibliche Tiere nur alleine über die flüchtigen Geruchsbestandteile des Urins in der Lage sind, das Geschlecht des Tieres zu bestimmen, von dem der Urin stammt, oder ob auch hierfür ein funktionierendes Jakobson'sches Organ nötig ist. Einige Experimente in diesem Zusammenhang ließen den Schluss zu, dass die Geschlechtsunterscheidung nur mit Hilfe des Vomeronasalorgans möglich ist, bei anderen Untersuchungen dagegen waren die Tiere alleine mit Hilfe des normalen Riechepithels in der Lage, das Geschlecht eines anderen Tieres zu bestimmen. Da diese Untersuchungen ausnahmslos an Laborstämmen der Hausmaus durchgeführt wurden, ist zu vermuten, dass die verschiedenen Laborstämme hier unterschiedlich reagieren (siehe hierzu auch den nächsten Abschnitt). Zum Teil wird die Interpretation der Ergebnisse solcher Untersuchungen noch dadurch erschwert, dass nur die weiblichen Tiere auf das Werben des Männchens reagierten (Lordosis-Stellung des Weibchens), die über ein funktionsfähiges Vomeronasalorgan verfügten (obwohl das Vomeronasalorgan eventuell gar nicht ursächlich für das Auslösen dieses Verhaltens notwendig ist). Eine fehlende, sexuelle Reaktion von Weibchen mit funktionslosem Vomeronasalorgan auf ein Männchen ist dann eventuell fälschlicherweise als Hinweis auf eine Beteiligung dieses Organs an der Geschlechtsunterscheidung gedeutet worden.

Wenig Zweifel besteht aber darin, dass bei Hausmäusen an der individuellen Erkennung das Vomeronasalorgan beteiligt ist, welches die Unterscheidung der nichtflüchtigen MUPs ermöglicht. Die

MUPs sind in ihrem Aufbau sehr variabel und verleihen damit jedem Individuum ein individuelles MUP-Profil aus 8 – 14 verschiedenen MUP-Formen, wobei einige dieser MUP-Formen darüber hinaus auch nur bei den Männchen zu finden sind. Da die MUPs in den Urinmarkierungen weiterhin nur sehr langsam abgebaut werden, ermöglicht diese Form der Lipocaline eine eindeutige Identifizierung eines Individuums über einen längeren Zeitraum und unabhängig von Umwelteinflüssen (wie z.B. der Art der aufgenommenen Nahrung) oder dem physiologischen Status (z.B. Fortpflanzungsstatus, sozialer Status), welche den Geruch außerdem noch beeinflussen können.

Dies gilt allerdings nur mit Einschränkungen für die verschiedenen Laborstämme der Hausmaus. Die Individuen einzelner Zuchtstämme sind sich häufig genetisch so ähnlich, dass wahrscheinlich keine individuelle Unterscheidung stattfinden kann, da die einzelnen Tiere zu einem großen Teil identische MUP-Formen mit dem Urin ausscheiden. Dies gilt vor allem für die verschiedenen Inzuchtstämme, aber auch die als Auszuchtlinien geführten Laborstämme der Hausmaus zeigen im Vergleich zu Hausmäusen aus dem Freiland (kommensal oder wildlebend) eine stark eingeschränkte genetische Variabilität (siehe hierzu auch Kapitel 7.1.2, S. 243). Wie die Verhältnisse bei den als Heimtieren gehaltenen Hausmäusen liegen, ist weitgehend unbekannt – aber auch hier ist eine genetische Verarmung und damit eine eingeschränkte Individualerkennung zu vermuten, da viele dieser Tiere von Laborstämmen abstammen.

Anhand der Informationen aus den MUPs können einzelne Hausmäuse bis zu 18 verschiedene Artgenossen alleine an Hand ihres individuellen Geruchs auseinanderhalten (siehe auch Kapitel 7.5.1, S. 267). Die individuellen, olfaktorischen Erkennungsmerkmale eines bestimmten Artgenossen kann sich eine Hausmaus bis zu zwei Wochen lang merken, auch wenn sie in dieser Zeit keinerlei Kontakt zu diesem Artgenossen hat. Nach Ablauf dieser zwei Wochen wird der Artgenosse nicht mehr als bekannt eingestuft, sondern wie ein fremdes Tier behandelt. Häufig ist dieser Artgenosse dann – ähnlich wie ein völlig fremdes Tier – ebenfalls Ziel von Aggressionen (vor allen Dingen, wenn es sich bei

beiden Tieren um Männchen handelt). Die kognitive Leistung von weiblichen Tieren ist noch beeindruckender. So können sich weibliche Hausmäuse den über das Vomeronasalorgan wahrgenommenen Geruch eines Männchens, mit dem sie sich erfolgreich verpaart haben, bis zu 30 Tage lang merken (das Erkennen des Männchens, mit dem sich das Weibchen erfolgreich verpaart hat, spielt beispielsweise beim BRUCE-Effekt eine Rolle, s.o.).

Da die MUPs in der Regel auch noch leicht flüchtige Geruchsstoffe gebunden haben (s.o.), so könnten auch diese noch zusätzlich zur individuellen Erkennung eines Tieres herangezogen werden (diese Möglichkeit wird gegenwärtig diskutiert). Wenn ein Tier einmal über das Vomeronasalorgan Kontakt zu den MUPs eines anderen Tieres hat, dann kann es sich die Geruchszusammensetzung der flüchtigen Bestandteile des Urins merken, die über das normale Riechepithel der Nase zeitgleich mit den MUPs wahrgenommen werden (ein großer Teil dieser flüchtigen Geruchsbestandteile stammt dabei aus dem Sekret der Präputialdrüsen, welches zusammen mit dem Urin abgegeben wird). So kann die Identität (und damit unter anderem auch das Geschlecht) dieses anderen Tieres zukünftig relativ schnell alleine über die Zusammensetzung der flüchtigen Geruchsstoffe erkannt werden, ohne dass ein erneuter, direkter Kontakt zu den MUPs nötig wäre. Dies ist in Situationen von Vorteil, in denen es um eine schnelle individuelle Zuordnung des Gegenübers ankommt (etwa bei dem Aufeinandertreffen zweier kampfbereiter Männchen). Die Reaktion des Vomeronasalorgans auf die MUPs ist im Vergleich zu anderen Sinnesleistungen ein relativ langsamer Vorgang und eignet sich damit weniger für einen Einsatz in Situationen, die eine schnelle Reaktion des Tieres erfordern. Die individuelle Erkennung über leicht flüchtige Geruchsstoffe erfolgt dagegen sehr viel schneller, dürfte dafür allerdings nur eine gewisse Zeit lang funktionieren, da gerade diese Geruchsbestandteile durch äußere und innere Umwelteinflüsse (z.B. durch die Art der Nahrung oder den physiologischen Status des Tieres) relativ stark beeinflusst werden.

Auch bei der Erkennung von verwandten Tieren, was etwa zur Vermeidung von Inzucht (d.h. der Verpaarung von eng miteinander verwandten Tie-

ren) bei der Fortpflanzung eine wichtige Fähigkeit darstellt, spielen die MUPs bei den Hausmäusen eine große Rolle. Auch bei der Verwandtenerkennung wurde früher angenommen, dass dies über den MHC erfolgt, jedoch hat sich bei Untersuchungen an wildlebenden Hausmäusen (bzw. an Tieren, die keiner menschlichen Zucht unterliegen) herausgestellt, dass sich Tiere mit identischem MHC problemlos verpaaren, so lange sie sich im MUP-Profil unterscheiden. Zeigen die Tiere jedoch eine Übereinstimmung bei den MUPs, so paaren sich diese Tiere bei freier Partnerwahl nicht miteinander.

Die Weigerung, sich mit einem engen Verwandten zu verpaaren, geht bei Hausmäusen in erster Linie vom weiblichen Tier aus (weibliche Partnerwahl, siehe Kapitel 7.5.2, S. 278). Diese weibliche Ablehnung von eng verwandten Männchen als Paarungspartner wird von manchen Autoren als Ursache dafür angesehen, dass vornehmlich der männliche Nachwuchs aus dem elterlichen Revier abwandert (siehe auch Kapitel 7.5.1, S. 267).

Neben der Inzuchtvermeidung spielen die MUPs zum Erkennen von Verwandten bei Hausmäusen auch noch bei der Bildung von Gemeinschaftsnestern (siehe Kapitel 7.5.2, S. 278) eine größere Rolle, da eine gemeinsame Jungtieraufzucht vor allen Dingen von nahe miteinander verwandten Weibchen gezeigt wird und die Tiere dazu ihren Verwandtschaftsstatus erkennen können müssen.

Bei der Fortpflanzung sind von weiblichen Hausmäusen mit dem Urin ausgeschiedene MUPs, welche mit zwei Pheromonen assoziiert sind, von Bedeutung, da sie bei den männlichen Hausmäusen das Aufreiten und die Kopulation auslösen. Auch hierfür ist ein intaktes Vomeronasalorgan der Männchen die Voraussetzung.

Im Gegensatz zur individuellen Unterscheidung wird die Unterscheidung zwischen „Fremd“ und „Bekannt“, was beispielsweise beim BRUCE-Effekt (s.o.) eine Rolle spielt, nicht über die MUPs, sondern wahrscheinlich über die Proteine des MHCs getroffen (zumindest bei einigen Laborstämmen der Hausmaus). Dabei werden nicht die Proteine des MHCs direkt olfaktorisch wahrgenommen, sondern ein komplexes Gemisch leicht flüchti-

ger Stoffwechselprodukte, deren Zusammensetzung über den MHC beeinflusst wird. Dabei ist der exakte Mechanismus dieser Beeinflussung noch nicht genau bekannt (diskutiert wird unter anderem eine MHC-abhängige Beeinflussung der Bakterienflora der Verdauungsorgane und darüber eine Beeinflussung der leicht flüchtigen Geruchsstoffe oder eine direkte Beeinflussung der leicht flüchtigen Geruchsstoffe über den Einfluss, den der MHC auf die Entwicklung, das Wachstum und die Hormonausschüttung des Organismus hat).

Auch die Sekrete der Präputialdrüsen spielen bei der Kommunikation der Hausmause eine wichtige Rolle. Diese Drüse zeigt beim Vergleich der Geschlechter einen ausgeprägten morphologischen Geschlechtsdimorphismus, da sie bei den männlichen Tieren etwa 10-mal so schwer wird wie bei den Weibchen. In dem Präputialdrüsensekret können mehr als 40 unterschiedliche, leicht flüchtige Geruchsstoffe nachgewiesen werden, wobei sich einige der Bestandteile in Abhängigkeit vom Geschlecht unterscheiden. Auch die relative Konzentration der einzelnen Bestandteile schwankt je nach Geschlecht des Tieres. So können beispielsweise Derivate des Farnesens, Brevicomins, Hexadecanols, Hexadecanolazetats und Dihydrothiazols aus dem Präputialdrüsensekret nur im männlichen und ein Derivat des Dimethylpyrazins nur im weiblichen Urin nachgewiesen werden. Die Farnesen-Derivate vermitteln Informationen über das Geschlecht und den sozialen Status des Männchens (weiterhin lösen sie – unter anderem – bei weiblichen Hausmäusen den Östrus aus – WHITTEN-Effekt, s.o.). Eine höhere Farnesen-Konzentration im Urin der Männchen steigert darüber hinaus auch noch die Attraktivität des Männchens für paarungsbereite Weibchen. Da die Farnesen-Produktion Testosteron-abhängig ist, können nur dominante Männchen eine höhere Konzentration dieses Pheromons im Urin aufbauen. Subordinierte Männchen, deren Testosteron-Produktion stark gedrosselt ist, weisen nur sehr kleine Präputialdrüsen auf und können deshalb auch nur wenig Farnesen produzieren, was sie wiederum für weibliche Hausmäuse unattraktiv macht. Die Dihydrothiazol- und Brevicomins-Derivate wirken – neben anderen Geruchsbestandteilen – auf andere Männchen aggressionsauslösend (weiterhin wird auch von diesen beiden Bestandteilen ei-

ne Beteiligung am WHITTEN-Effekt vermutet). Die Hexadecanol- und Hexadecanolacetat-Derivate steigern ebenfalls die Attraktivität des Männchens für ein paarungsbereites Weibchen (männlicher Urin, welcher diese beiden Komponenten enthält wirkt auf weibliche Hausmäuse deutlich attraktiver als männlicher Urin ohne diese Bestandteile).

Vor allem von dem Brevicommin wird darüber hinaus vermutet, dass es (zusätzlich zu den MUPs, s.o.) Informationen über die Verwandtschaftsverhältnisse zweier Tiere vermitteln könnte. Zumindest bei Laborstämmen der Hausmaus variiert die Konzentration des Brevicommins in Abhängigkeit vom Laborstamm und auch zwischen den Männchen innerhalb eines Laborstammes sind mengenmäßige Unterschiede im Urin nachzuweisen. Diese Konzentrationsunterschiede können eventuell von den Tieren erkannt und zur Abschätzung des Verwandtschaftsgrades benutzt werden.

Ganz allgemein scheinen Hausmäuse auch in anderen Situationen eher Unterschiede in der Konzentration bestimmter Stoffe zur olfaktorischen Übermittlung von Informationen zu nutzen und weniger das Vorkommen oder Nicht-Vorkommen eines bestimmten Geruchstoffes. Mitunter wird die Informationsübermittlung durch Konzentrationsunterschiede auch als „Kommunikation in analoger Form“ bezeichnet (die Informationsübermittlung durch Vorkommen oder Fehlen eines bestimmten Geruchstoffes wird im Gegensatz dazu als eine „Kommunikation in digitaler Form“ bezeichnet).

Eine weitere Funktion des Hausmausurins liegt in der Übermittlung von Informationen über potentielle Gefahrenquellen. Werden Einzeltiere emotional stark erregt, so sondern sie mit dem Urin einen Duftstoff ab, der aversiv auf andere Artgenossen wirkt. Diese als „Angstgeruch“ bezeichnete Duftkomponente wird von beiden Geschlechtern produziert, die männlichen Hausmäuse reagieren auf den „Angstgeruch“ weiblicher Tiere jedoch weniger intensiv als auf den „Angstgeruch“ männlicher Artgenossen. Bei weiblichen Tieren ist in der Meidungsreaktion dagegen kein geschlechtsspezifischer Unterschied feststellbar. Die abschreckende Wirkung des Urins ist wahrscheinlich auf ein leicht flüchtiges Pheromon (diskutiert wird hier die Rolle von

$\beta$ -Phenylethylamin, welches eine erhöhte Konzentration im Urin gestresster Mäuse aufweist) zurückzuführen und kann von den Tieren über das normale Riechepithel wahrgenommen werden. Ein direkter Kontakt mit dem angstausslösenden Urin, was eine Beteiligung des Vomeronasalorgans nahelegen würde, ist nicht nötig. Die angstausslösende Wirkung des Urins hält mindestens 7 – 8 Stunden an. Spätestens nach etwa 24 Stunden ist sie nicht mehr nachweisbar.

Neben den Geruchsstoffen im Urin, über die bei den Hausmäusen sicherlich ein Großteil der olfaktorischen Kommunikation läuft, ist auch noch eine Informationsübermittlung über den Speichel und die Sohlendrüsen denkbar. Auf eine Bedeutung des Speichels (oder anderer Drüsen im Kopfbereich wie beispielsweise die Harderschen Drüsen) für die soziale Kommunikation lässt sich daraus schließen, dass sich zwei aufeinandertreffende Tiere nicht nur in der Anogenitalregion, sondern auch im Kopfbereich geruchlich inspizieren. Neuerdings wird in diesem Zusammenhang die Rolle einer bestimmten Klasse von Proteinen, den sogenannten *exocrine gland secreting peptides* (kurz: ESPs), diskutiert. Diese ESPs sind in den Sekreten der Tränen-, Unterkieferspeichel- und Harderschen Drüsen von Laborstämmen der Hausmaus nachgewiesen worden. Untersuchungen haben ergeben, dass das Vomeronasalorgan auf die ESPs reagiert und dass es sowohl geschlechtsspezifische als auch zuchtstammabhängige (genetische) Unterschiede in der Zusammensetzung der unterschiedlichen ESPs gibt. Eine bestimmte ESP-Form (ESP1) ist beispielsweise nur im Tränendrüsensekret der Männchen zu finden und nur das Vomeronasalorgan der Weibchen scheint auf diese ESP-Form zu reagieren. Dies lässt vermuten, dass diese Proteinklasse ebenfalls an der individuellen Erkennung sowie an der Erkennung des Geschlechts eines Sozialpartners beteiligt ist.

Über das Sekret der Sohlendrüsen werden die Laufwege der Tiere in ihrem Revier geruchlich markiert. Diese Informationen könnten beispielsweise von anderen Gruppenmitgliedern dazu genutzt werden, um den Weg zu einer Futterquelle zu finden (denkbar wäre auch, dass Hausmäuse anhand der Sohlendrüsenmarkierungen sogar die Laufrichtung eines Tieres bestimmen können, wie dies bei Wan-



derratten vermutet wird).

Erstaunlicherweise sind zu diesen beiden Themenbereichen nur sehr wenige Informationen zu finden, da sich das Hauptaugenmerk der Forschung zur olfaktorischen Kommunikation der Hausmaus in der Vergangenheit fast ausschließlich auf den Informationsaustausch über den Urin konzentriert hat.

### Akustische Kommunikation

Hausmäuse bedienen sich in einer Vielzahl von Situationen der akustischen Kommunikation mittels Tönen und Geräuschen sowohl im hörbaren, als auch im Ultraschallbereich. Wie schon im Kapitel 7.3.1 (s. S. 248) erwähnt, ist der Gehörsinn der Hausmäuse für zwei Frequenzbereiche besonders empfindlich. Dies ist zum Einen der Frequenzbereich für Töne und Geräusche zwischen 15 und 20 kHz (also im auch für den Menschen noch hörbaren Frequenzbereich zwischen 16 Hz bis 16 kHz) und zum Anderen der Frequenzbereich für Töne und Geräusche mit einer Frequenz von etwa 50 kHz (Ultraschallbereich, für den Menschen nicht mehr hörbar) der Fall. Die Hörgrenze, also der Bereich, in dem Töne und Geräusche generell wahrgenommen werden können, liegt bei der Hausmaus zwischen 10 kHz und 100 kHz. Sehr tiefe Töne nehmen die Tiere im Vergleich zu uns Menschen also schlechter wahr, Töne im Ultraschallbereich dagegen wesentlich besser.

Bei einem Vergleich von Wildmäusen mit Labormäusen (v.a. den Inzuchtlinien) fällt auf, dass die wildlebenden Hausmäuse vor allem bei hohen Tönen im Ultraschallbereich eine sehr viel höhere Hörempfindlichkeit zeigen als die Laborstämme. Darüber hinaus können viele Laborstämme der Hausmaus mit zunehmendem Alter immer schlechter hören, wobei die erwachsenen Tiere einiger Stämme sogar völlig taub werden. Auf der einen Seite kann eine solche Hörschwäche für die Haltung der Tiere vorteilhaft sein, da diese weniger bzw. gar keine Schreckreaktionen mehr auf laute Geräusche zeigen, was wiederum zu einer größeren Zähmheit und zu einer geringeren Störanfälligkeit bei der Paarung und Jungtieraufzucht führen kann. Auf der anderen Seite zeigen solche Tiere oftmals auch auf Grund

der fehlenden akustischen Stimuli ein gestörtes Sozialverhalten. So sind beispielsweise bei hörgeschädigten Laborstämmen vermehrte Kampfhandlungen mit Verletzungen zu beobachten, da die Abwehrschreie des unterlegenen Tieres, welche normalerweise zu einem Abbruch der aggressiven Handlungen führen, von dem dominanten Tier nicht gehört werden können und die Kampfhandlungen dann mit unverminderter Heftigkeit weitergeführt werden. Nebenbei bemerkt ist es sehr schwierig festzustellen, ob oder wie gut Kleinsäugetiere hören können, wenn eine solche Hörschwäche nicht mit anderen Verhaltensauffälligkeiten gekoppelt ist. Bei den sogenannten „Japanischen Tanzmäusen“ beispielsweise liegt eine Fehlbildung im Innenohr vor, wodurch die Tiere taub sind und einen gestörten Gleichgewichtssinn aufweisen. Der gestörte Gleichgewichtssinn wiederum bewirkt eine auffällige Störung im Lokotionsmuster der Tiere in der Form, dass sie sich bei der Fortbewegung ständig im Kreis drehen (es sollte klar sein, dass die Zucht und Haltung solcher Tiere ethisch mehr als fragwürdig ist). Sind keine solchen auffälligen Verhaltensänderungen zu beobachten, so wird eine Taubheit bei einigen Laborstämmen unter Umständen erst nach Jahren entdeckt.

Es stellt sich die Frage, warum sich Hausmäuse und andere kleine Nagetiere überhaupt an die Nutzung von Ultraschallfrequenzen angepasst haben, vor allem da dies höhere Ansprüche an das Gehör der Tiere zu stellen scheint, als die Wahrnehmung tieferer Frequenzen (von einer altersbedingten Verschlechterung des Hörvermögens sind als erstes die hohen Töne betroffen). Ein Erklärungsansatz ist der, dass Töne mit hohen Frequenzen weniger weit Tragen als niedrigfrequente Töne und daher von potentiellen Fressfeinden auch nicht so schnell wahrgenommen werden können. Außerdem handelt es sich bei den Ultraschalllauten in der Regel um reine Töne, die für einen potentiellen Fressfeind – selbst wenn dieser die Rufe wahrnehmen sollte – sehr viel schwieriger zu lokalisieren sind als komplex zusammengesetzte Lautäußerungen niedrigerer Frequenzen. Die Verwendung von Ultraschalllauten reduziert für die Hausmäuse und andere kleine Nagetiere also das Risiko, von einem Fressfeind gehört und aufgespürt zu werden.

Die im Folgenden gemachten Aussagen zu den Lautäußerungen basieren zum größten Teil auf Untersuchungen an Laborstämmen der Hausmaus. Bei diesen zeigt sich in zunehmenden Maße, dass es (ähnlich wie beim Hörvermögen) zwischen den einzelnen Zuchtstämmen zum Teil deutliche Unterschiede bei den Lautäußerungen gibt, die unter anderem die Ruhhäufigkeit und die Rufstruktur betreffen. Dies lässt vermuten, dass auch zwischen den Laborstämmen und den Wildmäusen größere Unterschiede in den Lautäußerungen existieren. Auf Grund technischer Schwierigkeiten sind Untersuchungen zu den Lautäußerungen (v.a. im Ultraschallbereich) von wildlebenden Hausmäusen in ihrem natürlichen Lebensraum so gut wie nicht vorhanden. Da sich bei den Laborstämmen ein großer Einfluss des genetischen Hintergrunds der einzelnen Stämme auf die in verschiedenen Situationen geäußerten Rufe zeigt, ist zu vermuten, dass das Lautrepertoire der wildlebenden Hausmäuse deutlich vielfältiger sein dürfte, als das der Laborstämme. In Tabelle 7.2 auf S. 307 ist eine Übersicht über die von der Hausmaus verwendeten, akustischen Signale zu finden, die den folgenden Text nochmals kurz zusammenfasst.

Laute werden von den Hausmäusen – mit Ausnahme von Schmerzlauten – in erster Linie im sozialen Kontext geäußert. Dabei werden häufig für den Menschen hörbare Laute mit Lauten im – für den Menschen nicht hörbaren – Ultraschallbereich kombiniert.

Erwachsene Hausmäuse äußern beim Empfinden von Schmerzen, etwa wenn sie bei einer Beißerei stark verletzt werden, hörbare Laute mit einem Intensitätsmaximum bei 4 kHz. Anders als bei Wanderratten (siehe Kapitel 6.5.3, S. 212) sind von erwachsenen Hausmäusen keine Ultraschalllaute bekannt, die von diesen in aversiven Situationen (z.B. bei der Empfindung von Schmerz) produziert werden. Junge Hausmäuse unterscheiden sich von den Adulten dadurch, dass deren Schmerzlaute Intensitätsmaxima bei 12 kHz und bei 30 kHz aufweisen. Manchmal werden von den Jungmäusen beim Empfinden von Schmerzen auch noch zusätzlich Ultraschallrufe geäußert, während diese von erwachsenen Tieren niemals zu hören sind. Diese Ultraschallrufe der Jungtiere sollen wahrscheinlich bewirken, dass

diese nicht versehentlich von den erwachsenen Tieren gebissen oder gar gefressen werden (ähnlich wie bei Wanderratten werden daher stumm geborene Hausmäuse sehr häufig von der Mutter gefressen, s.o.).

Junge Hausmäuse äußern in den ersten Lebenstagen (etwa im Alter zwischen 2 und 15 Tagen) niederfrequente Laute um etwa 4 kHz (mit Obertönen bis maximal 20 kHz), wenn sie im Nest beieinander liegen und mit ihren Wurfgeschwistern um einen Platz an den mütterlichen Zitzen streiten. Da sie dabei mit dem Körper schlängelnde Bewegungen ausführen (in den ersten Lebenstagen können die Jungen ihre Extremitäten noch nicht koordiniert einsetzen, siehe die Angaben zur Jungtierentwicklung auf S. 288), werden diese Laute auch als „Schlängel-Laute“ (engl.: *wriggling calls*) bezeichnet. Diese Laute bewirken eine Steigerung des elterlichen Fürsorgeverhaltens, das sich im Belecken der Jungen, in einer Änderung der Säugeposition der Mutter oder im Nestbauverhalten äußern kann. Äußern die Jungtiere diese Laute nicht, so verringert sich die Auftretenswahrscheinlichkeit der elterlichen Fürsorgehandlungen nach der Geburt der Jungen zum Nachteil des heranwachsenden Nachwuchses relativ schnell. Dies wird unter anderem daran deutlich, dass die Gewichtszunahme bei Jungtieren, deren Mütter taub sind, im Vergleich zu Jungmäusen, deren Mütter normal hören können, signifikant geringer ausfällt. Zu einem großen Teil ist dieser Unterschied darauf zurückzuführen, dass die gehörlosen Mütter ihre Jungen in geringerem Maße belecken als die Mütter mit normal entwickeltem Hörvermögen, da die gehörlosen Mütter die Schlängel-Laute ihres Nachwuchses, die ein vermehrtes Belecken auslösen, nicht wahrnehmen können. Das Belecken der Bauch- und Anogenitalregion der Jungtiere ist aber für eine normale Entwicklung der Jungen wichtig, da hierdurch unter anderem das Absetzen von Urin und Kot stimuliert wird. Wie Untersuchungen gezeigt haben, reichen die Schlängel-Laute bereits aus, um eine Steigerung des mütterlichen Fürsorgeverhaltens zu bewirken, während das Fürsorgeverhalten alleine von den sich bewegenden Jungtieren nicht ausgelöst wird. Den größten Effekt auf das Fürsorgeverhalten hat jedoch die Kombination von Schlängel-Lauten und den Bewegungen der Jungtiere. Aus Sicht der Mut-

ter sind die Schlängel-Laute der Jungtiere ebenfalls vorteilhaft, da diese dem Weibchen die Vitalität ihres Nachwuchses anzeigen (je mehr Schlängel-Laute die Jungen äußern, desto vitaler sind diese Jungen und desto eher lohnt es sich auch für das Weibchen, eigene Ressourcen in Form mütterlichen Fürsorgeverhaltens in diesen Nachwuchs zu investieren). Gegenüber den Wurfgeschwistern haben diese Rufe dagegen höchstwahrscheinlich keine Kommunikationsfunktion, da das Hörvermögen junger Hausmäuse erst ab einem Alter von etwa 9 Tagen voll entwickelt ist.

Reine Ultraschalllaute äußern junge Hausmäuse vor allem dann, wenn sie sich unwohl fühlen, so z.B. wenn sie sich längere Zeit außerhalb des Wurfnests aufhalten und ihnen kalt wird. Ausgelöst werden die Ultraschallrufe in einem solchen Fall, wenn das braune Fettgewebe der Jungtiere zur Produktion von Wärme abgebaut wird und dadurch der Sauerstoffverbrauch und die Atemfrequenz ansteigen. Die Ultraschallrufe der jungen Hausmäuse bewegen sich in einem Frequenzbereich zwischen 50 und 70 kHz (Maximum bei etwa 60 kHz) bei einer Ruflänge zwischen 10 und 140 ms und lösen bei den Elterntieren eine spezifische Reaktion aus. Sowohl Weibchen als auch Männchen reagieren auf diese Ultraschalllaute, indem sie aktiv nach dem rufenden Jungtier suchen und es nach dem Auffinden zurück zum Nest transportieren. Physiologisch wird das Eintrageverhalten dadurch ausgelöst, dass es bei den Elterntieren (Weibchen wie Männchen), die die 60 kHz-Ultraschalllaute ihrer Jungtiere hören, zu einer vermehrten Ausschüttung von Prolaktin aus dem Hypophysenvorderlappen im Gehirn kommt. Neben der die Milchbildung beim Weibchen stimulierenden Wirkung dieses Hormons wird auch eine Rolle des Prolaktins bei der elterlichen Jungtierfürsorge (sowohl bei den Weibchen, als auch bei den Männchen) diskutiert. Die 60 kHz-Rufe werden von den Jungen hauptsächlich bis zu einem Alter von etwa 20 Tagen produziert. Wenn die Fähigkeit zur Kontrolle der eigenen Körpertemperatur voll ausgebildet ist, dann hören die Jungen auch damit auf, 60 kHz-Rufe zu äußern.

Nach Ansicht einiger Autoren produzieren junge Hausmäuse einen zweiten Typ von Ultraschallrufen, wenn sie sich in unmittelbarer Nähe zur

Mutter befinden. Diese Rufe bewegen sich in einem Frequenzspektrum zwischen 45 und 150 kHz und sind lauter und komplexer zusammengesetzt als die oben beschriebenen 60 kHz-Rufe (hierbei scheint es sich aber nicht um die zusammen mit den Schlängel-Lauten auftretenden Obertöne im Ultraschallbereich zu handeln, da diese ein Frequenzmaximum von lediglich 20 kHz aufweisen, s.o.). Auslösen lassen sich diese Laute auch beim Handling der Jungtiere durch einen Menschen (weshalb diese Lautäußerungen im Englischen auch als „*handling calls*“ bezeichnet werden). Unerfahrene Weibchen, die das erste Mal Jungtiere haben, behandeln diese oftmals relativ unsanft und die Jungen äußern daraufhin besonders häufig diese Ultraschallrufe. Als Reaktion auf die „Handling-Laute“ wiederum stellen die Weibchen augenblicklich ihre momentanen, dem Jungtier Unbehagen verursachenden Handlungen ein. Diese Handling-Laute bewirken also höchstwahrscheinlich, dass die erwachsenen Tiere sorgsamer mit ihrem Nachwuchs umgehen. Die Handling-Rufe der Jungtiere sind bis zu einem Alter von 20 bis 40 Tagen zu hören (die Dauer ist stark abhängig vom jeweiligen Laborstamm, der zur Untersuchung verwendet wird).

Zum Teil wird die Produktion der Ultraschalllaute der Jungmäuse nicht als bewusste Schallerzeugung angesehen, sondern als eine Art Instrumentallaut, der mehr oder weniger zufällig durch die erhöhte Atemfrequenz aufgrund des gestiegenen Sauerstoffbedarfs bei der Wärmeezeugung aus dem braunen Fettgewebe hervorgerufen wird. Selbst wenn dies so sein sollte, so werden dennoch durch diesen Ultraschallruf bei den Elterntieren die oben beschriebenen Reaktionen hervorgerufen und die Ultraschalllaute der Jungtiere erfüllen damit eine wichtige kommunikative Funktion, unabhängig davon, ob es sich dabei um unabsichtlich erzeugte Instrumentallaute oder um absichtlich hervorgerufene Lautäußerungen handelt. Außerdem werden beispielsweise die Handling-Laute in einer Situation erzeugt, in denen den Jungen nicht kalt ist und sie daher keinen erhöhten Sauerstoffbedarf aufweisen. Darüber hinaus hat sich gezeigt, dass nicht alle 60 kHz-Rufe der Jungtiere gleich sind, sondern dass es situationsbezogene Unterschiede zu geben scheint. So unterscheiden sich beispielsweise die Ultraschallrufe von Jungmäusen, die sozial iso-

liert sind (d.h. sich außerhalb des Nests befinden) von den Rufen der Jungtiere, die zusätzlich zur sozialen Isolation den Geruch eines fremden, und damit potentiell zu Infantizid neigenden Männchens wahrnehmen. In letzterem Fall ist die Ruhhäufigkeit der Jungtiere signifikant herabgesetzt. Die Jungtiere reagieren also je nach Situation entweder mit der Produktion von Ultraschalllauten oder unterdrücken diese – und das, obwohl der physiologische Status (vermehrter Sauerstoffbedarf durch den Abbau von braunem Fettgewebe) jeweils gleich ist. Weiterhin wird die Häufigkeit, mit der die Jungen 60 kHz-Rufe äußern auch davon beeinflusst, in wie weit die adulten Tiere auf diese Rufe reagieren. So produzieren beispielsweise Jungtiere, deren Mütter taub sind und daher nicht auf die 60 kHz-Rufe reagieren, deutlich weniger dieser Laute im Vergleich zu Jungtieren von Müttern, die über ein normales Hörvermögen verfügen. Ebenso wird die Häufigkeit der 60 kHz-Rufe durch die Persönlichkeit der Mutter beeinflusst. Werden bei einer Ammenaufzucht Jungtiere von einem eher ängstlichen Muttertier aufgezogen, so äußern sie unter gleichen Umweltbedingungen deutlich mehr Ultraschallrufe als Wurfgeschwister, die von einem weniger ängstlichen Weibchen aufgezogen werden. Auch hier scheint der physiologische Zustand der Jungtiere also keine Rolle in Bezug auf die Ultraschallproduktion zu spielen.

Wie sich gezeigt hat, schließen sich die Äußerung von Schlängel-Lauten und von 60 kHz-Ultraschallrufen gegenseitig aus. Wenn die Jungtiere Schlängel-Laute produzieren, sind keine 60 kHz-Ultraschallrufe zu vernehmen und umgekehrt. Dies ist sinnvoll, da diese beiden Ruftypen bei den Elterntieren unterschiedliche Verhaltensweisen hervorrufen: die Schlängel-Laute veranlassen die Eltern im Nest zu bleiben und die Jungtiere zu belecken, während die 60 kHz-Rufe bewirken, dass die Eltern das Nest verlassen, nach dem rufenden Jungtier suchen und dieses zum Nest zurück transportieren. Durch die 60 kHz-Rufe wird daher auch kein Belecken der Jungtiere, eine Änderung der Säugposition oder etwa Nestbauverhalten ausgelöst.

Wie neuere Untersuchungen ergeben haben, äußern heranwachsende Hausmäuse etwa ab dem Zeitraum der Entwöhnung bis zum Erreichen der Ge-

schlechtsreife ebenfalls Ultraschallrufe, wenn sie auf einen gleichaltrigen Artgenossen treffen und sozial mit diesem interagieren, wobei eine solche soziale Interaktion in diesem Alter besonders häufig zu beobachten ist. Die Äußerung dieser Rufe scheint unabhängig vom Geschlecht der aufeinandertreffenden und sozial interagierenden Tiere zu sein, da sie sowohl von Männchen, wie auch von Weibchen, sowohl gegenüber gleichgeschlechtlichen Jungtieren, als auch gegenüber Jungtieren des jeweils anderen Geschlechts geäußert werden. Die Rufe sind sehr komplex aufgebaut und bislang konnten 5 verschiedene Lauttypen identifiziert werden. Die Rufe sind frequenzmoduliert und erstrecken sich über einen Frequenzbereich von etwa 55 bis 75 kHz bei einer Dauer von etwa 50 bis 100 ms und einem Frequenzmaximum von 75 kHz. Damit zeigen sie Ähnlichkeit zu den Gesangsstrophen der Männchen bei der Paarung (s.u.), stehen in diesem Fall aber in keinem sexuellen Kontext.

Da der Zeitpunkt der vermehrten sozialen Interaktion bei wildlebenden, heranwachsenden Hausmäusen mit dem Zeitpunkt des Abwanderns der Jungtiere aus den elterlichen Revieren zusammenfällt, wird vermutet, dass die heranwachsenden Jungtiere sich in dieser Zeit sehr sozial zeigen, um ein gemeinschaftliches Abwandern von zwei oder mehr Tieren zu ermöglichen und so das Prädatationsrisiko während dieser Phase zu minimieren. Die während dieser Zeit geäußerten 75 kHz-Ultraschallrufe könnten daher eine wichtige Funktion erfüllen, um solche sozialen Interaktionen zwischen den heranwachsenden Tieren überhaupt erst zu ermöglichen. Da die Ultraschallrufe mit zunehmendem Alter bzw. der Annäherung an die Geschlechtsreife mehr und mehr eine gewisse Geschlechtsspezifität zeigen, indem sie zunehmend von männlichen Hausmäusen gegenüber weiblichen Tieren geäußert werden, könnte der Sinn dieser Ultraschallvokalisation zusätzlich darin liegen, dass die Männchen ihre später bei der Balz gegenüber den Weibchen geäußerten Rufe (s.u.) im Vorfeld trainieren und perfektionieren können. Für das Gesangslernen von Vögeln ist für einige Arten nachgewiesen, dass diese zum korrekten Erlernen ihres Gesangs eine auditorische Rückkopplung zu ihrem eigenen Gesang benötigen, d.h. die Tiere müssen sich selber singen hören, um ihren Gesang perfek-

tionieren zu können (ähnliches ist auch für das Erlernen der Sprache bei Menschen bekannt).

Erwachsene Hausmäuse äußern im wesentlichen Ultraschallrufe. Eine Ausnahme sind hier nur die Schmerzlauter bei der Empfindung von physischem Schmerz (s.o.) sowie Abwehrlauter in aversiven Situationen. Die Abwehrlauter, die ein Frequenzmaximum im hörbaren Bereich bei etwa 4 kHz aufweisen, sind in der Regel von Weibchen zu hören, wenn diese noch nicht paarungsbereit sind, aber allzu sehr von einem Männchen sexuell bedrängt werden (zum Teil sind diesen Abwehrlautern auch noch Ultraschallrufe beigemischt, die ein Frequenzmaximum von etwa 40 kHz zeigen).

Die weiblichen Hausmäuse äußern auch reine Ultraschallrufe, die von einigen Autoren mit einer „Verwirrung“ der Tiere assoziiert werden. Hervorgehoben werden diese Lauter beispielsweise, wenn ein Junge führendes Weibchen nach ihrem Nachwuchs sucht, etwa wenn dieser das Nest verlassen hat. Bei diesen Lautern handelt es sich um frequenzmodulierte Einzelrufe die von einer Ausgangsfrequenz von 60 kHz auf etwa 80 kHz (maximal bis etwa 90 kHz) ansteigen und zwischen 30 bis 40 ms andauern.

Auch wenn ein erwachsenes Weibchen auf ein anderes erwachsenes Weibchen trifft werden Ultraschalllaute mit einer Frequenz zwischen 50 und 70 kHz mit etwa 30 Rufen pro Minute und einer Dauer der Einzelrufe von etwa 80 ms geäußert. Diese Rufe ähneln in der Auftretenshäufigkeit den Ultraschallrufen der Männchen, wenn diese auf ein Weibchen treffen. Eine besonders intensive Ultraschallproduktion ist zu verzeichnen, wenn ein Revierweibchen auf ein fremdes Weibchen trifft, dem es zuvor noch nicht begegnet ist. Bekannten Weibchen gegenüber werden bei einem Aufeinandertreffen deutlich weniger Ultraschallrufe geäußert. In der Regel ruft hauptsächlich das residente Revierweibchen, während das eindringende Weibchen bei einem Aufeinandertreffen nahezu still bleibt. Ein Großteil der Ultraschallrufe wird in den ersten Minuten des Aufeinandertreffens der Weibchen geäußert, also zu einem Zeitpunkt intensiver sozialer Kontaktaufnahme und der olfaktorischen Untersuchung des Gegenübers. Wenn sich die Weibchen nur sehen können, ein engerer physischer Kontakt

aber nicht möglich ist, dann werden von dem Revierweibchen deutlich weniger Ultraschallrufe produziert. Gegenüber männlichen Hausmäusen – sowohl bekannten als auch fremden – werden von den Weibchen dagegen gar keine Ultraschallrufe geäußert.

Anders als die Männchen reagieren weibliche Hausmäuse kaum auf Geruchsinformationen (weder auf weibliche, noch auf männliche) mit Ultraschallrufen – zumindest dann nicht, wenn sie bereits vorher soziale Erfahrungen mit Artgenossen sammeln konnten.

Auf männliche Hausmäuse wirken die Ultraschallrufe der Weibchen attraktiv und lösen verstärktes Explorationsverhalten aus, wobei die Funktion dieser Rufe aber wohl nicht primär darin besteht, ein Männchen als potentiellen Paarungspartner auf sich aufmerksam zu machen. Dies wird unter anderem daran deutlich, dass sexuell rezeptive Weibchen in geringerem Umfang 70 kHz-Ultraschalllaute produzieren als sexuell nicht aktive Weibchen (sexuell rezeptive Weibchen zeigen auch ein geringeres Interesse an einer sozialen Kontaktaufnahme zu anderen Weibchen als sexuell nicht aktive Weibchen). Im Fall einer Lockfunktion sollten aber gerade sexuell rezeptive Hausmausweibchen verstärkt Ultraschallrufe äußern. Als eine mögliche Funktion der weiblichen Ultraschallrufe wird vermutet, dass durch diese die soziale Kontaktaufnahme und damit die anschließende olfaktorische Inspektion zwischen den Tieren (bzw. die olfaktorische Kontrolle des fremden Weibchens durch das residente Revierweibchen) eingeleitet bzw. überhaupt erst ermöglicht wird.

Auch wenn bekannten Weibchen gegenüber deutlich weniger Ultraschallrufe produziert werden (s.o.), so lassen sich in der Häufigkeit und Intensität dieser 70 kHz-Rufe dennoch situationsabhängige Unterschiede feststellen. So werden beispielsweise die Rufhäufigkeit und -intensität unter anderem davon beeinflusst, ob das Weibchen, welches die Ultraschallrufe äußert, hungrig ist oder nicht und zusätzlich davon, ob das Weibchen, gegenüber dem die Ultraschallrufe geäußert werden, kurz vor der Begegnung etwas gefressen hat oder nicht. Hungrige Weibchen produzieren bei einem Kontakt zu

einem bekannten Weibchen mehr Ultraschallrufe, wenn dieses Weibchen zuvor gefressen hat. Nicht hungrige Weibchen rufen bei einem Zusammentreffen mit einem bekannten Weibchen häufiger, wenn dieses Weibchen schmackhafte Nahrung aufgenommen hat. Bei Kontaktaufnahme mit einem Weibchen, welches zuvor weniger schmackhafte Nahrung gefressen hatte, ruft ein nicht hungriges Weibchen dagegen deutlich weniger. Der emotionale Zustand des Weibchens äußert sich also in der Anzahl an 70 kHz-Ultraschallrufen, die beim Zusammentreffen mit einem anderen Weibchen geäußert werden. Auch hier erfüllen die 70 kHz-Rufe wahrscheinlich die Funktion, eine soziale Kontaktaufnahme einzuleiten, damit sich das rufende Weibchen anschließend auf olfaktorischem Wege über die Futterquelle des anderen Weibchens informieren kann.

Auch männliche Hausmäuse rufen – mit Ausnahme der Schmerzlaute und hörbarer Lautäußerungen bei Interaktionen zwischen zwei Männchen – hauptsächlich im Ultraschallbereich. Ähnlich wie die Weibchen lassen auch die Männchen gegenüber anderen Männchen Ultraschallrufe hören. Im Gegensatz zu den Weibchen äußern die Männchen diese Rufe aber fast ausschließlich bei aggressiven Auseinandersetzungen. Neben den für Menschen hörbaren Lautäußerungen, die sich über einen großen Frequenzbereich erstrecken und meistens zusätzlich auch noch einen nicht hörbaren Ultraschallanteil beinhalten, werden bei den aggressiven Auseinandersetzungen von den Hausmausmännchen auch reine Ultraschallrufe (ohne eine Beimischung von für den Menschen hörbaren Lauten) geäußert. Die Frequenz dieser frequenzmodulierten Rufe liegt zwischen 30 und 97 kHz, wobei allerdings mit etwa 6 Rufen pro Minute, mit einer Dauer der Einzelrufe von etwa 60 ms, vergleichsweise wenige dieser Lautäußerungen produziert werden. Die reinen Ultraschallrufe werden hauptsächlich während des Naso-nasal-Kontakts und der olfaktorischen Kontrolle des Kontrahenten geäußert. In der Regel folgt kurz nach der Lautäußerung und der olfaktorischen Kontrolle ein Beißkampf zwischen den beiden Männchen. Es ist bislang nicht ganz klar, von welchem Tier, von dem Reviermännchen oder von dem Immigranten, die reinen Ultraschallrufe geäußert werden. Da die Reviermännchen aber bereits auf den Uringeruch eines fremden

Männchens mit der Produktion solcher Ultraschallrufe reagieren und da die Rufe – anders als bei Wanderratten – keine aggressionshemmende Wirkung zu haben scheinen, ist zu vermuten, dass diese Laute von den Reviermännchen erzeugt werden.

Die von den Männchen ausgestoßenen hörbaren Rufe sind nur während eines Kampfes zu hören. Sie werden fast ausschließlich in Kombination mit einer defensiven Körperhaltung geäußert (in der Regel ist dies das unterlegene Tier, das fast immer auch das Tiere ist, welches versucht in das Revier einzudringen) und sind deshalb wahrscheinlich als eine Art Abwehrlaut zu interpretieren, der weitere Angriffe durch das überlegene Männchen verhindern soll.

Wie oben bereits angedeutet reagieren männliche Hausmäuse auch schon auf den bloßen Uringeruch eines fremden Männchens mit der Produktion von Ultraschallrufen (Frequenz zwischen 54 und 70 kHz, 12 Rufe pro Minute, 70 ms Einzelrufflänge), die sich allerdings bei näherer Analyse von den Ultraschallrufen bei einem direkten Aufeinandertreffen zweier Männchen unterscheiden. Vermutet wird, dass diese Rufe (als Reaktion auf den fremden Uringeruch) den Eindringling von der Anwesenheit des rufenden Reviermännchens in Kenntnis setzen soll, um diesem eine Flucht zu ermöglichen, so dass eine direkte physische Auseinandersetzung zwischen den Tieren vermieden werden kann.

Eine weitere Form von Ultraschallrufen äußern die Männchen gegenüber weiblichen Tieren. Diese Rufe werden von den männlichen Tieren nicht nur bei physischer Anwesenheit eines Weibchens produziert, sondern auch dann wenn sie lediglich den Uringeruch weiblicher Hausmäuse wahrnehmen (hieran ist wiederum das Jakobson'sche Organ beteiligt, s.o.). Dabei wird die Äußerung dieser Ultraschallrufe allerdings nur dann ausgelöst, wenn der Urin von Weibchen stammt, die bereits die Pubertät durchlaufen und geschlechtsreif sind. Bei den geschlechtsreifen Weibchen spielt es allerdings keine Rolle, ob sich diese gerade im Östrus befinden oder nicht, um die Ultraschallrufe bei den Männchen als Reaktion auf den weiblichen Uringeruch auszulösen. Die männlichen Lautäußerungen im Zusammenhang mit der Paarung sind androgen-abhängig und kastrierte Männchen produzieren beispielsweise



se keine solchen Ultraschallrufe. Wird kastrierten Männchen Testosteron verabreicht, so produzieren diese auch wieder Ultraschallrufe als Reaktion auf die Anwesenheit eines Weibchens. Die den Weibchen gegenüber geäußerten Rufe gleichen im Aufbau denen, die die Männchen einem fremden Männchen gegenüber äußern, mit dem Unterschied, dass die Männchen beim Zusammentreffen mit einem Weibchen sehr viel intensiver rufen als beim Zusammentreffen mit einem anderen Männchen.

Wie neuere, detaillierte Untersuchungen gezeigt haben, sind die Lautäußerungen der Männchen in diesem Zusammenhang sehr komplex und erinnern in ihrer Struktur an den Reviergesang von Singvögeln. Die einzelnen Ultraschalltöne werden zu Silben zusammengesetzt, welche wiederum zu komplexeren Strophen kombiniert werden. Die Frequenz der einzelnen, oftmals frequenzmodulierten Silben ist für die Art als Ganzes gesehen sehr unterschiedlich und bewegt sich in einem Bereich zwischen 30 bis 110 kHz (höchste Intensität bei etwa 70 kHz), wobei deren zeitliche Dauer mit 30 bis 200 ms insgesamt ebenfalls sehr variable ist. Über einen Rufzeitraum von etwa 200 s äußern manche Männchen dabei zum Teil mehr als 700 solcher Silben. Die einzelnen, unterschiedlichen Silben können von den Tieren zu einem komplexen Muster aus unterschiedlichen Strophen kombiniert werden. Wenn auch die Zusammensetzung dieser Strophen für die Hausmaus insgesamt sehr variable ist, so sind die Strophen eines einzelnen, individuellen Hausmännchens dagegen relativ konstant aufgebaut. Bei einem Vergleich der „Gesänge“ mehrerer Männchen ist zu erkennen, dass diese in Bezug auf die verwendeten Silben und deren zeitliche Strukturierung sehr unterschiedlich sind, so dass davon auszugehen ist, dass jedes Männchen seinen eigenen, aus zeitlich und strukturell individuell zusammengesetzten Strophen aufgebauten Gesang ausbildet. Daher besteht für die Artgenossen eventuell die Möglichkeit, ein Männchen allein an dessen Gesang individuell zu erkennen. Werden diese Ultraschallrufe für das menschliche Gehör hörbar gemacht, so erinnern sie sehr stark an das „Zwitschern“ eines Vogels (in etwa vergleichbar mit dem Gesang eines Trauerschnäppers *Ficedula hypoleuca* oder eines Gartenrotschwanzes *Phoenicurus phoenicurus*). Die Untersuchungen zum Gesang von Hausmäusen wur-

den an genetisch stark verarmten Laborstämmen der Hausmaus durchgeführt und vermutlich zeigen wildlebende Hausmäuse noch eine größere Variabilität in der Strukturierung ihrer Gesänge als die Laborstämme.

Die Funktion des männlichen Gesangs besteht darin, paarungsbereite Weibchen anzulocken und diese auf die Anwesenheit des rufenden Männchens aufmerksam zu machen. Dies ist daraus zu schließen, dass die Männchen bereits bei Wahrnehmung von weiblichem Uringeruch mit dem Gesang beginnen und auch darin, dass für die Weibchen ein singendes Männchen sehr attraktiv ist. Diese „Anlockungs-Funktion“ ist nicht ganz unumstritten, da einigen Untersuchungen zur Folge die Weibchen nicht über eine größere Distanz angelockt werden, sondern sich lediglich bei einem rufenden Männchen länger aufhalten als bei einem nicht rufenden. Hat allerdings ein Weibchen die Wahl zwischen einem singenden und einem nicht singenden Männchen als Paarungspartner, so wählt es in der Regel das singende Männchen.

Darüber hinaus scheinen die Weibchen den Gesang ihnen unbekannter Männchen auch dem von bekannten und mit ihnen verwandten Männchen vorzuziehen (Hausmausweibchen können an Hand des Gesangs erkennen, ob ein Männchen mit ihnen verwandt ist oder nicht) – eventuell nutzen weibliche Hausmäuse also den männlichen Gesang unter Anderem auch zur Inzuchtvermeidung. Neben der Annäherung an das Männchen mindert der Gesang bei den Weibchen auch die Bereitschaft zu aggressivem Verhalten und erhöht darüber hinaus die Häufigkeit, mit der die Weibchen die Paarungsstellung (Lordosis) einnehmen. Da die Gesangsproduktion für das Männchen recht aufwendig ist (das männliche Tier muss Energie dafür aufwenden) und unter Umständen auch das Prädationsrisiko erhöht (die meisten Raubtiere können ebenfalls Ultraschall wahrnehmen), können die Weibchen eventuell auch an Hand des männlichen Gesangs abschätzen, wie gesund und leistungsfähig das singende Männchen ist. Je intensiver ein Männchen ruft, desto gesünder ist es und desto eher eignet es sich aus der Sicht des Weibchens als potentieller Paarungspartner und Vater für den eigenen Nachwuchs. Des Weiteren könnten die männlichen Gesänge – ähnlich

wie bei Singvögeln – dazu dienen, andere Männchen fern zu halten, wenn auch die Männchen dazu in der Lage sind, von der Gesangsqualität auf die körperliche Fitness und damit auf die Konkurrenzstärke eines rufenden Männchens schließen zu können (dies ist noch nicht abschließend geklärt).

Zumindest für den männlichen Gesang ist nachgewiesen, dass dieser auch von wildlebenden Hausmäusen produziert wird. Bei Säugetieren als Ganzes sind solche „Balzgesänge“ bislang nur von Fledermäusen, Walen (und – zum Teil – von Menschen) bekannt. Der Nachweis, dass auch Hausmäuse solche Balzrufe produzieren, ist dagegen relativ neu. Allerdings wird vermutet, dass auch andere Nagetiere solche Gesänge produzieren und dies nicht nur für die Hausmaus zutrifft.

Während der Paarung werden von den Hausmausmännchen auch noch zusätzlich Ultraschallrufe mit einem Intensitätsmaximum bei 40 kHz produziert. Nach Meinung einiger Autoren stellen diese 40 kHz-Lautäußerungen, die lauter sind als der 70 kHz-Gesang der Männchen, einen eigenen Rufotyp dar, da diese Rufe vor allem kurz vor und während der Kopulation geäußert werden (z.T. werden die beiden Rufotypen aber auch miteinander kombiniert). Die genaue Funktion dieser 40 kHz-Rufe ist bislang nicht geklärt, es wird aber vermutet, dass diese zur Koordination des Kopulationsverhaltens zwischen Männchen und Weibchen dienen (siehe auch die Ausführungen zum Paarungsverhalten).

Beide Rufotypen, sowohl der Gesang, als auch die 40 kHz-Rufe sind anscheinend nicht die alleinige Voraussetzung für eine erfolgreiche Verpaarung bei den Hausmäusen, da sich auch Männchen fortpflanzen können, die keine Ultraschallrufe produzieren können. Es wäre evolutiv aber wohl auch eher nachteilig, wenn Funktionen wie die Reproduktion allein von einem einzigen Faktor (in diesem Fall die Möglichkeit zur Vokalisation) abhängen würden.

Interessant ist ebenfalls, warum die Lautäußerungen der Hausmaus bei sozialen Interaktionen so ungleich verteilt sind (bei einem Aufeinandertreffen von Männchen und Weibchen ruft nur das Männchen; bei einem Zusammentreffen zweier fremder Weibchen ruft nur das residente Revierweibchen

und bei einem Zusammentreffen zweier fremder Männchen ruft ebenfalls hauptsächlich das residente Reviermännchen). Es wird vermutet, dass in beiden Fällen die soziale Interaktion zwischen den Partnern hauptsächlich von dem Tier ausgeht, welches auch die Ultraschallrufe äußert, während der jeweils andere Partner eher Interesse an seiner Umwelt zeigt und weniger an einer sozialen Kontaktaufnahme interessiert ist und daher auch kaum Ultraschallrufe produziert. Auf Grund der generellen Ähnlichkeit zwischen den Ultraschalllauten, die die erwachsenen Hausmäuse und die Jungtiere äußern, wird vermutet, dass die Erwachsenen die Lautäußerungen der Jungtiere, die ein Fürsorgeverhalten bei den Eltern auslösen, imitieren und so eine Annäherung der Sozialpartner ermöglichen.

Wie Untersuchungen gezeigt haben, steigt die Variabilität der von den Hausmäusen produzierten Ultraschallsignale mit zunehmender Komplexität der von ihnen bewohnten Umwelt an. Tiere, die in relativ reizarmen Käfigen gehalten werden, produzieren vergleichsweise wenig Ultraschalllaute von geringer Variabilität, während Tiere, die in abwechslungsreich eingerichteten Käfigen untergebracht sind, deutlich mehr und deutlich variabler im Ultraschallbereich rufen. Da Jungtiere, die in solchen komplexen Käfigen heranwachsen, während ihrer Individualentwicklung auch einem größeren Spektrum an akustischer Kommunikation ausgesetzt sind, dürfte sich dies wiederum positiv auf die Entwicklung der eigenen akustischen Kommunikationsfähigkeit auswirken.

Im Vergleich zur Wanderratte (siehe Kapitel 6.5.3, S. 212) scheint das Ausdrucksvermögen über Ultraschalllaute der Hausmaus weniger differenziert zu sein. So fehlen beispielsweise bei der Hausmaus die Rufotypen völlig, die in aversiven, negativ besetzten Situationen (Wanderratte: 25 kHz-Rufe) oder solche, die in positiv besetzten Situationen (Wanderratte: 50 kHz-Rufe) geäußert werden und damit auf die Stimmung des Tieres schließen lassen. Erklärt wird dieser Unterschied damit, dass die soziale Organisation der Wanderratte komplexer ist als die der Hausmaus und Wanderratten von einem differenzierteren, akustischen Kommunikationssystem im täglichen Zusammenleben stärker profitieren als die Hausmäuse. Dem gegenüber

**Tabelle 7.2:** Übersicht über die verschiedenen akustischen Signale und deren Bedeutung für die Hausmaus.

Ruffrequenz	sozialer Kontext	Bemerkungen
<b>12 – 30 kHz</b>	Schmerzlaute bei <b>Jungtieren</b> ;	z.T. zusammen mit Ultraschallrufen; z.T. für Menschen hörbar
<b>4 kHz</b> (mit Obertönen bis max. 20 kHz)	Schlängel-Laute innerhalb des Nests; <b>Jungtiere</b> im Alter zwischen 2 und 25 Tagen; bewirken eine Steigerung des elterlichen Fürsorgeverhaltens;	Obertöne im Ultraschallbereich; z.T. für Menschen hörbar
<b>50 – 70 kHz</b> (Max. 60 kHz); Dauer: 10 – 140 ms	in negativ besetzten Situationen außerhalb des Nests; <b>Jungtiere</b> bis zu einem Alter von 20 Tagen; bewirkt Eintragen der Jungtiere durch die Eltern;	nur Ultraschall; für Menschen nicht hörbar
<b>45 – 150 kHz</b>	Handling-Rufe in der Nähe zur Mutter; <b>Jungtiere</b> im Alter bis max. 40 Tagen; wenn Mütter unsanft mit ihrem Nachwuchs umgehen;	nur Ultraschall; für Menschen nicht hörbar
<b>55 – 75 kHz</b> (Max. 75 kHz; frequenzmoduliert); Dauer: 50 – 100 ms	<b>Jungtiere</b> beim Aufeinandertreffen mit gleichaltrigen Jungtieren; ab der Entwohnung bis zum Einsetzen der Geschlechtsreife; soziale Interaktion mit Gleichaltrigen;	nur Ultraschall; für Menschen nicht hörbar
<b>4 kHz</b>	Abwehrlaute; v.a. von erwachsenen <b>Weibchen</b> wenn diese von einem Männchen bedrängt werden;	z.T. gemischt mit 40 kHz-Ultraschallrufen; für Menschen hörbar
<b>60 – 80 kHz</b> (frequenzmoduliert); Dauer 30 – 40 ms	“Verwirrungs“-Laute; erwachsenen <b>Weibchen</b> ;	nur Ultraschall; für Menschen nicht hörbar
<b>50 – 70 kHz</b> (Max. 70 kHz); 30 Rufe/Min; Dauer: 80 ms pro Einzellaute	Einleitung der sozialen Interaktion und geruchliche Kontrolle v.a. wenn Revier- <b>Weibchen</b> auf anderes, fremdes Weibchen trifft; nicht gegenüber Männchen;	nur Ultraschall; für Menschen nicht hörbar
<b>30 – 97 kHz</b> ; 6 Rufe/Min; Dauer: 60 ms pro Einzellaute	bei (meist aggressivem) Auseinandersetzungen zwischen zwei erwachsenen <b>Männchen</b> ; häufig bei Naso-Nasal-Kontakt und geruchlicher Kontrolle;	häufig kombiniert mit für den Menschen hörbaren Lauten
<b>54 – 70 kHz</b> ; 12 Rufe/Min; Dauer: 70 ms pro Einzellaute	Männchen, wenn sie den Uringeruch anderer Männchen wahrnehmen; Rufe machen das (fremde) Männchen auf den Rufer aufmerksam und ermöglichen dem fremden Tier die Flucht (Kämpfe werden vermieden)	nur Ultraschall; für den Menschen nicht hörbar
<b>30 – 110 kHz</b> (Max. 70 kHz); Dauer: 30 – 200 ms; sehr variabel;	“Reviergesang“ der Männchen zum Anlocken paarungsbereiter Weibchen (ähnlich dem Vogelgesang); verschiedene Silben werden zu Strophen kombiniert; jedes Männchen mit typischem, individuellen Gesang;	nur Ultraschall; für den Menschen nicht hörbar
<b>40 kHz</b>	Männchen während der Paarung; Funktion unbekannt, eventuell zur zeitlichen Koordination des Kopulationsverhaltens;	nur Ultraschall; für den Menschen nicht hörbar

stehen die komplexen Ultraschallgesänge, mit denen männliche Hausmäuse um ein paarungsbereites Weibchen werben. Ähnliches ist von Wanderratten bislang nicht bekannt.

### Optische Kommunikation

Im Vergleich zur olfaktorischen und akustischen Kommunikation spielt die Verständigung durch optische Signale bei der Hausmaus eine eher untergeordnete Rolle. Obwohl die Augen der Hausmaus auf Grund der vorwiegend dämmerungs- und nachtaktiven Lebensweise vergleichsweise groß sind, ist den Tieren ein Scharfsehen auf Grund der Übersichtigkeit (das Auge der Hausmaus weist etwa +10 Dioptrien auf; umgangssprachlich wird dies auch als Weitsichtigkeit bezeichnet) und der fehlenden Möglichkeit der Linse zur Akkomodation nahezu nicht möglich (siehe hierzu auch Kapitel 7.3.1, S. 248). Das Auge der Hausmaus spricht vor allen Dingen auf Änderungen der Lichtintensität (hell und dunkel) sowie auf Bewegungen an. Zur innerartlichen Kommunikation dienen vor allem charakteristische Körperhaltungen, die zum Teil auch mit bestimmten Bewegungsweisen bzw. mit der Bewegung von Körperanhängen (Ohren, Schwanz) kombiniert werden.

Die Bewegungsweisen bzw. Körperhaltungen der Hausmaus lassen sich den drei großen Kategorien nicht-soziales Verhalten, soziales und sexuelles Verhalten sowie agonistisches Verhalten zuordnen. Für eine Kommunikation mit Artgenossen sind allerdings nur die sozialen und sexuellen sowie die agonistischen Verhaltensweisen von Bedeutung (das nicht-soziale Verhalten umfasst per Definition nur auf das Tier selbst oder die unbelebte Umwelt gerichtete Verhaltensweisen, die für einen Austausch von Informationen mit einem Artgenossen ohne Bedeutung sind). Wie auch für die olfaktorischen und die akustischen Signale gilt auch für die optischen Signale, dass in der Regel ein Signaltyp alleine nicht ausreicht, um bei einem Sozialpartner eine entsprechende Verhaltensänderung zu erreichen, sondern dass dazu immer eine Kombination von mehreren Reizen (akustische, olfaktorische, optische und häufig auch taktile) nötig ist.

Von den Hausmäusen werden auffällige optische Signale vor allem bei aggressiven Auseinandersetzungen

zwischen zwei Artgenossen eingesetzt und zwar sowohl von den submissiven, als auch von den dominanten Tieren. Bewegen sich zwei Tiere aufeinander zu, so erstarrt oft eines von beiden (oder manchmal auch beide) mitten in der Bewegung und bleibt eine Zeit lang regungslos stehen und beobachtet dabei das andere Tier, wobei aber nicht ganz klar ist, ob dieses „Erstarren“ für das andere Individuum eine Signalfunktion erfüllt. Da diese Körperhaltung auf eine Flucht tendenz hindeutet und meistens von einem subordinierten Tier gezeigt wird, wäre es möglich, dass das dominante Tier schon alleine daran den Status des unterlegenen Tieres erkennt. Weitere Körperhaltungen, die im Wesentlichen fluchtmotiviert sind, sind beispielsweise das „Wegschauen“ und das „Ausweichen“, wobei bei ersterem der Kopf und bei letzterem der gesamte Oberkörper in einer auffälligen ruckartigen Bewegung vom Opponenten weggedreht wird. Kann das unterlegene Tier hierdurch das dominante Tier nicht von einem Angriff abhalten, so erfolgt kurz darauf die Flucht, mit der sich das angegriffene Tier durch ungerichtet Sprünge dem Angreifer zu entziehen versucht.

Zu den defensiven Ausdrucksweisen „Wegschauen“ und „Ausweichen“ gibt es auch entsprechende offensive, aggressionsmotivierte Elemente, nämlich das „Drohen“ und den „Vorstoß“, bei dem der Kopf („Drohen“) bzw. der gesamte Oberkörper („Vorstoß“) ruckartig auf den Opponenten zubewegt werden. Sehr häufig folgen auf diese beiden Elemente dann von dem aggressiven Tier ein Angriff (oft mit Zubeißen) und eine anschließende Verfolgung des unterlegenen Tieres, wenn dieses die Flucht ergreift.

Bei subordinierten Tieren ist in aggressiv geprägten Situationen, wie etwa der aggressiven Fellpflege oder der olfaktorischen Inspektion der Anogenitalregion durch ein dominantes Tier, oft auch ein „Zusammenkauern“ zu beobachten. Dabei drücken die Tiere während der aggressiven Fellpflege durch ein starkes Anwinkeln der Extremitäten den Bauch an den Boden, während bei der Anogenital-Inspektion die Extremitäten durchgedrückt sind und der Bauch deutlich vom Boden abgehoben ist. In beiden Fällen ist aber der Körper des unterlegenen Tieres stark zusammengekrümmt und der Rücken beschreibt einen „Buckel“. Dieses

„sich klein machen“ dient wahrscheinlich dazu, dem dominanten Tier allein über die Körperhaltung die eigene Unterlegenheit zu demonstrieren, um so einer Eskalation der Aggression zu begegnen.

Die extremste Form, einem dominanten Tier die eigene Unterlegenheit zu zeigen, ist dann gegeben, wenn sich das subordinierte Tier flach auf den Rücken legt. Diese auch als „volle Unterwerfung“ bezeichnete Körperhaltung ist bei Hausmäusen häufig während eines Kampfes zu beobachten und bewirkt in der Regel, dass sich das angreifende Tier von dem unterlegenen Tier abwendet. Oft wird die Rückenlage eine ganze Zeit lang beibehalten, auch wenn der Kampf schon lange beendet ist und sich das angreifende Tier wieder entfernt hat. Eine Hausmaus in Rückenlage erscheint kataleptisch und atmet häufig nur ganz flach. Nach einiger Zeit erholt sich das Tier aber wieder, stellt sich auf die Beine, schüttelt sich und läuft weg.

Während einer Auseinandersetzung zwischen zwei Tieren (in der Regel zwischen zwei Hausmäusen) stehen sich die beiden Kontrahenten in der Regel mit zwei typischen Körperhaltungen gegenüber, die als „Aufrecht“ oder „Seitwärts“ bezeichnet werden. Bei der Körperhaltung „Aufrecht“ erhebt sich das Tier auf die Hinterextremitäten, so dass die Bauchseite dem Opponenten zugewandt ist, wobei mitunter versucht wird, das andere Tier mit den Händen wegzuschieben. Bei der Seitwärtsstellung ist die Körperlängsachse in einem Winkel von etwa 90° zum Kontrahenten orientiert, wobei das Tier auf allen vier Extremitäten steht. Häufig wird der Arm oder das Bein, welches sich am nächsten zu dem anderen Tier befindet, in einer Art Abwehrgeste angehoben. Die beiden sich gegenüberstehenden Hausmäuse zeigen entweder beide die gleiche Körperhaltung, oder eines der beiden Tier steht aufrecht und das andere Tier seitwärts. Es ist also nicht so, dass die Sozialpartner bei solchen Auseinandersetzungen immer beide die gleiche Körperhaltung zeigen müssen.

Sowohl von „Aufrecht“ als auch von „Seitwärts“ lassen sich bei der Hausmaus sowohl eine aggressiv-offensive, als auch eine submissiv-defensive Form unterscheiden. Ist ein Tier aggressiv-offensiv motiviert, so ist der Kopf zu dem anderen Tier hin

gedreht und der Opponent wird mit Blicken fixiert, während bei der submissiv-defensiven Form der Kopf weggedreht und der Blick damit vom Sozialpartner abgewandt wird („Aufrecht“: defensives Tier schaut nach oben; „Seitwärts“: defensives Tier schaut zur Seite weg). Ganz allgemein gilt bei der Hausmaus ein Fixieren des Gegners mit den Blicken als eine Drohung, während das Abwenden des Blicks einen beschwichtigenden Charakter hat. Die beiden offensiven Körperhaltungen sind in der Regel auch die Ausgangspositionen, aus denen heraus ein Angriff stattfindet, während die beiden defensiven Körperhaltungen eher mit einer Unterwerfung (z.B. Rückenlage bei „voller Unterwerfung“, s.o.) bzw. mit einer Flucht assoziiert sind.

Der aggressive Charakter der Drohhaltung wird zum Teil auch noch dadurch gesteigert, dass das drohende Tier die Ohren aufstellt, das Fell sträubt und den Rücken nach oben durchdrückt – sich also optisch größer macht. Oftmals bewegt eine drohende Hausmaus auch noch den Schwanz in einer auffälligen Bewegung seitlich hin und her (z.T. wird dieses Verhalten mit „Schwanzschlagen“ umschrieben) und trommelt mit den Hinterextremitäten synchron gegen den Boden. Bei der defensiven Körperhaltung (mitunter auch als „Demutshaltung“ bezeichnet) werden die Ohren dagegen an den Kopf angelegt, die Augen sind halb geschlossen und das Fell liegt glatt am Körper an. Außerdem unterstreicht das Tier seine Unterlegenheit akustisch dadurch, dass es bei jeder Berührung durch den Sozialpartner laut fiept. Das aggressive Tier zeigt bei einer solchen Körperhaltung seines Gegenübers in der Regel eine deutliche Angriffshemmung und wendet sich nach einiger Zeit ab, ohne dass es zu weiteren aggressiven Handlungen kommt. Auch nicht paarungswillige Weibchen zeigen z.T. diese Demutshaltung, was dann dazu führt, dass das paarungswillige Männchen das Weibchen nicht weiter bedrängt.

Die angelegten Ohren und die halb geschlossenen Augen werden vor allem in der älteren Literatur auch mit dem Begriff „Angstmimik“ umschrieben. In der neueren verhaltenswissenschaftlichen Literatur wird möglichst versucht, solche, die Emotionen eines Tieres beschreibenden Ausdrücke zu vermeiden, da oftmals nicht wirklich klar ist, was ein Tier

in einer bestimmten Situation empfindet. So ist es beispielsweise nicht sicher, ob eine Hausmaus, die eine defensive Körperhaltung einnimmt und eine „Angstmimik“ zeigt, dabei überhaupt so etwas wie Angst empfindet.

Oftmals kommt es im Sozialleben der Hausmaus zu Situationen bei denen die Tiere zwischen Flucht und Angriff schwanken und sich nicht klar für eine der beiden Optionen entscheiden können. Solche Handlungskonflikte lassen sich ebenfalls an bestimmten Körperhaltungen bzw. bestimmten Bewegungsabläufen erkennen. Ist ein Tier sich nicht sicher, ob es sich einem anderen Tier annähern, oder doch besser die Flucht ergreifen soll, so läuft es in einiger Entfernung vor dem Sozialpartner auf und ab. Dabei umkreist es das andere Tier, läuft im Zick-Zack oder im Kreis vor diesem Tier hin und her oder beschreibt Schleifen in Form einer Acht (wobei die Längsachse der Acht auf den Sozialpartner zeigt). Während solcher ambivalenten Situationen ist bei der Hausmaus oft zusätzlich auch noch das auffällige, seitliche Hin- und Herbewegen des Schwanzes zu beobachten („Schwanzschlagen“ – von einigen Autoren wird das Schwanzschlagen auch als Drohgeste aufgefasst, s.o.).

Vor allem bei dem Schleifen- und dem Kreislaufen vor dem Sozialpartner wird der innere Konflikt aus Annäherung und Flucht sehr anschaulich deutlich, da das Tier dabei erst direkt auf das andere Tier zuläuft, dann kehrtmacht und auf direktem Wege von dem anderen Tier wegläuft, um dann nach einer kurzen Strecke wieder umzudrehen und erneut auf das Tier zuzulaufen. Stark vereinfacht kann man sich das so vorstellen, dass die Motivation zur Flucht immer stärker und die Tendenz zur Annäherung immer schwächer wird, wenn sich das Tier auf den Sozialpartner zubewegt. Gewinnt die Flucht tendenz schließlich die Oberhand, dann macht das Tier kehrt und läuft von dem Sozialpartner weg. Bewegt sich das Tier vom Sozialpartner weg, so nimmt die Motivation, sich dem anderen Tier anzunähern, wieder zu und die Tendenz zur Flucht wiederum ab, bis die Motivation zur Annäherung wieder so stark ist, dass das Tier erneut kehrt macht und sich wieder auf den Sozialpartner zubewegt.

Beim Zick-Zack-Laufen und beim Kreislaufen um den Sozialpartner herum, stellt die Entfernung, mit dem sich das Tier vor bzw. um den Sozialpartner bewegt, in etwa die Entfernung dar, bei der sich die Motivation zur Annäherung und die Tendenz zur Flucht die Waage halten.

Eine weitere auffällige Körperhaltung der Hausmaus ist bei den Weibchen im Rahmen des Fortpflanzungsverhaltens zu beobachten. Ist das Weibchen paarungsbereit, so zeigt es Lordosis, eine typische Körperhaltung, bei der der Rücken zu einem Hohlkreuz nach unten durchgedrückt, die Extremitäten gestreckt und der Schwanz zur Seite gedreht wird. Erst diese Körperstellung ermöglicht dem Männchen die erfolgreiche Kopulation mit dem Weibchen. Zwar reitet das Männchen zum Teil auch bereits auf, wenn das Weibchen noch keine Lordosis zeigt, eine Kopulation und Ejakulation ist dann aber meistens nicht möglich.

## 7.6 Haltungsmanagement

Wenn auf die in diesem Kapitel genannten Besonderheiten bei der Unterbringung und Versorgung von Hausmäusen geachtet wird, dann können die meisten Probleme bei der Haltung dieser Tierart bereits im Vorfeld vermieden werden.

Vor der Anschaffung von Hausmäusen als Heimtiere ist zu beachten, dass die Tiere überwiegend dämmerungs- und nachtaktiv sind und tagsüber nur relativ selten außerhalb ihres Nests beobachtet werden können. Wenn darauf geachtet wird, dass Hausmäuse während ihrer Ruhephase nicht gestört werden, so kann recht einfach ein Stressauslöser und damit potentiell krankheitsfördernder Faktor für die Tiere umgangen werden.

Wie für alle anderen Heimtiere auch, so gilt ebenfalls für die Hausmaus, dass eine möglichst naturnahe, abwechslungsreich gestaltete Umwelt zu einer Steigerung des Wohlbefindens der Tiere beiträgt. Bei solcherart untergebrachten Individuen lassen sich eine Vielzahl natürlicher Verhaltensweisen beobachten, was die Haltung der Art auch für den Tierhalter wesentlich interessanter werden lässt. Eine reizarme Umwelt wird dagegen fast unweigerlich



dazu führen, dass die Hausmäuse stereotype Verhaltensweisen entwickeln, die die Tiere auf Dauer sowohl physisch als auch psychisch krank machen werden.

### 7.6.1 Vergesellschaftung mehrerer Tiere

Wie in Kapitel 7.5.1 (s. S. 267) bereits erwähnt sind wild lebende Hausmäuse sozial in Familiengruppen organisiert. Daher sollten die Tiere auch in der Heimtierhaltung immer mindestens zu zweit gehalten werden, um soziale Interaktionen zu ermöglichen. Der Mensch kann für eine Hausmaus nicht die Rolle eines Sozialpartners übernehmen, weshalb einzeln gehaltene Tiere unter der sozialen Isolation stärker leiden als unter anderen möglichen Haltungsdefiziten. Für Hausmäuse (und auch für Wanderratten) hat die Bedeutung des sozialen Umfeldes für das Wohlergehen der Tiere bereits seit mehr als 20 Jahren auch Eingang in die Haltungsempfehlungen für Labor- und Versuchstiere in der wissenschaftlichen Forschung gefunden. Eine ganze Reihe von Haltungsrichtlinien empfiehlt daher die Gruppenhaltung dieser beiden Arten, sofern die geplante Untersuchung eine Einzelhaltung nicht zwingend nötig macht.

In der Regel wird bei Heimtieren die Haltung von eingeschlechtlichen Weibchengruppen empfohlen, da dies die Haltungsform ist, welche am einfachsten zu handhaben ist, vor allem wenn die Tiere bereits im Alter von etwa 3 – 4 Wochen bzw. kurz nach der Entwöhnung zusammengesetzt werden. Bei reinen Weibchengruppen sind die wenigsten Aggressionen untereinander zu befürchten. Anders ist dies dagegen bei reinen Männchengruppen, da zwischen den Tieren sehr häufig bei Einsetzen der Geschlechtsreife heftige Auseinandersetzungen auftreten. Prinzipiell lassen sich zwar auch Männchen miteinander vergesellschaften, allerdings muss das Zusammensetzen unbedingt vor Erreichen der Geschlechtsreife geschehen. Am erfolgversprechendsten ist diese Haltungsform noch mit einer Vergesellschaftung männlicher Wurfgeschwister realisierbar, wohingegen bereits erwachsene, geschlechtsreife Männchen – vor allem dann, wenn diese bereits einmal mit einem Weibchen verpaart gewesen sind – kaum noch aneinander gewöhnt werden kön-

nen. Allerdings kommt es selbst unter männlichen Wurfgeschwistern, die bislang harmonisch zusammen gelebt haben, spätestens beim Erreichen der Geschlechtsreife nicht selten zu aggressiven Auseinandersetzungen. Eine Eskalation der Aggression findet zwischen den Männchen oft bereits dann statt, wenn sich im selben Raum ein Käfig mit weiblichen Tieren befindet und die Männchen die Weibchen olfaktorisch und akustisch wahrnehmen können. Aus diesem Grund sollte im Interesse der Tiere eine Haltung solcher reinen Männchengruppen daher besser unterbleiben.

Der natürlichen Sozialstruktur am nächsten käme eine Vergesellschaftung eines Männchens mit einem oder besser noch mehreren Weibchen. Dabei ist aber unweigerlich mit Nachwuchs zu rechnen, für den dann zusätzliche Unterbringungsmöglichkeiten bzw. ein Abnehmer vorhanden sein müssen. Eine Vermehrung kann bei einer gemischtgeschlechtlichen Haltung nur dadurch vermieden werden, dass das Männchen frühzeitig kastriert wird. Eine Kastration ist bei Hausmäusen relativ problemlos von einem Tierarzt durchzuführen, dann allerdings mit zusätzlichen Kosten verbunden. Auch das Zusammensetzen solcher gemischtgeschlechtlicher Gruppen sollte möglichst früh erfolgen. Keinesfalls sollte man ein erwachsenes Männchen mit einem Weibchen zusammensetzen, welches bereits Nachwuchs führt, da die erwachsenen Männchen in solchen Situation oftmals zu Infanzid gegenüber dem fremden Nachwuchs neigen. Das Töten des fremden Nachwuchses durch ein Männchen, welches nicht der Vater dieser Jungtiere ist, ist eine völlig normale Reaktion bei Hausmäusen und kann auch im Freiland beobachtet werden.

Einmal zusammengesetzte Gruppen sollten möglichst nicht mehr getrennt oder neu zusammengesetzt werden, da dies mit erheblichem Stress für die Tiere verbunden ist. Auch wenn es innerhalb der Gruppe gelegentlich zu Streitereien kommt, so ist diese psychische Belastung jedoch kein Vergleich zu dem Stress, dem die Hausmäuse bei einer Umgruppierung ausgesetzt werden.

Egal welche Form der Vergesellschaftung gewählt wird, es sollte immer darauf geachtet werden, dass der Käfig eine ausreichende Größe aufweist und die

Tiere durch eine entsprechende Strukturierung des Käfiginnenraums die Möglichkeit haben, sich gegenseitig aus dem Weg zu gehen (siehe auch Kapitel 7.6.2, S. 314).

Werden Hausmäuse einzeln gehalten, so ist eine Vielzahl von Stressreaktionen nachweisbar, die sich sowohl im Verhalten der Tiere, als auch in deren Physiologie niederschlagen und auf Dauer zu einer Beeinträchtigung der Gesundheit führen. Dabei muss allerdings unterscheiden zwischen einer Isolationshaltung, bei der die Tiere keinerlei Kontakt zu anderen Hausmäusen haben, und einer Einzelhaltung, bei der der Käfig des einzeln gehaltenen Tieres im selben Raum mit den Käfigen anderer Artgenossen steht, und die Tiere zumindest olfaktorischen und akustischen, sowie in manchen Fällen auch optischen Kontakt zu ihren Artgenossen haben. In den negativen Auswirkungen ist eine Isolationshaltung kritischer einzustufen als eine Einzelhaltung. Wenn im Heimtierbereich nur eine einzelne Hausmaus gehalten wird, liegt also eine Isolationshaltung vor, die für das betroffene Tier als sehr viel kritischer bewertet werden muss als eine Einzelhaltung von Hausmäusen in den reizarmen Käfigen einer Laboreinrichtung, bei der die einzelnen Tiere zumindest im selben Raum untergebracht sind und zumindest noch akustisch und geruchlich miteinander interagieren können.

Für einzeln gehaltene Hausmäuse nachgewiesen sind beispielsweise eine erhöhte Herzschlagfrequenz und eine erhöhte Stoffwechselrate sowie eine Störung des Aktivitätsrhythmus mit einer Verkürzung der Schlafphasen. Der beschleunigte Herzschlag und die erhöhten Stoffwechselraten werden unter anderem dadurch hervorgerufen, dass die einzelnen Tiere mehr Energie für die Aufrechterhaltung ihrer Körpertemperatur aufwenden müssen. Dies gilt vor allem für die Schlafphase, da Tiere in einer Gruppenhaltung in der Regel zusammen schlafen und sich gegenseitig wärmen, was bei einzeln gehaltenen Individuen nicht möglich ist. Der gestörte Schlafrythmus wird darauf zurückgeführt, dass Hausmäuse in Einzelhaltung ängstlicher sind und daher ihren Schlaf häufiger unterbrechen, um sicher zu gehen, dass keine Gefahr droht. Eine über einen längeren Zeitraum erhöhte Herzschlagrate und eine Störung des normalen Aktivitätsrhythmus wird

zwar nicht unmittelbar als ein Hinweis auf eine Stresssituation gedeutet, kann aber das Wohlergehen der betroffenen Tiere deutlich negativ beeinflussen. Bei isoliert gehaltenen Hausmäusen kann es weiterhin zu einer Schwächung des Immunsystems kommen, da die Blutkonzentration der Lymphozyten, die bei der Immunreaktion eine wichtige Rolle spielen, deutlich abnimmt. Darüber hinaus kann es zu einem Anstieg der Corticosterolkonzentration im Blut durch eine Überfunktion der Nebennierenrinde (Hyperadrenokortizismus), ebenso wie zu einer Hemmung der Interleukin-Produktion kommen. Beides kann sich unter anderem ebenfalls negativ auf das Immunsystem auswirken. Es gibt allerdings auch Untersuchungen, in denen ein Anstieg der Corticosterolkonzentration und eine Schwächung des Immunsystems bei isoliert gehaltenen Tieren nicht nachgewiesen werden konnte. Hierbei ist allerdings zu beachten, dass die Hausmäuse bei diesen Untersuchungen nur individuell in separaten Käfigen, aber nicht völlig isoliert von anderen Hausmäusen gehalten wurden (die Tiere hatten ein gewisses Maß an visuellem, olfaktorischem und akustischem Kontakt zu Artgenossen, s.o.). Aber auch die so gehaltenen Hausmäuse zeigten eine gestörte Immunantwort, nachdem sie kurzzeitig einem Stressor (einer neuen, unbekanntem Umgebung) ausgesetzt waren. Demnach ist also nicht die Einzelhaltung per se für die Tiere stressbelastend, sondern solcherart gehaltene Tiere reagieren auf andere Stressfaktoren deutlich intensiver (beispielsweise mit einer gesteigerten Suppression der Immunantwort) als Tiere aus einer Gruppenhaltung.

Durch den gesteigerten Cortikosteronspiegel wird weiterhin die Gluconeogenese in der Leber sowie der Fettstoffwechsel stimuliert, weshalb isoliert gehaltene Hausmäuse oft einen erhöhten Futterbedarf haben und häufiger zu Fettleibigkeit (Adipositas) neigen. Dadurch, dass einzeln gehaltene Hausmäuse unter Umständen mehr Energie zur Aufrechterhaltung ihrer Körpertemperatur aufwenden müssen, da die Möglichkeit zur sozialen Thermoregulation fehlt, zeigen solche Tiere im Vergleich mit Hausmäusen aus einer Gruppenhaltung mitunter aber auch ein reduziertes Körpergewicht. Auch die Fortpflanzung kann negativ beeinflusst werden, wenn Hausmäuse isoliert herangewachsen sind und spä-

ter verpaart werden sollen, da beispielsweise die weiblichen Tiere unter diesen Haltungsbedingungen mitunter kleinere Ovarien und eine reduzierte Anzahl an Follikeln aufweisen. Für beide Geschlechter sind darüber hinaus bei Einzelhaltung eine erhöhte Wahrscheinlichkeit zur Bildung von Lebertumoren und die vermehrte Neigung zur Bildung von Magen-Darm-Geschwüren nachgewiesen. Generell sind so untergebrachte Hausmäuse häufiger krank als Tiere in einer Gemeinschaftshaltung.

Weiterhin ist nachgewiesen, dass eine Einzelhaltung auch einen negativen Einfluss auf die Hirnchemie und infolgedessen auf die Hirnentwicklung nimmt. Recht gut untersucht ist beispielsweise der Einfluss einer Isolationshaltung auf die Neutrophin-Konzentration verschiedener Hirnareale. Zu den Neutrophinen zählen eine Reihe von Hirnproteinen, welche unter anderem die Anzahl der Neuronen sowie deren Verknüpfungen untereinander beeinflussen. Durch fehlende soziale Kontakte steigt die Konzentration spezieller Neutrophine in bestimmten Hirnarealen an, während sie in anderen Hirnarealen abnimmt. Viele Verhaltensweisen werden wiederum durch die Unterschiede in der Neutrophin-Konzentration beeinflusst. So bewirkt beispielsweise eine, durch eine lang anhaltende, soziale Deprivation bedingte, sinkende Neutrophin-Konzentration im Hippocampus (eines Teils des Großhirns) eine Beeinträchtigung des Lernvermögens des betroffenen Tieres. Ein Anstieg der Neutrophin-Konzentration im Striatum (eines Teils der Basalganglien des Großhirns) wird dagegen für ein vermehrtes Auftreten von Stereotypen, wie beispielsweise das Benagen der Gitterstäbe bei Hausmäusen in Einzelhaltung verantwortlich gemacht.

Werden junge Hausmäuse bereits in den ersten ein bis zwei Lebenswochen voneinander isoliert, so zeigen sie später als Erwachsene ein gestörtes Sozialverhalten. Je länger die Dauer der sozialen Isolation, desto aggressiver werden die jungen Tiere. Auch im Erkundungsverhalten unterscheiden sich Hausmäuse aus Einzelhaltungen von denen aus Gruppenhaltungen, da individuell gehaltene Tiere ein gesteigertes Erkundungsverhalten, sowie eine gesteigerte lokomotorische Aktivität bis hin zu einer Hyperaktivität zei-

gen, wenn sie mit neuen, unbekanntem Objekten oder Situationen konfrontiert werden (vermutlich sind diese Unterschiede auf Unterschiede im Hormonhaushalt, wie die oben erwähnte gesteigerte Corticosteroid-Konzentration, und/oder auf Änderungen der Neutrophin-Konzentration im Gehirn zurückzuführen). Widersprüchliche Ergebnisse liegen in Bezug auf die durch die Haltungsform beeinflusste Angstreaktion der Hausmäuse vor. In einigen Untersuchungen zeigten isoliert gehaltene Tiere eine verminderte Angstreaktion in neuen, unbekanntem Situationen, während andere Studien zu dem Ergebnis kommen, dass Hausmäuse aus Einzelhaltungen ängstlicher reagieren als Tiere aus einer Gemeinschaftshaltung (bei den Untersuchungen wird leider nicht deutlich, ob die Tiere vollständig isoliert voneinander, oder lediglich in Einzelkäfigen im selben Raum gehalten wurden). Letzteres würde auch dem Befund bei Wanderratten entsprechen, die durch eine Einzelhaltung in ihrem Erkundungsverhalten eher gehemmt werden und eine gesteigerte Angstreaktion zeigen (siehe auch Kapitel 6.6.1, S. 217). Als weitere Verhaltensauffälligkeiten infolge einer Einzelhaltung können bei Hausmäusen eine gesteigerte Aggressivität und Nervosität und daraus resultierende Schwierigkeiten beim Handling der Tiere beobachtet werden. Ganz wesentlich werden die auftretenden Verhaltensänderungen von der Dauer der Einzel- oder Isolationshaltung beeinflusst. Ebenso spielt es eine Rolle, ob die Tiere dauerhaft, oder nur sporadisch einzeln untergebracht werden. Weiterhin ist auch noch die Größe sowie die Ausstattung der Einzelkäfige (Einstreu, Versteckmöglichkeiten, Beschäftigungsmöglichkeiten) von Bedeutung, da ein kleiner, reizreicher Käfig die negativen Auswirkungen einer Einzel- oder Isolationshaltung noch verstärken, bzw. ein großer, reichhaltig ausgestatteter Käfig die negativen Auswirkungen der Einzel- oder Isolationshaltung abmildern kann (siehe auch das nächste Kapitel). Hiermit ließen sich eventuell auch die abweichenden Ergebnisse bei der Untersuchung der Auswirkung einer Einzelhaltung auf die Hausmaus erklären. Auch die Zugehörigkeit zu einer bestimmten Zuchtlinie der Hausmaus könnte in diesem Zusammenhang eine Rolle spielen.

Auch wenn männliche Hausmäuse territorial sind bzw. in menschlicher Obhut die Ausbildung ei-

ner Dominanzhierarchie zeigen, so bevorzugen auch diese Tiere bei Wahlversuchen die Nähe zu einem Sozialpartner. Diese Bevorzugung ist unabhängig vom sozialen Status und vom Bekanntheitsgrad der beteiligten Tiere. Das bedeutet, dass sowohl subordinierte, als auch dominante Männchen die Nähe zu einem Sozialpartner präferieren, egal ob ihnen dieser Sozialpartner bekannt ist oder nicht (wenn die Tiere allerdings die Wahl haben, dann bevorzugen sie als Sozialpartner bekannte Tiere vor unbekanntem). Darüber hinaus scheint mit zunehmendem Alter der Männchen der Sozialkontakt zunehmend wichtiger für die Tiere zu werden. Dies steht im Widerspruch zur Meinung einiger anderer Autoren, die der Ansicht sind, dass eine Einzelhaltung von Hausmausmännchen deren im Freiland gezeigtem Territorialverhalten viel eher entgegenkommt, als eine Gemeinschaftshaltung. Dabei übersehen diese Autoren aber anscheinend die Tatsache, dass auch wildlebende, territoriale Hausmausmännchen in den seltensten Fällen völlig alleine leben, sondern sich in der Regel immer in Gesellschaft von mindestens einem Weibchen und deren Nachwuchs befinden.

### 7.6.2 Unterbringung der Tiere

Die Raumtemperatur bei der Haltung von Hausmäusen sollte sich zwischen minimal 15 °C und maximal 27 °C bewegen, ideal sind 18 – 22 °C bei einer relativen Luftfeuchtigkeit zwischen 40 und 70 %. Umgebungstemperaturen von mehr als 30 °C sollten auf Dauer vermieden werden, da die Tiere bei solch hohen Temperaturen vor allem in Verbindung mit einer hohen Luftfeuchtigkeit schnell zu Kreislaufproblemen bis hin zu einem Hitzschlag neigen. Wie bei allen anderen Heimtieren auch, sollte der Käfigstandort so gewählt werden, dass keine Zugluft auftritt. Allerdings ist eine ausreichende Belüftungsmöglichkeit des Raums sicher zu stellen, da der Urin der Hausmäuse einen sehr intensiven Geruch entwickelt. Da die Tiere tagsüber in der Regel ruhen und ihre Aktivitäten in die Nachtstunden verlegen, ist bei der Wahl des Käfigstandortes außerdem darauf zu achten, dass die Tiere einerseits tagsüber möglichst wenig gestört werden und andererseits nachts der Halter nicht durch die Tiere gestört wird. Plötzliche laute Geräusche in der Käfigumgebung sollten vermieden werden, weil dies die Tiere erschreckt. Ein gewisses Maß an stetigen

Hintergrundgeräuschen kann dagegen – wenn diese nicht zu laut sind und etwa 60 dB (Radio in Zimmerlautstärke) nicht überschreiten – einen positiven Effekt auf das Wohlbefinden der Hausmäuse haben, weil solcherart gehaltene Tiere mit deutlich weniger Schreckreaktionen auf plötzliche laute Geräusche reagieren.

Der Käfig sollte auch niemals direkter Sonnenbestrahlung ausgesetzt werden, da auch dies schnell zu einer Überhitzung der Tiere führen kann. Da Hausmäuse, ähnlich wie Wanderratten, empfindlich auf helles Licht reagieren, sollte der Käfig generell nicht zu hell stehen, oder zumindest ausreichend Rückzugsmöglichkeiten für die Tiere (beispielsweise in Form von Schlafhäuschen aus undurchsichtigem Material) aufweisen, um eine Schädigung der Netzhaut durch zu hohe Lichtintensitäten zu vermeiden. Ein Unterschlupf mit den Abmessungen 15 x 10 x 10 cm (Länge x Breite x Höhe) mit einem Schlupfloch von mindestens 5 cm Durchmesser bietet einer Familie mit zwei Elterntieren und deren Nachwuchs ausreichend Platz. Auch ein umgedrehter Tonblumentopf entsprechender Größe, in den seitlich ein Loch gebrochen wird, eignet sich sehr gut als Schlafhäuschen. Wenn Hausmäuse die Wahl haben, bevorzugen sie Nestboxen mit perforierten Wänden vor Nestboxen mit vollständig geschlossenen Wänden, obwohl durch die perforierten Wände Licht einfallen kann. Der Grund hierfür liegt vermutlich darin, dass durch die perforierten Wände die Luft und damit auch Geruchsinformationen zirkulieren können, was bei vollständig geschlossenen Wänden nicht möglich ist. Weiterhin werden Schlafhäuschen mit nur einem Eingang solchen mit mehreren Eingängen vorgezogen, obwohl die Baue der Tiere im Freiland in der Regel mehr als einen Eingang aufweisen. Da Weibchen mitunter dazu neigen, die Männchen nach der Geburt der Jungtiere aus dem Wurfnest zu vertreiben, bietet es sich an, zumindest ein weiteres Schlafhäuschen im Käfig aufzustellen, welches dann beispielsweise von dem Männchen genutzt werden kann.

Da Hausmäuse sehr bewegungsfreudig sind und auch gerne klettern, sollte der Käfig für eine Familie aus einem Männchen und einem Weibchen mit deren Nachwuchs mindestens 70 x 70 x 50 cm (Länge x Breite x Höhe) groß sein, was einer Grundfläche

von 4 900 cm<sup>2</sup> (bzw. 0,49 m<sup>2</sup>) entspricht (Empfehlung von der Tierärztlichen Vereinigung für Tiererschutz TVT). Für weitere Tiere sollte der Käfig entsprechend vergrößert werden. Zur Unterbringung der Hausmäuse eignen sich die handelsüblichen Käfige bestehend aus einer Kunststoffschale für die Einstreu und einem Gitteraufsatz. Allerdings sind die im Handel angebotenen Hausmauskäfige in der Regel zu klein – mit ein bisschen handwerklichem Geschick lassen sich aber eventuell zwei kleinere Käfige miteinander verbinden. Um den Hausmäusen das Klettern an der Käfigwand zu ermöglichen, sollte diese querverdrahtet sein. Der Gitterabstand sollte eine Breite von 8 mm nicht überschreiten, da ansonsten vor allem Jungtiere aus dem Käfig entkommen können. Um den Aktionsraum der Hausmäuse zu vergrößern, sollten in den Käfig mehrere Etagen eingezogen werden, welche die Tiere kletternd erreichen können (z.B. über Äste oder Leitern). Als Etagenböden sollte kein Gittergeflecht sondern durchgängige Einsätze (in der Regel aus Kunststoff) verwendet werden, da sich die Tiere beim Laufen auf den Drahtrosten die Sohlenballen an Händen und Füßen verletzen können. Außerdem haben Wahlversuche gezeigt, dass solche Gitterrostböden von den Hausmäusen nur sehr ungern betreten werden.

Käfige aus Holz eignen sich wegen der ausgeprägten Nagetätigkeit der Tiere eher nicht. Außerdem lässt sich das Holz auch nur schwer sauber halten. Durch den ausgeschiedenen Urin kann sich darüber hinaus auch schnell Schimmel oder Fäulnis bilden. Ebenso sind allseits geschlossene Glasbehälter (z.B. ausgediente Aquarien) auf Grund der unzureichenden Belüftung für die Unterbringung von Hausmäusen ungeeignet. In einem solchen Behälter erhöht sich, bedingt durch die Ausscheidungen der Tiere, im Laufe der Zeit die Ammoniakkonzentration, was in Verbindung mit einer erhöhten relativen Luftfeuchtigkeit bei den Tieren schnell zu Atemwegserkrankungen und zu stark juckenden Hautekzemen führt. In den Sommermonaten kann es außerdem zu einem Hitzestau in einem solchen Glasbehälter kommen, weil die Wärme nur schlecht abgeführt wird.

Der Käfig sollte erhöht stehen, etwa auf einem Tisch, da Hausmäuse als Fluchttiere vor allem auf

eine Annäherung von oben, beispielsweise wenn sich der Halter dem Käfig nähert um diesen zu säubern, sehr häufig mit panischer Flucht oder mit völliger Immobilität reagieren. Beide Reaktionen stellen eine Stresssituation dar und können sich auf Dauer negativ auf die Gesundheit der betroffenen Tiere auswirken. Steht der Käfig erhöht und erfolgt eine Annäherung daher eher von der Seite, so bleiben die Tiere deutlich ruhiger. Außerdem lassen sich die Tiere auf diese Weise viel besser beobachten, als wenn der Käfig auf dem Fußboden steht.

Wenn möglich, dann sollten Hausmäuse täglich Auslauf außerhalb ihres Käfigs erhalten. Dabei ist darauf zu achten, dass sich die Tiere nicht unter einem Schrank oder ähnlichem verkriechen und dann nicht mehr eingefangen werden können. Es bietet sich an, den Auslauf durch Karton- oder Holzwände zu begrenzen und den Raum innerhalb des Auslaufs ähnlich wie das Käfiginnere zu strukturieren (s.u.). Innerhalb des Auslaufs können die Tiere dann wesentlich einfacher wieder eingefangen werden. Oftmals wird auch dazu geraten, die Tiere auf einem Tisch laufen zu lassen, da hierbei ein Entkommen und ein Verkriechen unter Möbelstücken nicht möglich ist. Hiervon ist jedoch auf Grund des Verletzungsrisikos beim Herunterfallen von der Tischplatte abzuraten. Die Tiere werden in der Regel zwar nicht freiwillig von dem Tisch hinunter springen, ein unfreiwilliges Abstürzen von der Tischplatte ist jedoch nie völlig auszuschließen. Wird den Hausmäusen Auslauf außerhalb ihres Käfigs gewährt, so sollte es sich von selber verstehen, dass andere Haustiere wie etwa Hunde oder Katzen aus dem Raum ausgesperrt werden. Werden neben den Hausmäusen auch noch Wanderratten gehalten, so sollten diese ebenfalls niemals gemeinsam in einem Zimmer frei herumlaufen, da Wanderratten durchaus Hausmäuse als potentielle Beute betrachten und Jagd auf diese machen können.

Der Käfig sollte mit einer nichtstaubenden Einstreu, wie etwa einer handelsüblichen Kleintierstreu in einer Dicke von mindestens 10 cm ausgestattet werden. Stark staubende Materialien wie beispielsweise Sägemehl sind ungeeignet, weil der Staub zu Gesundheitsproblemen an den Augen, der Lunge sowie dem Penis führen kann. Auch wenn sich die Kleintierstreu nicht besonders gut zur Anlage von

Gängen oder einem Bau eignet, so gibt sie den Hausmäusen dennoch die Möglichkeit zum Graben. Wie Untersuchungen ergeben haben, reicht die Möglichkeit zu Graben alleine allerdings nicht aus, um das Wohlbefinden der Tiere zu steigern. Das Ziel der Grabtätigkeit im Freiland ist die Anlage eines dauerhaften Baues. Da dies in der Kleintierstreu kaum möglich ist, führt das Grabverhalten also nicht zum Erfolg und damit zu Frustration, so dass das Wohlbefinden der Tiere trotz der Möglichkeit zu Graben negativ beeinflusst wird. Umgangen werden kann diese Situation ganz einfach dadurch, dass den Tieren zusätzlich – wie oben schon erwähnt – ein Unterschlupf angeboten wird.

Eine Haltung im Freiland ist im Hinblick auf die Größe der Tiere wenig sinnvoll, auch wenn diese eine solche Unterbringung – ausreichende, kaltegeschützte Rückzugsmöglichkeiten vorausgesetzt – klimatisch durchaus verkraften würden. Die Hausmäuse in solchen Käfigen würden relativ schnell zu einer fast ausschließlichen Nachtaktivität übergehen und eine sehr versteckte Lebensweise führen, so dass der Halter die Tiere so gut wie gar nicht mehr zu Gesicht bekäme. Dies würde weiterhin die regelmäßige Kontrolle des Gesundheitszustandes der Tiere so gut wie unmöglich machen.

Zur Minimalausstattung eines Käfigs für Hausmäuse in der Heimtierhaltung gehören also die Einstreu, mindestens ein Schlafhäuschen sowie ein Gefäß für das Futter und eine Möglichkeit, Trinkwasser aufzunehmen (zu den beiden letzteren Punkten siehe Kapitel 7.6.3, S. 322). Um das Wohlergehen der Tiere zu steigern, sollte an dieser Stelle aber nicht Schluss sein mit der Einrichtung des Käfiginnenraums. Jedem gehaltenen Tier sollte immer die Möglichkeit eingeräumt werden, auch in menschlicher Obhut seine artspezifischen Verhaltensweisen so vollständig wie möglich ausleben zu können. Da diese Forderungen selbst an die Haltung von Labor- und Versuchstieren gestellt wird, sollte sie um so mehr auch für die Heimtierhaltung gelten, bei der weder eine Beeinflussung von Versuchsergebnissen durch die Haltungsform, noch ökonomische Überlegungen im Vordergrund stehen, die in der Labor- oder Versuchstierhaltung häufig bei der artgerechten Einrichtung des Käfigs eine Rolle spielen. Seit einigen Jahren hat sich eine

Forschungsrichtung, das sogenannte *Environmental Enrichment* (zu deutsch etwa „Umweltanreicherung“), etabliert, die sich vor allem mit den Möglichkeiten beschäftigt, wie die herkömmlichen Haltungsbedingungen von Haus-, Heim- und Labortiere verbessert werden können. Ziel ist es dabei, den Tieren die Möglichkeit zu geben, ihre natürlichen Verhaltensweisen auszuleben, wodurch dann letztendlich das Wohlbefinden gesteigert wird. Ein solches *Environmental Enrichment* umfasst neben einer bereits in Kapitel 7.6.1 (s. S. 311) erwähnten sozialen Komponente, welche gerade für in Gruppen lebende Arten die mit Abstand wichtigste Form der Umweltanreicherung darstellt, ebenso die Größe und die Ausstattung der Käfige.

Im Hinblick auf die Hausmaus hat sich gezeigt, dass sowohl bei Jungtieren, aber auch bei ausgewachsenen Tieren eine höhere Komplexität der Käfigumgebung das Gehirnwachstum, die Größe, Anzahl und Komplexität (Verzweigungsgrad der Dendriten und Anzahl an Synapsen) der Nervenzellen sowie die neuronale Aktivität (beispielsweise die ausgeschüttete Menge an Neurotransmittern) und als Folge dessen unter anderem das Lernvermögen und die Merkfähigkeit positiv beeinflusst. Ebenso hat die Haltung Auswirkungen auf die Emotionalität der Tiere, da sich beispielsweise Hausmäuse aus Käfigen mit einer entsprechenden Umweltanreicherung weniger ängstlich zeigen und in Stresssituationen gelassener reagieren. Zumindest für weibliche Hausmäuse ist nachgewiesen, dass Tiere aus Haltungen mit *Environmental Enrichment* eine Zunahme von soziopositivem und eine Abnahme von agonistischem Verhalten zeigen. Weiterhin ist ein positiver Einfluss auf die körperliche Entwicklung von Hausmäusen in komplex eingerichteten Käfigen nachgewiesen. Die Entwicklung von Erkrankungen kann durch eine komplexere Käfigumgebung darüber hinaus deutlich verzögert und die Ausbildung von Verhaltensstereotypen eindeutig verringert werden. Unter einer Stereotypie versteht man eine Verhaltensweise, die in unveränderter Form in kurzen Zeitabständen sehr häufig wiederholt wird und keinem offensichtlichen Zweck dient (wobei die Zwecklosigkeit einer Verhaltensweise mitunter schwer zu belegen ist). Bei der Hausmaus äußert sich ein stereotypes Verhalten in erster Linie in einem Benagen der Gitterstäbe des Käfigs, einem im



Kreis laufen am Käfiggitter sowie einem Hochspringen am Käfiggitter. Diese Verhaltensweisen treten vor allem bei Tieren auf, die in sehr reizarmen, nur mit Einstreu ausgestatteten Käfigen gehalten werden.

Wodurch genau die negativen Auswirkungen einer Haltung in reizarmen Käfigen zum Tragen kommen, ist nicht eindeutig geklärt. Nach Meinung einiger Autoren sind diese negativen Auswirkungen darin begründet, dass den Tieren in einer reizarmen Umgebung die Möglichkeit fehlt, Kontrolle auf ihre physikalische und soziale Umwelt auszuüben. So bietet beispielsweise ein nur mit Einstreu ausgestatteter Käfig für das Tier nur wenig Möglichkeiten, eine Entscheidung oder eine Auswahl über sein Handeln zu treffen, wie dies im natürlichen Lebensraum ständig von den Lebewesen verlangt wird. Die Bewegungsmöglichkeiten sind in einem Käfig stark eingeschränkt und die Art des Futters sowie der Zeitpunkt der Futterraufnahme sind in der Regel in engen Grenzen vorgegeben. Dadurch entfallen für das gekäfigte Tier die Möglichkeit und die Notwendigkeit, sich selbst auf die Nahrungssuche zu machen, während bei wildlebenden Tieren die Suche nach Nahrung einen Großteil der täglichen Aktivität ausmacht. Ebenso ist durch die Haltung das soziale Umfeld der Tiere vorgegeben und es fehlt die Möglichkeit, sich die bevorzugten Sozialpartner selber auszusuchen. Wildlebende weibliche Hausmäuse wählen beispielsweise – wie die Weibchen der meisten anderen Tierarten auch – ihren Sexualpartner sehr genau aus und verpaaren sich nicht wahllos mit dem erstbesten Männchen (siehe auch Kapitel 7.5.2, S. 278). In menschlicher Obhut wird den Weibchen aber in der Regel der Geschlechtspartner vorgegeben und es fehlt diese Wahlmöglichkeit. In Bezug auf die Gestaltung des Käfiginnenraums liegen für Hausmäuse mittlerweile einige Untersuchungen vor, wie sich verschiedene Gestaltungsmöglichkeiten auf das Wohlbefinden der Tiere auswirken.

Die wohl einfachste Möglichkeit, die Umwelt der Hausmäuse anzureichern, ist die Vergrößerung des Käfigs. Bei Wahlversuchen zeigte sich, dass die Tiere bereit sind, für ein zusätzliches Raumangebot aktiv Leistungen zu erbringen (beispielsweise wiederholt eine bestimmte Verhaltensweise zu zei-

gen), auch wenn der zusätzliche Raum keinerlei für das Tier wertvolle Ressourcen (z.B. Futter, Wasser oder Versteckmöglichkeiten) enthält. Ein erhöhtes Raumangebot kommt wahrscheinlich dem Bedürfnis wildlebender Hausmäuse entgegen, ihre Umgebung zu erkunden und ihr Revier regelmäßig zu kontrollieren. Ähnlich wie bei Wanderratten (siehe Kapitel 6.6.2, S. 220) werden Freiflächen ohne jegliche Deckung auf Grund der ausgeprägten Thigmotaxis auch von den Hausmäusen jedoch in der Regel gemieden. Um das größere Platzgebot auch wirklich effektiv zu nutzen, sollte der Raum daher strukturiert und mit Versteckmöglichkeiten ausgestattet sein. Dies ist für den Halter auch ökonomischer, da durch einen strukturierten Käfig das Wohlbefinden der Tiere mehr gesteigert wird, als durch einen größeren, aber unstrukturierten Käfig. Sind die Hausmäuse in einem großen, unstrukturierten Käfig dagegen gezwungen, häufiger deckungsfreie Freiflächen zu durchqueren, um an bestimmte Ressourcen zu gelangen, so kann sich das größere Raumangebot sogar negativ auf das Wohlbefinden der Tiere auswirken, da die Tiere beim Durchlaufen der Freifläche „Angst“ empfinden. Auf der anderen Seite wird bei sehr kleinen Käfigen alleine durch eine Steigerung der räumlichen Komplexität des Käfigs in der Regel kein positiver Effekt auf die Tiere zu beobachten sein. Es ist also besonders bei kleinen Käfigen zur Steigerung des Wohlbefindens der Insassen nicht ausreichend, schlicht die Anzahl der Einrichtungsgegenstände zu erhöhen.

Zur Steigerung der strukturellen Komplexität eignen sich beispielsweise Gegenstände, die ein gewisses Maß an Deckung bieten und den Käfig in kleinere Kompartimente unterteilen. Im einfachsten Fall erfüllen bereits senkrechte Wände diese Funktion, besser sind allerdings auf den Boden gelegte Ton- oder Korkröhren, oder auch einfach ein dicker Ast. Von Vorteil ist, wenn die Röhren mehrerer Ein- und Ausgänge aufweisen, da sie auf diese Weise nicht von einzelnen Tieren ausschließlich für sich in Anspruch genommen werden können (eine solche Monopolisierung von Gegenständen durch einzelne Tiere führt häufig zu Streitigkeiten und vermehrten aggressiven Handlungen). Da Hausmäuse sehr gut klettern können, können auch sich verzweigende Äste senkrecht in den Käfig gestellt oder gehängt werden. Um ein Einklemmen der Tiere in den Ast-

gabeln zu vermeiden, sollten die Äste verkehrt herum, d.h. entgegen der Wachstumsrichtung mit dem dickeren Ende nach oben, in den Käfig eingebracht werden. Bei höheren Käfigen können Plattformen angebracht werden, die die Tiere kletternd erreichen können. Auf diesen Plattformen können beispielsweise zusätzliche Schlafhäuschen angebracht werden (die Häuschen sollten auf den Plattformen fixiert werden, damit sie nicht versehentlich heruntergestoßen werden können und dadurch andere Tiere verletzen). Bei der Auswahl der Einrichtungsgegenstände sollte natürlichen Materialien (unbehandeltes Holz, Kork, Ton, Stein) immer der Vorzug vor Gegenständen aus Kunststoff gegeben werden, auch wenn die natürlichen Materialien schlechter zu reinigen sind als die künstlichen. Da über kurz oder lang die meisten Einrichtungsgegenstände von den Tieren benagt werden, kommen natürliche Materialien diesem Nagebedürfnis viel eher entgegen, als ein Gegenstand aus Kunststoff. Auch kann es bei Kunststoffgegenständen dazu kommen, dass beim Benagen versehentlich Kunststoffspäne verschluckt werden, die dann zu Gesundheitsproblemen bis hin zum Tod des Tieres führen können. Speziell zum Benagen eignen sich beispielsweise Zweige von ungespritzten Kernobstbäumen (Apfel, Birne) oder von Weichhölzern wie Birke, Weide oder Pappel.

Um das Wohlbefinden der Hausmäuse weiter zu steigern, sollte den Tieren immer Nestmaterial angeboten werden, auch wenn der Käfig bereits mit einem oder mehreren Schlafhäuschen ausgestattet ist. Wie Untersuchungen gezeigt haben, benutzen Hausmäuse auch dann das Nestmaterial, wenn ihnen ein Schlafhäuschen zur Verfügung steht (z.T. wird das Nest dann sogar außerhalb des Schlafhäuschens angelegt) und sind dazu bereit, für den Zugang zu Nestmaterial Arbeit in Form bestimmter Verhaltensweisen (Drücken eines Hebels) zu verrichten. Hausmäuse bauen Nester nicht nur für die Geburt und Aufzucht ihrer Jungtiere, sondern ebenso zur Regulation der Temperatur und der Lichtexposition (eine zu hohe Lichtintensität schädigt auf Dauer die Netzhaut der Tiere, s.o.). Wenn mit den Hausmäusen gezüchtet wird, dann erhöht die Möglichkeit zum Nestbau nachweislich die Überlebenschancen der Jungtiere und damit den Nachzuchterfolg. Aber

auch nicht-trächtige Weibchen und die Männchen profitieren von der Möglichkeit zum Nestbau, da diese Tiere im Vergleich zu Hausmäusen, denen kein Nestmaterial zur Verfügung steht, ein höheres Körpergewicht bei gleichzeitig geringerer Futtermittelaufnahme erreichen.

Auch für den Nestbau, der sowohl von den Weibchen (trächtigen und nicht-trächtigen), als auch von den Männchen gezeigt wird, sind natürliche Materialien wie Heu oder Stroh künstlichen Nestmaterialien wie der handelsüblichen Hamsterwolle vorzuziehen. Bei der Hamsterwolle, die aus einzelnen Baumwollfäden besteht, kann es mitunter vorkommen, dass sich die längeren Fäden um die Extremitäten der Tiere wickeln und diese abschnüren, was bis zum Verlust der Extremität führen kann, wenn dies nicht rechtzeitig vom Halter bemerkt wird.

Zum Nestbau ist für die Hausmäuse nicht unbedingt ausschlaggebend, aus welchen Stoffen das Nestmaterial besteht, sondern welche Struktur es aufweist und wie gut es sich daher für den Nestbau eignet. So wird ein Nestmaterial mit fadenförmiger Struktur (beispielsweise Holzwolle) Materialien mit nicht-fadenförmiger Struktur (z.B. Holzspäne) vorgezogen, weil sich aus der Holzwolle ein dauerhaft stabiles Nest anfertigen lässt, aus den Holzspänen dagegen nicht. Wenn die Tiere mehr als einen Materialtyp zum Nestbau zur Verfügung haben, so stellen sie in der Regel Nester her, die aus einer Kombination dieser Materialien bestehen.

Wird Heu oder Stroh gereicht, so wird dies in der Regel noch mit den Nagezähnen bearbeitet und die Tiere sind dadurch beschäftigt, was Langeweile und damit dem Entstehen von Verhaltensstereotypen vorbeugt. Wie Untersuchungen gezeigt haben, verwenden Hausmäuse zwischen 10 – 20 % ihrer Aktivitätszeit auf den Nestbau und die Bearbeitung des Nestmaterials. Die Bearbeitung des Nestmaterials und der Bau eines Nests gibt den Hausmäusen die Gelegenheit, einen Teil ihrer Umwelt zu manipulieren, was wiederum einen wesentlichen Aspekt beim *Environmental Enrichment* darstellt. Außerdem wird durch das Zerspleißen der einzelnen Halme mit den Zähnen für einen zusätzlichen Abrieb der zeitlebens nachwachsenden Schneidezähne gesorgt, was sich positiv auf die Zahngesundheit

auswirkt. Mitunter wird auch Zeitungspapier oder Zellstoff als Nestmaterial angeboten. Zwar sind die Tiere auch hier mit dem Zerkleinern des Materials beschäftigt, aber die Druckerschwärze der Zeitungen enthält gesundheitsschädigende Stoffe und oftmals ist auch der Zellstoff behandelt (z.B. parfümiert). Werden natürliche Materialien wie Heu oder Stroh angeboten, ergeben sich solche Probleme erst gar nicht. Außerdem sind die Nester aus solchem Material in der Regel so stabil, dass sie zur Reinigung des Käfigs herausgenommen und nach erfolgter Reinigung wieder an Ort und Stelle eingebracht werden können, ohne dass sie dabei zerstört werden. Das den Hausmäusen bekannte Nest kann so dabei helfen, den Stress bei der Käfigreinigung zu minimieren (s.u.).

Eine weitere Möglichkeit, den Käfig für Hausmäuse interessanter zu gestalten, ist das Anbringen eines Laufrades. Wie Untersuchungen gezeigt haben, werden Käfige mit Laufrädern gegenüber Käfigen ohne Laufrad von den Tieren klar präferiert. Beim Anbieten verschiedener Käfigeinrichtungen in denen die Tiere ihrem Bewegungsbedürfnis nachgehen konnten (getestet wurde ein ringförmiger Tunnel, ein komplex aufgebautes Tunnelsystem sowie ein Laufrad), wurde ebenfalls das Laufrad deutlich bevorzugt. Darüber hinaus stellt sich bei der Nutzung eines Laufrades weniger schnell ein Gewöhnungseffekt ein als bei der Nutzung anderer Käfigkomponenten, d.h. Hausmäuse benutzen ein Laufrad auch über einen längeren Zeitraum mit gleich hoher Intensität, während die Nutzungintensität bei vielen anderen Einrichtungsgegenständen im Laufe der Zeit deutlich nachlässt. Hausmäuse sind auch bereit, für den Zugang zu einem Laufrad eine gewisse Arbeitsleistung zu erbringen (z.B. einen Hebel zu drücken). Um ein Laufrad nutzen zu können sind sie auch bereit, mehr Arbeit zu leisten als für die Nutzung anderer Käfigkomponenten (etwa einer komplexen Tunnelanlage).

Laufräder gibt es in verschiedenen Bauweisen, wobei Hausmäuse diese verschiedenen Bautypen – wenn sie die Wahl haben – unterschiedlich häufig nutzen. So werden beispielsweise herkömmliche, vertikal rotierende Laufräder mit einer nur aus Sprossen bestehenden Lauffläche nicht so gerne von den Tieren genutzt. Wird dagegen außen um

die Lauffläche eine geschlossene Manschette angebracht, dann benutzen Hausmäuse solche modifizierten Laufräder deutlich häufiger und länger, da die Manschette den Tieren wahrscheinlich zusätzlichen Halt beim Laufen bietet. Generell sind vertikal rotierende Laufräder mit geschlossener Lauffläche und Rückwand solchen mit Sprossen und Speichen vorzuziehen, da das Verletzungsrisiko (Quetschungen und Knochenbrüche an den Extremitäten und am Schwanz) bei offenen Laufrädern viel größer ist, als bei der geschlossenen Bauweise. Auch werden vertikal rotierende Laufräder mit einem größeren Durchmesser deutlich gegenüber Laufrädern mit kleinerem Durchmesser bevorzugt (getestet wurden Räder mit 13 cm und 17 cm Durchmesser). Um beim Laufen im Laufrad die Gefahr einer Wirbelsäulenverkrümmung zu minimieren, sollte das Laufrad für Hausmäuse einen Mindestdurchmesser von 20 cm aufweisen. Ist der Durchmesser kleiner (dies ist bei vielen, im Handel angebotenen Laufrädern der Fall), so müssen die Tiere beim Laufen in dem Rad den Rücken bauchwärts durchdrücken, wodurch die Wirbelkörper der Wirbelsäule stark gegeneinander verschoben werden, was auf Dauer zu einer Schädigung der Wirbelsäule führt. Mittlerweile sind auch horizontal rotierende Laufräder im Handel erhältlich, die ebenfalls gerne von den Hausmäusen angenommen werden, dabei aber ein geringeres Verletzungsrisiko bergen und auch nicht zu einer Schädigung der Wirbelsäule führen (allerdings auch mehr Platz im Käfig beanspruchen).

Durch die Nutzung eines Laufrades kann stereotypes Verhalten wie das Benagen der Gitterstäbe deutlich minimiert werden. Waren beispielsweise Tiere in Käfigen ohne ein Laufrad zu etwa 10 % ihrer Aktivitätszeit mit stereotypem Verhalten beschäftigt, so verringerte sich dieser Anteil auf etwa 1 % wenn den Tieren ein Laufrad angeboten wurde (es liegen allerdings auch Untersuchungen vor, bei denen kein Rückgang stereotypere Verhaltensweisen beim Anbieten eines Laufrades beobachtet werden konnte). Dabei zeigten beide Gruppen eine vergleichbare, absolute Aktivitätszeit – der Rückgang des stereotypen Verhaltens war also nicht die Folge einer gesteigerten Aktivität bei den Hausmäusen mit Zugang zu einem Laufrad.

Nach Meinung einiger Autoren stellt das Laufen im Laufrad allerdings ebenfalls eine Form von stereotypem Verhalten dar und der Rückgang von stereotypen Verhaltensweisen wie das Benagen der Gitterstäbe wird nach dieser Deutungsweise lediglich durch die Nutzung des Laufrades ersetzt. Durch die Aktivität im Laufrad scheinen ähnliche Stoffwechselmechanismen in Gang gesetzt zu werden, wie dies beim Konsum von Drogen (Kokain, Alkohol etc.) der Fall ist (beispielsweise wird im Streifenhügel [*Corpus striatum*] bzw. dem Mandelkern [*Amygdala*] des Großhirns durch die Laufradaktivität die Synthese von FOS-Proteinen gesteigert, was wiederum die neurale Aktivität im Streifenhügel beeinflusst; die neuronale Aktivität im Streifenhügel steuert unter anderem das Zusammenwirken von Motivationen und Emotionen im Gehirn, welches sich unter Drogeneinfluss verändert). Eindeutig geklärt sind diese Zusammenhänge allerdings noch nicht. Darüber hinaus ist zu diesen Untersuchungen auch anzumerken, dass die Tiere jeweils als alleinige Umweltanreicherung nur den Zugang zu einem Laufrad hatten, ansonsten aber in Standardlaborkäfigen ohne weiteres *Environmental Enrichment* gehalten wurden. Eventuell ist hierin der Grund zu suchen, warum die Stereotypen nicht weniger wurden bzw. warum die Nutzung des Laufrades physiologische Reaktionen hervorrief, die denen bei stereotypen Verhaltensweisen ähnelten. In Käfigen, die neben einem Laufrad auch noch andere Einrichtungsgegenstände enthalten, die zu einer Steigerung der Umweltkomplexität führen, kann ein Laufrad höchstwahrscheinlich durchaus zu einem gesteigerten Wohlbefinden der Tiere beitragen. Untersuchungen in dieser Richtung haben ergeben, dass die Auswirkungen eines Laufrades in Kombination mit anderen Elementen einer Umweltanreicherung synergistische (sich gegenseitig verstärkende) und nicht bloß additive Effekte auf das Wohlbefinden der Tiere haben.

Zu beachten ist in Bezug auf den Käfigstandort, dass Hausmäuse die Laufräder nahezu ausschließlich des Nachts benutzen (mehr als 80 % der Laufradaktivität erfolgt des Nachts) und dabei eine entsprechende Geräuschkulisse verursachen. Der Käfigstandort sollte also so gewählt werden, dass der Halter des Nachts nicht durch die Aktivität der Tiere in dem Laufrad gestört wird.

Als weiterer Käfigausstattung sollte den Hausmäusen eine Schale mit Sand angeboten werden, den die Tiere zur Fellpflege (Sandbaden) und zum Graben benutzen. Als Sand eignet sich etwa feiner Quarzsand („Spielsand“) oder auch Vogelsand ohne Kalkanteil (in manchen Vogelsand werden zerstoßene Muschelschalen gemischt, die häufig recht scharfkantig sind und bei den Hausmäusen zu Verletzungen an Händen und Füßen führen können). Zum Graben eignen sich auch Behälter mit angefeuchteter Erde oder ausgestochene, kräuterreiche Grassoden. Als Erde sollte hier nur Mineralboden und kein Torf benutzt werden, da der Torf zu einer starken Staubentwicklung neigt, wenn dieser trocken wird und dann zu Atemwegsreizungen führen kann. Aus diesem Grund ist Torf auch als Ersatz für die handelsübliche Kleintierstreu ungeeignet. Um der Staubentwicklung vorzubeugen könnte der Torf zwar angefeuchtet werden, dann müssen sich die Tiere aber dauerhaft auf feuchtem Material bewegen, wodurch sie sich leicht Erkältungskrankheiten zuziehen.

Einen nicht zu unterschätzenden Eingriff in die Umwelt der Tiere stellt die Reinigung des Käfigs dar, da hierbei viele geruchliche Orientierungspunkte zerstört werden, was bei Hausmäusen nachweislich zu erhöhter Aggression führt. Es hat sich allerdings gezeigt, dass die Tiere unterschiedlich auf den Austausch der Einstreu und des Nestmaterials reagieren. Wird das Nestmaterial aus dem verschmutzten in den gesäuberten Käfig übertragen, so trägt dies im Allgemeinen dazu bei, Aggressionen bei den Bewohnern abzubauen, wenn diese in den gesäuberten Käfig zurück gesetzt werden.

Da die Hausmäuse in einem Käfig nicht nur in der Einstreu ihre Geruchsmarkierungen absetzen, sondern auch nahezu alle Käfigeinrichtungen mit Urin markieren, führt ein kompletter Austausch der Einstreu ohne gründlicher Reinigung des Käfigs und der Einrichtungsgegenstände oftmals zu vermehrten Aggressionen. Erklärt wird dies damit, dass die Territorialmarkierungen am Käfig und an den Einrichtungsgegenständen erhalten bleiben, während die Geruchsinformationen über die Gruppenmitglieder durch den Austausch der Einstreu verloren gehen. Daher werden die anderen Tiere, deren Geruchsmarkierungen zum größten Teil entfernt wer-

den, von dem dominanten Tier, von dem die meisten Territorialmarkierungen stammen, als Fremde eingestuft und entsprechend bekämpft.

Wird dagegen mit Kot oder Urin verschmutzte Einstreu in den gesäuberten Käfig zurück gegeben, so führt dies allerdings ebenfalls sehr häufig zu einer Zunahme der Aggression unter den Tieren. Der Grund hierfür ist wahrscheinlich, dass beim teilweisen Austausch der Einstreu die Geruchsinformationen „durcheinander“ gebracht werden. Hausmäuse können beispielsweise erkennen, welches Tier die Urinmarkierung eines anderen Tieres übermarkiert hat und nutzen diese Informationen, um eine stabile Dominanzhierarchie zu etablieren (normalerweise ist ein übermarkierendes Tier auch ein dominantes Tier). Durch den teilweisen Austausch und das Vermischen der Einstreu bei der Käfigreinigung geht diese Information vermutlich verloren und die Tiere versuchen dann durch aggressives Verhalten eine neue Hierarchie zu etablieren.

Da die Ausscheidungen der Hausmäuse einen intensiven Geruch entwickeln (v.a. der Urin), wird der Halter allerdings nicht umhin kommen, den Käfig einmal wöchentlich zu reinigen, auch wenn dies mit Stress für die Tiere verbunden ist. Wenn alte Einstreu im Käfig belassen werden soll, dann sollte die Reinigung so erfolgen, dass diese alte Einstreu nicht durcheinander geworfen wird. Dazu kann der zu entfernende Teil der Einstreu mit einer Schaufel vorsichtig aus dem Käfig herausgenommen werden. Das Nest, oder zumindest ein Teil davon, sollte möglichst immer in den gereinigten Käfig mit übernommen werden. Das teilweise Entfernen von stark verschmutzter Einstreu wird dadurch erleichtert, dass Hausmäuse in der Regel ihre Exkremente nicht wahllos im Käfig verteilen, sondern diese immer an einer bestimmten Stelle absetzen, sofern der Käfig groß genug für die Anlage einer solchen Latrine ist. Dieser Teil der Einstreu kann dann selektiv entfernt und durch neues Material ersetzt werden, ohne die Geruchsmarkierungen im Rest der Einstreu zu zerstören.

Wenn gezüchtet wird, dann sollte innerhalb der ersten Woche nach Geburt der Jungtiere auf eine Käfigreinigung verzichtet werden, da die Jungtiere in diesem Alter sehr empfindlich auf Störungen

reagieren. Außerdem kann die geruchliche Veränderung in der Umwelt durch eine Reinigung des Käfigs bei den Müttern das Verlassen der Jungtiere oder sogar Kannibalismus ausgelöst werden (siehe hierzu auch Kapitel 7.5.2, S. 278).

Auch im Hinblick auf die Ernährung ist ein *Environmental Enrichment* wünschenswert. Dies kann beispielsweise dadurch erreicht werden, dass sich die Tiere ihr Futter zumindest zum Teil selber erarbeiten müssen. Studien haben gezeigt, dass es viele Tiere bevorzugen, selber nach ihrem Futter zu suchen, selbst dann, wenn ihnen zusätzlich leicht erreichbares Futter in einem Napf angeboten wird (siehe auch Kapitel 7.6.3, S. 322).

Neben diesen vielen positiven Effekten des *Environmental Enrichment* wird teilweise aber auch von negativen Auswirkungen berichtet. Auch in komplexer ausgestatteten Käfigen treten dennoch bei vielen Tieren weiterhin Stereotypien wie das Benagen der Gitterstäbe auf. Zum Teil führt das *Enrichment* dazu, dass einzelne, dominante Tiere bestimmte Ressourcen allein für sich in Anspruch nehmen und anderen Gruppenmitgliedern den Zugang verwehren. Einige Autoren vermuten, dass das Sozialsystem der Hausmäuse unter solchen Bedingungen von einer Dominanzhierarchie zu territorialem Verhalten wechselt. Dies hat oft einen Anstieg im aggressiven Verhalten zur Folge, wohingegen die Tiere, denen der Zugang zu bestimmten Ressourcen verwehrt wird, frustriert werden, was wiederum ein vermehrtes Auftreten von Stereotypien bei diesen Individuen nach sich ziehen kann. Zu solchen Entwicklungen kommt es allerdings fast ausschließlich bei der Haltung reiner Männchengruppen und vor allen Dingen dann, wenn den Tieren nur eine oder einige wenige zusätzliche Ressourcen (beispielsweise ein Laufrad) zur Verfügung gestellt werden. Eine Monopolisierung von Ressourcen und ein Anstieg aggressiver Handlungen bei der Haltung von Familiengruppen sind dagegen nur sehr selten zu beobachten. Auch aus diesem Grund ist daher die Haltung von Familiengruppen für die Heimtierhaltung zu empfehlen (s.o.).

Mitunter wird bei Tieren in komplex eingerichteten Käfigen auch ein Anstieg der Cortisolkonzentration im Blutplasma beobachtet, was klassischer-

weise als ein Hinweis darauf gedeutet wird, dass die Tiere einem gewissen Stress ausgesetzt sind und von daher das *Enrichment* das Wohlbefinden der Hausmäuse eher negativ beeinflusst (ein dauerhaft erhöhter Cortisolspiegel wirkt sich negativ auf die Gesundheit der betroffenen Tiere aus). Mittlerweile vermehren sich aber die Hinweise, dass eine erhöhte Cortisolkonzentration nicht ausschließlich als eine Stressreaktion zu deuten ist, sondern ebenso durch die vermehrte lokomotorische Aktivität in den komplexer ausgestatteten Käfigen hervorgerufen werden kann. Außerdem lag die Höhe der Cortisolkonzentration bei den meisten Untersuchungen noch innerhalb eines physiologisch normalen Rahmens. Demnach wäre der erhöhte Cortisolspiegel also nicht zwingend mit einer Verschlechterung des Wohlbefindens der Tiere gleichzusetzen.

Vor der komplexen Einrichtung des Käfigs sollte man sich allerdings klar machen, dass sich das Einfangen der Tiere – beispielsweise zur Überprüfung des Gesundheitszustandes – in solchen Käfigen mitunter schwieriger gestaltet als in weniger komplex eingerichteten Unterkünften. Wenn erst die gesamte Käfigeinrichtung zerlegt werden muss, um beispielsweise ein krankes Tier einzufangen, so läuft dies dem Ziel, das Wohlbefinden der Hausmäuse zu steigern, deutlich entgegen, da solche Aktionen mit einem enormen Stress für die betroffenen Tiere verbunden sind. Es ist daher zu überlegen, ob nicht Einrichtungsgegenstände – beispielsweise Schlafhäuschen mit festem Boden und einem verschließbaren Eingang – verwendet werden können, in die sich die Tiere gerne zurückziehen und mit denen sie dann aus dem Käfig herausgehoben werden können, ohne dass die gesamte Käfigeinrichtung demontiert werden muss.

Alles in allem bleibt festzuhalten, dass die positiven Auswirkungen einer angereicherten Käfigumwelt auf das Wohlbefinden der gehaltenen Hausmäuse bei weitem deren Nachteile überwiegt und dass jeder Halter bemüht sein sollte, den Tieren eine solche Umwelt zur Verfügung zu stellen.

### 7.6.3 Besonderheiten der Ernährung

Das Futter kann in Ton- oder Keramikschalen gereicht werden, die so schwer sein sollten, dass sie

nicht von den Tieren umgeworfen werden können. Die Gefäße sollten auch nicht zu groß sein, damit die Tiere sich nicht in die Schalen setzen und das Futter durch ihren Kot und Urin verschmutzen. Eine Form des *Environmental Enrichment* (siehe Kapitel 7.6.2, S. 314) sollte darin bestehen, dass ein Teil des Futters nicht einfach im Napf angeboten, sondern im Käfig versteckt wird. Hierbei ist allerdings darauf zu achten, dass die Tiere das versteckte Futter auch finden können und es nicht so lange im Käfig bleibt, bis es verdorben ist (und dann eventuell von den Tieren aufgenommen wird und zu Gesundheitsproblemen führt).

Als Möglichkeit zur Wasseraufnahme sollten nur außen am Käfig angebrachte Trinkflaschen zum Einsatz kommen, da dies die hygienischste Form der Wasserversorgung darstellt. Das Anbieten von Wasserschalen im Käfig ist keine geeignete Lösung, da das Wasser in solchen Schalen innerhalb kürzester Zeit durch Einstreu verschmutzt wird und die Einstreu um die Schalen herum stark vernässt, was sich wiederum negativ auf die Gesundheit der Tiere auswirken kann. Das Wasser in den Trinkflaschen kann dagegen nicht von den Tieren verschmutzt werden und die Einstreu bleibt trocken. Allerdings sollte trotzdem das Wasser in den Flaschen täglich gewechselt und die Flaschen dabei auf Dichtigkeit überprüft werden. Die Flaschen sind so am Käfig anzubringen, dass auch für die kleineren Tiere eine Wasseraufnahme problemlos möglich ist.

Hausmäuse verfügen ähnlich wie die anderen Nagetiere und die Kaninchen über einen, im Vergleich zu anderen Tierarten relativ großen Blinddarm, welcher die Tiere bei der Verwertung von zellulosehaltigen Pflanzenbestandteilen (Rohfasern) unterstützt. Allerdings benötigen Hausmäuse ähnlich wie Wanderratten (siehe Kapitel 6.6.3, S. 223) deutlich weniger vegetarische Nahrungsbestandteile als rein herbivore Arten wie beispielsweise Chinchillas, Meerschweinchen oder Kaninchen. Aber auch wenn die Verwertung von Rohfaser bei der Hausmaus wesentlich geringer ausgeprägt ist, als bei den sich überwiegend vegetarisch ernährenden Nagetierarten oder den Kaninchen, so bedingt der mikrobielle Abbau der Rohfaser im Blinddarm häufig auch bei den Hausmäusen Verdauungsprobleme, wenn eine plötzliche Futterumstellung erfolgt.



Daher sollte auch bei der Hausmaus darauf geachtet werden, dass eine Futterumstellung immer nur schrittweise erfolgt, damit die Mikroorganismen im Blinddarm Zeit haben, sich an die geänderte Nahrungszusammensetzung anzupassen. So können relativ einfach die meisten der verdauungsbedingten Erkrankungen der Hausmaus vermieden werden.

Im Gegensatz zu den rein herbivoren Arten benötigen Hausmäuse ähnlich wie Gold- und Zwerghamster für eine gesunde Ernährung einen gewissen Anteil an tierischem Protein. Die Zufütterung von tierischem Protein sollte wie bei der Wanderratte (siehe Kapitel 6.6.3, S. 223) auf etwa einmal pro Woche beschränkt werden, da viele solcher Futtermittel einen relativ hohen Fettanteil aufweisen. Als Quelle für tierisches Protein eignet sich beispielsweise Quark, Naturjoghurt (ungezuckert), Frischkäse, gekochtes Ei oder auch gekochtes Fleisch oder gekochter Fisch. Es sollte auch hier darauf geachtet werden, dass jeweils nur so viel von diesen Futtermitteln angeboten wird, wie die Tiere unmittelbar verzehren. Auch lebende Nahrung wie beispielsweise Mehlwürmer, oder kleinere Insektenimagines (Grillen, Heuschrecken) kann den Tieren im Sinne einer Umwultanreicherung angeboten werden. Wird den Tieren das Lebendfutter nicht direkt aus der Hand gereicht, sondern die Futtertiere im Käfig freigelassen, so ist aus hygienischen Gründen sicher zu stellen, dass diese Futtertiere auch tatsächlich von den Hausmäusen gefressen werden. Viele der angebotenen Futtertiere sind Vorratsschädlinge des Menschen und als Halter sollte man sicher gehen, dass diese Futtertiere nicht entkommen und sich dann unkontrolliert in der eigenen Wohnung vermehren. Es ist allerdings im Interesse der Hausmause, nicht vollständig auf diesen Teil der Fütterung zu verzichten, da die „Jagd“ nach dem Lebendfutter für die Tiere eine natürliche Komponente des Nahrungssuchverhaltens und damit eine abwechslungsreiche Beschäftigung darstellt.

Die Grundversorgung der Hausmause erfolgt in der Regel über ein Trockenfutter, wobei sich entweder ein Bunt- oder ein Pelletfutter anbietet. Ein Pelletfutter wird meistens in kommerziellen Hausmauszuchten gegeben, wobei bei dieser Art der Fütterung der Vorteil darin liegt, dass die Tiere auf diese Weise mit allen wichtigen Nährstoffen ver-

sorgt sind (die Pellets sind in der Regel mit allen wichtigen Vitaminen und Spurenelementen supplementiert). Bei einem Buntfutter, d.h. einem Mischfutter auf Basis nativer Komponenten, welches bei der Heimtierhaltung häufig verfüttert wird, besteht immer die Möglichkeit, dass die Hausmäuse eine selektive Futterwahl treffen. Die selektierten Futterbestandteile sind dann häufig die Bestandteile mit einem hohen Kohlenhydrat- (beispielsweise Sämereien mit einem hohen Stärkegehalt) oder Fettanteil (beispielsweise Ölsaaten wie Sonnenblumenkerne, Erdnüsse, Hanfsamen, Kürbiskerne u.a.), was dann unter Umständen zu Übergewicht (Adipositas) bei den Tieren führen kann. Von diesem Standpunkt aus gesehen, wäre ein Pelletfutter auch für Hausmäuse also nicht unbedingt „schlechter“ oder „weniger geeignet“ als ein Mischfutter auf Basis nativer Komponenten. Allerdings kommt es beim Pelletfutter häufig zu Akzeptanzproblemen, wenn die Tiere dies nicht gewöhnt sind.

Das Trockenfutter kann durch die Gabe von Frisch- oder Grünfutter wie beispielsweise frische Gräser und Kräuter sowie durch Obst und Gemüse ergänzt werden. Von den Hausmäusen werden fast alle Arten von Obst und Gemüse gefressen, es sollte allerdings darauf geachtet werden, dass die Tiere keine stark blähenden Lebensmittel wie die verschiedenen Kohlsorten, Zwiebeln, Hülsenfrüchte, oder auch reife Birnen erhalten. An Obst werden gerne Äpfel, Bananen, Erdbeeren und verschiedene Beerenobst gefressen, an Gemüse unter anderem Möhren, Pastinakwurzeln, Gurken, Fenchel oder verschiedene Blattsalate. Von Obst- und Gemüsesorten mit sehr hohem Feuchtigkeitsgehalt (z.B. Beerenobst, Gurke, Blattsalate) sollten immer nur geringe Mengen gefüttert werden, da die Tiere sonst Durchfall bekommen können. Wird Steinobst wie beispielsweise Kirschen, Pflaumen oder Pfirsiche gefüttert, so ist darauf zu achten, dass die Kerne entfernt werden, da diese (bzw. der Sämeling innerhalb des Kerns) meistens höhere Konzentrationen an giftiger Blausäure enthalten und nicht ausgeschlossen werden kann, dass die Hausmause diese benagen. Auch diese Obstsorten sollten nur sparsam verfüttert werden, da sie in größeren Mengen abführend wirken.

Als Aufwertung des Nahrungsangebots eignen sich auch frische Gräser und Kräuter. Hier können nahezu alle Arten verfüttert werden, die draußen zu finden sind. Auch verschiedene Küchenkräuter eignen sich als Grünfutter für Hausmäuse. Beim Sammeln von Wildgräsern und -kräutern sollte nur darauf geachtet werden, dass dies nicht in unmittelbarer Nähe einer vielbefahrenen Straße oder eines intensiv genutzten Ackers geschieht. Auch die Entnahme von Pflanzen aus Naturschutzgebieten verbietet sich selbstverständlich. Vor dem Sammeln größerer Pflanzenmengen ist der Besitzer der entsprechenden Fläche natürlich um Erlaubnis zu fragen. Alle gesammelten Pflanzen sollten trotzdem vor dem Verfüttern gründlich abgewaschen werden.

Auch bei der Fütterung von Frischfutter ist darauf zu achten, dass jeweils nur so viel gegeben wird, wie die Tiere in kurzer Zeit verzehren können. Älteres, nicht gefressenes Frischfutter ist täglich aus dem Käfig zu entfernen um zu verhindern, dass die Hausmäuse verdorbenes Futter aufnehmen. Zu beachten ist bei selbst gesammeltem Grünfutter weiterhin, dass dies nicht dicht gepresst in luftundurchlässigen Behältern (z.B. Plastiktüten) gelagert werden kann, da das Pflanzenmaterial bereits innerhalb kürzester Zeit (oft schon innerhalb eines Tages) zu gären anfängt und dann als Futter für Hausmäuse nicht mehr zu gebrauchen ist (ein untrügliches Zeichen für das Einsetzen des Gärprozesses ist das Warm werden des Futters).

Ist ein Sammeln von frischen Gräsern oder Kräutern nicht möglich, so können den Tieren auch getrocknete Kräuter, wie sie z.T. im Handel angeboten werden, zur Bereicherung des Speiseplans zugefüttert werden. Hierbei umgeht man auch das Problem mit der Vergärung des gelagerten Frischfutters.

Obwohl Hausmäuse im Vergleich zu Kaninchen, Meerschweinchen oder Chinchilla in sehr viel geringerem Umfang auf eine rohfaserreiche Ernährung angewiesen sind, sollte den Tieren immer Heu *ad libitum* zur Verfügung stehen. Wenn auch nicht das gesamte Heu gefressen wird, so bietet es den Tieren dennoch Beschäftigung und kann zum Nestbau verwendet werden (siehe Kapitel 7.6.2, S. 314).

Durch die einzelne Gabe von Sonnenblumenkernen, Kürbiskernen, ungesalzenen Erdnüssen, Haselnüssen oder ähnlichem aus der Hand des Halters gelingt es schnell, die Hausmäuse handzahn zu bekommen (was unter anderem das Handling der Tiere erleichtert; siehe Kapitel 7.6.4, S. 325). Da die erwähnten Sämereien und Nüsse einen sehr hohen Fettgehalt aufweisen, sollten von diesen Futtermitteln allerdings keine allzu großen Mengen verfüttert werden, da die Tiere ansonsten schnell übergewichtig werden. Ähnlich wie bei den Wanderratten (siehe Kapitel 6.6.3, S. 223) nimmt darüber hinaus auch bei Hausmäusen mit steigendem Fettgehalt des Futters das Risiko zur Bildung von Gesäugetumoren und Haut-Papillomen zu, die Funktion des Immunsystems wird negativ beeinträchtigt und die Lebenserwartung der Tiere nimmt ab (siehe Kapitel 7.4, S. 255).

In vielen Heimtierratgebern wird als zusätzliches Futtermittel für Hausmäuse altes, hart gewordenes Brot empfohlen. Dies ist bemerkenswert, da von denselben Autoren altes Brot als Futtermittel für andere Nagetiere oder Kaninchen kategorisch abgelehnt wird – und dies nicht ohne Grund. Als Argumente, warum dieses Brot für andere Nagetiere und Kaninchen abzulehnen ist, werden der Salzgehalt, der hohe Stärkeanteil sowie die Gefahr des Auftretens von Schimmelpilzsporen, die oft giftige Substanzen produzieren, angeführt. Warum dieselben Autoren dann allerdings trockenes Brot als für Hausmäuse geeignet ansehen, bleibt unverständlich. Abgesehen von dem hohen Stärkegehalt, mit dem der Verdauungstrakt der Hausmäuse besser umgehen kann, als dies beispielsweise bei Kaninchen, Meerschweinchen oder Chinchillas der Fall ist, macht der hohe Salzgehalt und die Gefahr des Auftretens von Schimmelpilzsporen altes Brot als Futtermittel für Hausmäuse genauso ungeeignet, wie dies für die anderen Kleinsäugetierarten gilt. Um einen ausreichenden Zahnabrieb zu gewährleisten (ein Argument, welches nach Meinung dieser Autoren für das Verfüttern von trockenem Brot an Hausmäuse spricht), reicht auch bei Hausmäusen in der Regel die Versorgung mit Heu sowie die Ausstattung des Käfigs mit Ästen und Zweigen, die von den Tieren benagt werden können. Für den Zahnabrieb ist nicht die Härte des benagten Materials entscheidend, sondern die Zeitdauer, mit der ein

Gegenstand benagt wird, da sich die Zähne nicht an dem benagten Material sondern nur an sich selber abschleifen.

#### 7.6.4 Umgang mit den Tieren

In der Regel sind Hausmäuse relativ zahm und neigen kaum dazu, den Halter zu beißen, wenn sie angefasst werden. Durch das Anbieten kleiner Leckerbissen (Sonnenblumenkerne, Rosinen o.ä.) können die Tiere darüber hinaus schnell an die menschliche Hand gewöhnt werden.

Soll ein Tier hochgehoben werden, so bilden beide Hände eine Höhlung, mit der das Tier umfasst und hochgehoben wird. Auch ein Becherglas oder ein ähnliches Behältnis, in das man das Tier hineinlaufen lässt, kann zum Hochheben benutzt werden. Es ist dann aber darauf zu achten, dass die Becheröffnung beim Hochheben zugedeckt wird, damit das Tier nicht aus dem Becher herausspringt und sich durch einen Sturz aus größerer Höhe verletzt. Das Hochheben am Schwanz oder an der Schwanzwurzel sollte dagegen vermieden werden, da dies zu Frakturen des Schwanzes bis hin zum Abreißen der Schwanzhaut führen kann. Vor allem bei großen, schweren oder bei trächtigen Tieren muss das Hochheben am Schwanz auf jeden Fall unterbleiben.

Muss ein Tier genauer untersucht werden, so kann dieses durch einen Griff an der Nackenhaut unmittelbar hinter dem Kopf fixiert werden. Um ein Umdrehen und Zubeißen des Tieres zu vermeiden, sollte die Hautfalte knapp hinter dem Kopf mit Daumen und Zeigefinger gefasst werden. Wenn das Tier während des Hochhebens anfängt mit Händen und Füßen zu treten, so sollten diese mit der anderen Hand unterstützt werden (dabei ist darauf zu achten, dass das festgehaltene Tier nicht in die Hand beißen kann). In der Regel beruhigt sich das Tier daraufhin schnell wieder. Sobald man merkt, dass man das Tier nicht mehr sicher im Griff hat, sollte man dieses sofort vorsichtig wieder absetzen, damit es einem nicht aus der Hand springt und sich bei dem folgenden Sturz verletzt.

## 7.7 Häufige Krankheiten der Hausmaus

Da viele Krankheiten auch auf das Verhalten der Tiere Einfluss nehmen, kann oftmals auf Grund von Verhaltensänderungen auf eine sich anbahnende Erkrankung geschlossen werden. Daher sollten alle Tiere jeden zweiten bis dritten Tag während ihrer normalen Aktivität sorgfältig beobachtet werden. Wie viele, kaum domestizierte Tierarten, so zeigen auch Hausmäuse eine potentielle Erkrankung oftmals erst dann deutlich, wenn diese bereits sehr weit fortgeschritten ist. Vor diesem Hintergrund ist eine genaue Beobachtung der Tiere um so mehr von Bedeutung, da dem Halter so beispielsweise ungewöhnliche Bewegungsabläufe oder generell eine gedämpfte Aktivität, ein struppiges oder verschmutztes Fell, ungewöhnliche Atemgeräusche oder eine verminderte Nahrungsaufnahme bei regelmäßiger Kontrolle schnell auffallen.

Um das Wohlbefinden der Hausmaus einzuschätzen, können auch Veränderungen im Körpergewicht als Anhaltspunkt dienen. Wenn die Tiere beispielsweise regelmäßig im wöchentlichen Abstand gewogen werden und wenn die ermittelten Werte für jedes Tier dokumentiert werden, so können ungewöhnliche Gewichtszu- oder -abnahmen schnell festgestellt werden. Vor allem größere Gewichtsabnahmen sind häufig ein Zeichen für eine Erkrankung des Tieres und es sollte umgehend ein Tierarzt aufgesucht und diesem die Beobachtungen geschildert werden. Ungewöhnliche Gewichtszunahme können beispielsweise als Hinweis auf die Bildung von Tumoren gewertet werden, vor allem, wenn an ungewöhnlichen Stellen Umfangsvermehrungen auftreten. Auch in einem solchen Fall sollte das Tier einem Tierarzt vorgestellt werden.

Die Hausmaus kann sich Krankheiten zuziehen, die zumindest potentiell auch auf den Menschen übertragbar sind (solche Krankheiten werden allgemein als Zoonosen bezeichnet, siehe auch Kapitel 7.1.3, S. 244). Hierzu zählen beispielsweise bakterielle Erkrankungen wie Polyarthrit (Erreger: *Streptobacillus moniliformis*, *Corynebacterium kutscheri*), Salmonellose (Erreger: *Salmonella typhimurium*, *S. enteritidis*) und Pseudotuberkulose (Erreger: *Yersinia pseudotuberculosis*, *Corynebacterium*).

*terium pseudotuberculosis*, *C. kutscheri*) oder auch Endoparasiten wie Bandwürmer (u.a.: *Hymenolepis nana*, *H. diminuta*) oder Fadenwürmer (für den Menschen von Bedeutung: *Syphacia obvelata*). Die Übertragung solcher Zoonosen kann der Halter jedoch leicht vermeiden, indem er auf eine entsprechende Hygiene achtet und während des Umgangs mit den Tieren selbst keine Nahrung oder Getränke zu sich nimmt und sich nach jedem Kontakt gründlich die Hände wäscht.

**Beachte** In den nachfolgenden Kapiteln sind einige Informationen zu den Erkrankungen zu finden, die bei Hausmäusen in der Heimtierhaltung am Häufigsten auftreten. Diese Auflistung sollte keinesfalls als Ersatz für die Konsultation eines Tierarztes verstanden werden, falls das eigene Tier einmal erkrankt sein sollte.

### 7.7.1 Ernährungsbedingte Krankheiten

Bei der Hausmaus treten ernährungsbedingte Erkrankungen hauptsächlich in Form überlanger Schneidezähne in Erscheinung (die Backenzähne zeigen bei der Hausmaus kein Dauerwachstum). Das abnorme Längenwachstum der Schneidezähne wird bei der Heimtierhaltung häufig durch einen Mangel an geeignetem Nagematerial hervorgerufen. Durch die länger werdenden Zähne stellen die betroffenen Hausmäuse nach und nach das Fressen ein, wodurch der benötigte Zahnabrieb weiter verringert wird und die Schneidezähne noch länger werden. Häufig ist bei den Tieren auch ein erhöhter Speichelfluss (Sialorrhoe) feststellbar, so dass das Fell um die Mundhöhle herum ständig feucht ist (was wiederum entzündliche Hauterkrankungen im Mundbereich zur Folge haben kann). Vor allem die oberen Schneidezähne wachsen in der Regel in einem Bogen in die Mundhöhle hinein, so dass ein solches Längenwachstum oft vom Halter zunächst nicht bemerkt wird. In Extremfällen können die Schneidezähne so lang werden, dass sie in den Gaumen einwachsen oder sogar in die Nasenhöhle durchbrechen. Als Folge dessen tritt dann Nasenbluten auf und der Gaumen bzw. die Nasenhöhle können sich entzünden. Bei einer länger andauernden Appetitlosigkeit (Anorexie) können sich zusätzlich schwere Verdauungsstörungen einstellen,

die sich beispielsweise in schmerzhaften Tympanien (Aufgasungen des Magen-Darm-Traktes) äußern können.

Wenn den Tieren immer ausreichende Mengen an Heu sowie Zweige und Äste von Kernobst oder Weichhölzern zur Verfügung stehen, ist sichergestellt, dass an den lebenslang nachwachsenden Schneidezähnen immer ausreichend Zahnabrieb stattfindet und ein übermäßiges Längenwachstum unterbleibt.

Es gibt aber auch Fälle, bei denen Zahnfehlstellungen für das abnorme Schneidezahnwachstum verantwortlich sind, so dass hier auch ein ausreichendes Angebot an Nagematerial keine Abhilfe schafft. In einem solchen Fall müssen die Schneidezähne regelmäßig von einem Tierarzt eingekürzt werden. Da solche Fehlstellungen in der Regel angeboren sind, sollten diese Tiere nicht zur Zucht verwendet werden, damit dieser Gendefekt nicht an die nachfolgenden Generationen weitergegeben wird.

### 7.7.2 Erkrankungen des Atemtraktes

Einer der häufigsten Gründe, warum Hausmäuse einem Tierarzt vorgestellt werden, ist eine Erkrankung der Atemwege, die unter Umständen auch chronisch werden kann und dann als chronisches respiratorisches Syndrom bezeichnet wird. Ausgelöst wird eine Erkrankung der Atemwege meistens durch schlechte Haltungsbedingungen wie Zugluft sowie dauerhaft feuchte oder stark verschmutzte Einstreu in Verbindung mit einer hohen Ammoniakkonzentration im Käfig.

Eine Erkrankung des Atemtraktes kann durch eine Vielzahl von viralen und bakteriellen Erregern ausgelöst werden und nicht selten liegt eine Mischinfektion mit zwei oder mehr Erregern vor. Recht häufig sind als Hauptverursacher das Sendavirus (auch als Murines Parainfluenzavirus 1 bezeichnet), das murine Pneumonievirus (PVM) oder die Bakterienarten *Mycoplasma pulmonis* (der Erreger der Mykoplasmosen bei der Wanderratte; siehe Kapitel 6.7.2, S. 226) und – seltener – *Mycoplasma neurolyticum*. Als weitere bakterielle Erreger, die bei

der Hausmaus häufig zusätzlich in Erscheinung treten, werden *Pasteurella pneumotropica*, *Bordetella bronchiseptica*, *Corynebacterium kutscheri* sowie verschiedene Vertreter von Klebsiella, Pneumococcus und Streptococcus genannt.

Eine Erkrankung der Atemwege äußert sich bei der Hausmaus durch einen Schnupfen (Rhinitis), eine Entzündung der Bronchien (Bronchitis) oder der Lunge (Pneumonie), welche in erster Linie mit deutlich hörbaren Atemgeräuschen bei geöffnetem Mund verbunden sind (bei gesunden Tieren ist der Mund beim Atmen geschlossen und es sind keinerlei Atemgeräusche zu vernehmen). Vor allem bei einer fortgeschrittenen Lungenentzündung leiden die Tiere oftmals unter Atemnot (Dyspnoe; solche Fälle zeigen meistens nur eine geringe Heilungschance). Das Fell der erkrankten Tiere wirkt struppig. Die Tiere niesen häufiger, zeigen eine eingeschränkte Aktivität und sitzen längere Zeit apathisch mit gekrümmtem Rücken in einer Ecke des Käfigs.

Auch für den Tierarzt ist es oftmals nicht einfach, eine bakterielle von einer viralen Erkrankungsursache, zu unterscheiden. Obwohl die Gabe von Antibiotika bei einem viralen Erreger nichts bewirken würde, werden – um sicher zu gehen – dennoch in der Regel Breitbandantibiotika eingesetzt, da neben den viralen auch häufig bakterielle Krankheitserreger an der Atemwegserkrankung der Hausmaus beteiligt sind.

Vorbeugend sollte auf optimale Haltungsbedingungen geachtet werden, zu denen auch eine regelmäßige Reinigung des Käfigs und die Vermeidung von dauerhaft zu niedrigen Umgebungstemperaturen sowie die Vermeidung von Zugluft gehört.

Neben den oben genannten Bakterienarten sind bei der Hausmaus eine Reihe weiterer bakterieller Erreger an Atemwegserkrankungen beteiligt. So können beispielsweise der durch Salmonellen hervorgerufene Mäusetypus, eine Infektion mit *Pseudomonas* sowie verschiedene Erreger der Pseudotuberkulose (*Corynebacterium pseudotuberculosis*, *Yersinia pseudotuberculosis*) ebenfalls die Atemorgane der Tiere in Mitleidenschaft ziehen. Symptome können eine Steigerung der Atemfrequenz (Tachypnoe, meistens bei einer Salmonello-

se), eine schwere Lungenentzündung (Pneumonie, häufig bei *Pseudomonas*-Infektionen) oder Atemnot (Dyspnoe, bei der Pseudotuberkulose) sein. Häufig ist bei den erkrankten Hausmäusen auch eine Bewegungs- und Fressunlust zu beobachten, infolgedessen die Tiere deutlich abmagern. Während *Salmonella*- und *Pseudomonas*-Vertreter bei den meisten anderen Tierarten eigentlich eher den Magen-Darmtrakt schädigen, ist dies bei Hausmäusen weniger der Fall. So tritt beispielsweise bei einer *Salmonellen*-Infektion der ansonsten typische Durchfall (Diarrhoe) bei Hausmäusen häufig gar nicht in Erscheinung.

Die Behandlung dieser bakteriellen Erreger erfolgt durch den Tierarzt mit Hilfe geeigneter Antibiotika. Vorbeugend ist auf eine entsprechende Käfighygiene zu achten. *Pseudomonas* wird vor allem über abgestandenes und verschmutztes Trinkwasser übertragen und eine tägliche Reinigung der Trinkflasche und der tägliche Austausch des Trinkwassers können helfen, die Infektionsgefahr auf ein Minimum zu reduzieren. Um der Pseudotuberkulose vorzubeugen sollte darauf geachtet werden, dass als Heimtiere gehaltene Hausmäuse möglichst keinen Kontakt zu wildlebenden Nagetieren und Vögeln haben, da diese Wildtiere ein natürliches Ansteckungsreservoir für die Erreger bilden.

Vor allem bei der Salmonellose und der Pseudotuberkulose ist zu berücksichtigen, dass die Erreger auch für den Menschen gefährlich und in schlimmsten Fällen sogar tödlich sein können. Entsprechende hygienische Maßnahmen beim Umgang mit den Tieren sollte sich der Halter daher von Anfang an angewöhnen.

### 7.7.3 Erkrankungen des Verdauungsapparates

Neben dem übermäßigen Wachstum der Schneidezähne und den damit verbundenen Komplikationen, auf die bereits in Kapitel 7.7.1 (s. S. 326) eingegangen wurde, erkranken Hausmäuse häufiger an einer Entzündung des hinteren Dickdarms (Kolitis), die zunächst mit einem übermäßigen Zellwachstum in der Dickdarmschleimhaut einhergeht (Hyperplasie). In späteren Stadien kommt es zum Absterben größerer Bereiche der Dickdarmschleim-



haut (Nekrosen) sowie zu einem Vorfall des Anus und Teilen des Enddarms (Rektumprolaps). Das Krankheitsbild wird oft auch mit dem zusammenfassenden Begriff „hyperplastische Kolitis“ beschrieben.

An der Entstehung des Krankheitsbildes sind bakterielle Mikroorganismen beteiligt, wobei in der Literatur zwei Arten genannt werden, die bei der Hausmaus eine hyperplastische Kolitis hervorrufen können. Zum Einen wird die Beteiligung von *Helicobacter jejuni* diskutiert, zum Anderen die von *Citrobacter freundii*. Des Weiteren wird Viren als Auslöser der hyperplastischen Kolitis eine gewisse Bedeutung zugeschrieben. Nicht selten lassen sich jedoch weder Viren noch Bakterien oder andere Mikroorganismen als Ursache für die Erkrankung eines Tieres isolieren.

Eine Übertragung der Krankheitserreger soll auf fäkal-oralem Wege möglich sein. Oftmals scheinen aber auch noch das Alter des Tieres, Stresssituationen oder auch eine genetische Veranlagung für den Ausbruch einer hyperplastischen Kolitis eine zusätzliche Rolle zu spielen.

Die am lebenden Tier sichtbaren Symptome wie Durchfall, ein gesträubtes Fell, ein gekrümmter Rücken, Bewegungsunlust und Appetitlosigkeit sind relativ unspezifisch und erschweren – zusammen mit dem oft fehlenden Erregernachweis (s.o.) – somit die Diagnose. Darüber hinaus sind im Kot der erkrankten Tiere auch oftmals noch *Citrobacter*-Arten zu finden, die jedoch nicht für die Erkrankung verantwortlich sind. Eine Unterscheidung der verschiedenen Arten kann jedoch nur mit Hilfe von biochemischen Methoden erfolgen, was eine exakte Zuordnung der Befunde zu einem bestimmten Krankheitsbild weiter verkompliziert. Selbst der Vorfall des Anus ist kein eindeutiges Indiz für das Vorliegen einer hyperplastischen Kolitis, da dieser auch durch einen starken Befall mit Fadenwürmern (Nematoden) ausgelöst werden kann.

Behandelt wird die hyperplastische Kolitis in der Regel durch die Gabe eines geeigneten Antibiotikums. Unterstützend sollte auf eine entsprechende Käfighygiene und optimale Haltungsbedingungen geachtet werden. Zusätzlich können Präbiotika

gegeben werden, um die Wiederherstellung der normalen Darmflora zu unterstützen.

Die typischen Erreger von Darmerkrankungen wie Salmonellen oder Pseudomonas-Vertretern äußern sich bei Hausmäusen eher durch eine Erkrankung der Atemwege als durch das Auftreten einer starken Diarrhoe. Bei einer Salmonellose kann der ansonsten typische Durchfall häufig ganz ausbleiben und bei einer Pseudomonas-Infektion tritt neben einer Enteritis in vielen Fällen auch eine Lungenentzündung auf (siehe auch Kapitel 7.7.2, S. 326).

Vor allem Jungmäuse erkranken häufiger an einer Virusdiarrhoe, die unter anderem durch das Murine Hepatitis-Virus (abgekürzt MHV, ein Coronavirus, in älteren Literaturquellen auch als *lethal intestinal virus of infant mice* LIVIM bezeichnet) oder durch ein bestimmtes Rotavirus (die Erkrankung ist im englischen Sprachgebrauch auch als *epizootic diarrhoea of infant mice* EDIM bekannt) hervorgerufen wird. Gekennzeichnet sind beide Virusinfektionen durch einen gelblichen, schleimigen Durchfall und ein verzögertes Wachstum der Jungtiere. Während die Infektion mit dem Rotavirus meistens innerhalb weniger Tage von alleine abklingt, verläuft die Erkrankung mit dem Coronavirus bei den Jungtieren häufig tödlich. Die Verbreitung der Viren erfolgt in den meisten Fällen auf dem fäkal-oralen Weg, aber auch über den Urin oder durch Sekrete aus dem Atemtrakt soll eine Ansteckung möglich sein. Da es sich hier um Virusinfektionen handelt, gegen die keine geeigneten Medikamente existieren, kann außer der regelmäßigen Säuberung der Analregion von anhaftendem Kot und einer entsprechenden Käfighygiene zur Verhinderung der Verbreitung der Viren nicht viel für die erkrankten Jungtiere getan werden. Besonders das Säubern der Perianalregion ist allerdings wichtig, da eintrocknender Kot zu einem Verschluss der Analregion und damit zum Tod des betroffenen Tieres führen kann.

Als tierische Einzeller (einzellige Endoparasiten), die eine Erkrankung des Darmtraktes bewirken können, sind bei vielen Hausmäusen verschiedene Vertreter der Protozoen zu finden, wobei besonders häufig die drei Flagellaten-Arten *Trichomonas muris*, *Spiroucleus muris* sowie *Giardia muris* nach-



zuweisen sind. Die beiden ersten Arten besiedeln überwiegend den Blinddarm, während *Giardia muris* eher im Dünndarm anzutreffen ist. Nach Etablierung der Protozoen im Darm kommt es zur Bildung von besonderen Dauerformen, den sogenannten Zysten, die mit dem Kot ausgeschieden werden. Über die Aufnahme dieser Zysten erfolgt dann auch eine Infektion neuer Tiere. Erkrankte Tiere zeigen relativ unspezifische Symptome, die von struppigem, glanzlosem Fell, einem geschwellenem Abdomen (bei einem Befall mit Giardien vergrößert sich der Dünndarm) bis hin zu Durchfall reichen können. Bei einem massiven Befall zeigen Jungtiere ein verzögertes Wachstum. Die Behandlung durch den Tierarzt erfolgt durch bestimmte, auch gegen Protozoen wirksame Antibiotika (in den meisten Fällen sind dies sogenannte Nitroimidazole, welche die DNA der Protozoen schädigt und die Einzeller auf diese Weise abtötet), die dem Trinkwasser beigegeben werden können. Um eine Neuinfektion der Tiere über die mit dem Kot ausgeschiedenen Zysten zu vermeiden, sollte der Käfig regelmäßig auch nach Abklingen der Krankheitssymptome gründlich gereinigt werden.

Als mehrzellige, endoparasitäre Krankheitserreger, die den Verdauungstrakt schädigen, sind bei der Hausmaus vor allem Band- (Cestoda) und Fadenwürmer (Nematoda) bekannt.

**Bandwürmer** Als bei Hausmäusen parasitierende Bandwürmer sind häufiger die beiden Arten *Hymenolepis nana* (Zwergbandwurm; Synonym: *Hymenolepis fraterna*) und *Hymenolepis diminuta* (Rattenbandwurm) anzutreffen, die auch viele andere Nagetiere und Hasenartige befallen können. Während die Entwicklung von *H. diminuta* nur über einen Zwischenwirt (Insekten) erfolgen kann, können die mit dem Kot ausgeschiedenen Eier von *H. nana* auch direkt ein anderes Tier infizieren. Des Weiteren können Hausmäuse auch als Fehlwirte für den Katzenbandwurm (*Taenia taeniaeformis*) in Erscheinung treten, wobei sich die Finne in der Leber einkapselt. Bei allen Bandwurmartarten sind nur bei einem massiven Befall Symptome in Form von Durchfall zu beobachten. Jüngere Tiere zeigen unter solchen Bedingungen ein verlangsamtes Wachstum. Mitunter kann es auch zur Verlegung des Darmlumens kommen, was dann nicht

selten den Tod des Tieres zur Folge hat. Behandelt werden befallene Tiere nach Anweisung des Tierarztes mit einem geeigneten Wurmmittel, welches meistens dem Trinkwasser zugesetzt wird. Wichtig ist, dass nach der Erstbehandlung nach einer gewissen Zeit (etwa 1 Woche) eine Zweitbehandlung erfolgen muss, um eine dauerhafte Eliminierung der Bandwürmer zu erreichen (die Medikamente wirken in der Regel nicht gegen die Ei-Stadien der Bandwürmer).

**Fadenwürmer** Neben den Bandwürmern können Hausmäuse auch von einer ganzen Reihe von Fadenwürmern befallen werden, von denen aber nur einige krankheitsauslösend sind (im Wesentlichen sind dies *Syphacia obvelata*, *Syphacia muris*, *Aspiculuris tetraptera* und *Heterakis spumosa*). Die Syphacia-Arten und Aspiculuris befallen meistens den Blinddarm oder den vorderen Dickdarmabschnitt, während Heterakis in der Regel im Dünndarm zu finden ist. Die Eier der Nematoden haften hauptsächlich im Analbereich der infizierten Tiere (vor allem bei den Syphacia-Arten), von wo aus sie von anderen Tieren oral aufgenommen werden (etwa bei der Genitalkontrolle im sozialen Kontext). Zum Teil werden die Eier auch mit dem Kot ausgeschieden und von hier aus oder über kontaminiertes Futter von anderen Tieren aufgenommen. Selbst bei einem starken Befall zeigen gesunde Hausmäuse meistens keine Symptome. Lediglich bei sehr jungen oder anderweitig geschwächten Tieren können Durchfall, Gewichtsverlust oder auch ein Vorfall des Anus (Rektumprolaps) auftreten. Die Behandlung erfolgt durch entsprechende Medikamente, die nach Anleitung durch den Tierarzt entweder dem Trinkwasser zugesetzt oder über das Futter verabreicht werden können. Einige Präparate können auch äußerlich angewandt werden und werden an einer Stelle aufgetragen, die das Tier selber mit dem Mund nicht erreichen kann. Zur Behandlung gehören auch entsprechende Hygienemaßnahmen in der Haltung, wobei der Käfig und das gesamte Zubehör regelmäßig gründlich zu reinigen ist.

Beachtet werden sollte bei einer Infektion mit Bandwürmern (beide Arten) und Nematoden (in erster Linie *Syphacia obvelata*), dass diese mitunter auch den Menschen befallen können. Entspre-

chende Hygienemaßnahmen sind daher auch beim Halter angezeigt.

#### 7.7.4 Erkrankungen des Fells und der Haut

Wie viele andere Säugetiere auch, können Hausmäuse von einer Reihe von Hautpilzen (Dermatophyten) befallen werden. Häufiger kommen beispielsweise *Microsporum gypseum*, *Microsporum canis* sowie *Trichophyton mentagrophytes* vor.

Bei den meisten Tieren sind diese Pilze ständig nachweisbar, wobei es allerdings nicht zu einer Erkrankung kommt. Sichtbare Symptome einer Dermatomykose treten meistens erst dann auf, wenn die Tiere anderweitig, beispielsweise während einer Trächtigkeit, bei Überbelegung des Käfigs, durch einen Befall mit Ektoparasiten (Läuse oder Milben) oder durch ungünstige Umweltbedingungen (hohe Luftfeuchtigkeit oder Hitze) gestresst sind. Die verschiedenen Pilzarten bewirken leicht unterschiedliche, krankhafte Hautveränderungen bei den befallenen Tieren. Bei einer Trichophytie (*Trichophyton mentagrophytes*) sind vornehmlich am Rücken und am Schwanz ovale, haarlose Stellen zu finden, die von einer Kruste bedeckt sind. Wird die Kruste entfernt, so kommen nässende Vertiefungen in der Haut zum Vorschein. Bei einer durch *Microsporum canis* ausgelösten Mikrosporie sind dagegen große runde Stellen am ganzen Körper zu finden, an denen die Haare wie kurz abrasiert wirken. Die runden Stellen sind von kleinen Bläschen und grau-gelben Schuppen bedeckt. Beiden Erkrankungen ist gemeinsam, dass die Hautveränderungen, anders als bei einem Befall mit Läusen oder Milben (s.u.), meistens nicht mit Juckreiz verbunden sind.

Zur Behandlung wird der Tierarzt in leichten Fällen eine geeignete Salbe gegen Pilzkrankungen verschreiben, die auf die betroffenen Hautstellen aufgetragen wird. In sehr hartnäckigen Fällen kann auch der Einsatz eines oral aufgenommenen Pilzmittels, welches meistens dem Futter beige-mischt wird, nötig werden. Während der Behandlung und auch noch einige Zeit danach sollte der Reinigung des Käfigs und der Einrichtungsgegenstände besondere Aufmerksamkeit gewidmet wer-

den. Vor allem Einrichtungsgegenstände mit rauen Oberflächen, die sich nur schlecht reinigen lassen, sollten vorsichtshalber ausgetauscht werden, weil sich hier Pilzsporen ansammeln können. Weiterhin ist für den Menschen Vorsicht beim Umgang mit an Dermatomykose erkrankten Hausmäusen geboten, da diese Hautpilze auch den Menschen befallen können, wobei sich eine Erkrankung in der Regel als Erstes an den Händen und im Gesicht zeigt. Entsprechende Hygienemaßnahmen beim Hantieren mit erkrankten Tieren sind also angezeigt.

Ein ähnliches Krankheitsbild wie bei einer durch Pilze verursachten Hauterkrankung kann bei Hausmäusen auch dann auftreten, wenn sich Kratzer oder Bisswunden entzünden. In der Regel sind hierbei aber keine Pilze sondern bakterielle Erreger für die Hauterkrankung verantwortlich, wobei relativ häufig die beiden Bakterienarten *Staphylococcus aureus* und *Streptococcus zooepidemicus* an den entzündeten Stellen nachgewiesen werden. Bei durch Beißereien hervorgerufenen bakteriellen Hautentzündungen (Dermatitis) sind vor allem der Rücken, der Beckenbereich und der Schwanz betroffen, weil das Zubeißen häufig dann erfolgt, wenn ein Tier versucht, sich den Angriffen eines anderen Tieres durch Flucht zu entziehen. Verstärkte Aggressionen, die zu Beißereien führen, treten vor allem bei der Haltung mehrere Männchen in einem Käfig auf (mit ein Grund dafür, warum diese Haltungsförm nicht zu empfehlen ist, siehe auch Kapitel 7.6.1, S. 311). Bei den Auseinandersetzungen der männlichen Hausmäuse kommt es häufig auch zu Bissen in das Skrotum mit einer anschließenden Entzündung der Hoden (Orchitis). Aber auch ein zu geringes Raumangebot oder ein Futtermangel kann zu gesteigerten Aggressionen und zu Beißereien unter den Tieren führen.

Mitunter können auch allergische Reaktionen und der damit verbundene Juckreiz dazu führen, dass sich die Tiere selber schwere Kratz- und Bisswunden zufügen, welche sich durch eine bakterielle Sekundärinfektion zu einer geschwürbildenden Hautentzündung (ulzerative Dermatitis; hiervon betroffene Tiere werden umgangssprachlich auch als „Kratzmäuse“ bezeichnet) mit tiefen, nässenden Wunden entwickeln. Exakt geklärt ist die Entstehung dieser Hauterkrankung allerdings noch

nicht.

Wenn sich die Oberhaut trotz einer bestehenden Entzündung über der Verletzung schließt, so entstehen Abszesse, die unbehandelt auch zu einer Blutvergiftung (Septikämie) führen können. Die Beteiligung von *Streptococcus zooepidemicus* an den Entzündungsprozessen kann zu einer chronischen Infektion des Organismus führen, von der vor allem die Lymphknoten im Kopfbereich betroffen sind und die in schweren Fällen bis zu einer Lähmung (Parese) der Hinterextremitäten führen kann.

Bei Hautverletzungen des Abdomens kann sich eine Infektion auch bis zum Bauchfell (Peritoneum) ausdehnen und zu einer Bauchfellentzündung (Peritonitis) bei dem betroffenen Tier führen.

Behandelt werden äußerliche Hautentzündungen in leichten Fällen mit einer antibiotisch wirkenden Salbe nach Vorgaben des Tierarztes. Zur Linderung des Juckreizes vor allem bei der ulzerativen Dermatitis kann auch die Gabe von Corticosteroiden sinnvoll sein, um das Kratzen in den Wunden und eine ständige Neuinfektion zu vermeiden. In schwereren Fällen kann auch die orale Gabe von Antibiotika nötig werden. Hat sich ein Abszess gebildet, so wird dieser in der Regel vom Tierarzt geöffnet und gründlich gesäubert und desinfiziert. Auch hier wird der Tierarzt meistens zu einer oralen Gabe von Antibiotika raten. Haben sich bei einem männlichen Tier durch Bisse in das Skrotum auch die Hoden entzündet, so sollte das Tier kastriert werden, um weiteren Komplikationen vorzubeugen. Während der Erkrankung sollte auf eine regelmäßige Käfigreinigung und das Vermeiden ungünstiger Umweltbedingungen besonders geachtet werden. Um Beißereien unter den Tieren möglichst zu vermeiden, sollte auf die Haltung von Männchengruppen verzichtet und auf eine harmonische Gruppenzusammensetzung geachtet werden. Vertragen sich zwei Tiere überhaupt nicht, so sind diese zu trennen.

Bei einer Gruppenhaltung von Hausmäusen kann es vor allen Dingen bei einer Haltung gleichgeschlechtlicher Tiere mitunter dazu kommen, dass sich die Tiere gegenseitig das Fell oder die Barthaare abbeißen, ohne dass dabei die Haut verletzt

wird (das Krankheitsbild wird auch als Trichotilomanie bezeichnet). Oftmals ist es das dominante Tier, welches den anderen Käfiggenossen die Vibrissen und Haare abfrisst. Um dieses Verhalten zu unterbinden, sollte der Käfig eine ausreichende Größe aufweisen und so strukturiert sein, dass sich die Bewohner aus dem Weg gehen können. Wird das dominante Tier einfach aus der Gruppe entfernt, so wachsen die Haare bei den betroffenen Hausmäusen zwar recht schnell wieder nach, allerdings etablieren die verbleibenden Tiere innerhalb kurzer Zeit eine neue Hierarchie und nicht selten beginnt dann das neue dominante Tier damit, den übrigen die Haare abzubeißen. Eine weitere Behandlung der betroffenen Tiere ist nicht nötig, wenn die fehlenden Haare nicht durch eine Pilzinfektion oder eine andere Hauterkrankung hervorgerufen werden. Dies kann unter anderem dadurch festgestellt werden, dass die Enden der abgebissenen Haare bei Vergrößerung mit einer starken Lupe oder einem Mikroskop glatt erscheinen, während die Haarspitzen bei Vorliegen einer Pilzinfektion oder bakteriellen Hautentzündung eher ausgefranst aussehen (da dem Halter meistens die hierfür nötige Ausrüstung fehlt, sollte dies im Zweifelsfall immer von einem Tierarzt untersucht werden).

Ähnlich wie bei den Wanderratten (siehe Kapitel 6.7.4, S. 230) können sich auch bei der Hausmaus am Schwanz ringförmige Nekrosen bilden (engl.: *ring tail*), als deren Folge der abgeschnürte Teil des Schwanzes abstirbt und anschließend abfällt. Häufig tritt diese Erkrankung auf, wenn die relative Luftfeuchtigkeit unter 25 % absinkt. Aber auch ein Mangel an essentiellen Fettsäuren im Futter wird als Grund für die ringförmigen Schwanznekrosen diskutiert.

Eine Behandlung durch den Tierarzt besteht in der Regel darin, dass dafür Sorge getragen wird, dass sich der Schwanzstumpf nicht entzündet. Wird der abgestorbene Teil des Schwanzes nicht spontan abgestoßen, so kann eine Amputation nötig werden, um eine aufsteigende Infektion des restlichen Schwanzes zu vermeiden. Als vorbeugende Maßnahme sollte darauf geachtet werden, dass die relative Luftfeuchtigkeit längerfristig nicht unter 50 % absinkt. Treten solche Schwanznekrosen trotz ausreichender Luftfeuchtigkeit auf, so kann eventuell

eine Umstellung des Futters nötig werden.

Als Ektoparasiten der Hausmaus treten vor allem Läuse und Milben in Erscheinung, deren Vorhandensein sich in Hautreaktionen wie Rötungen (Erythemen), Schuppenbildung und Haarausfall (Alopezie) äußern kann. Begleitet wird der Befall typischerweise durch einen starken Juckreiz (Pruritus), wobei sich die Tiere durch kratzen oder beißen selber Hautverletzungen zufügen, die sich anschließend entzünden können (s.o.).

Vor allem bei Hausmäusen, die unter sehr unhygienischen Bedingungen gehalten werden und Kontakt zu wild lebenden Hausmäusen haben, tritt häufiger die Laus *Polyplax serrata* in Erscheinung. Neben dem auffälligen, häufigen Kratzen sind Unruhe, Hautrötungen bis hin zu einer Blutarmut (Anämie) bei einem massiven Befall zu beobachten (Läuse ernähren sich vom Blut ihres Wirts). Bei Jungtieren kann ein Läusebefall sogar bis zum Tode führen. Zur Behandlung gibt es geeignete Läusemittel, welche allerdings meistens mehrfach im Abstand von etwa einer Woche angewendet werden müssen, um auch die zwischenzeitlich geschlüpften Läuse aus den zum Zeitpunkt der ersten Behandlung noch vorhandenen Eiern (Nissen) zu bekämpfen (die Läusemittel haben keinen Einfluss auf die Nissen). Die Mittel werden äußerlich angewendet, indem den befallenen Hausmäusen eine geringe Menge der Substanz im Nackenbereich aufgetragen wird. Während des Befalls und auch noch einige Zeit danach sollte der Käfigreinigung eine vermehrte Aufmerksamkeit gewidmet werden. Einrichtungsgegenstände wie beispielsweise die Schlafhäuschen können sicherheitshalber ausgetauscht werden.

Auch ein Milbenbefall äußert sich bei den Hausmäusen neben dem starken Juckreiz durch Hautrötungen, Schuppen- oder Krustenbildung und Haarausfall. Befallene Individuen sind unruhig und zeigen ein struppiges Fell. Nicht selten magern die befallene Tiere auch stark ab. Bei Hausmäusen treten verschiedene Milbenarten in Erscheinung, wobei die Raubmilbe *Myobia musculi*, die Haarmilbe *Myocoptes musculinus* (ernähren sich beide von Hautschuppen des Wirtstieres) sowie die Arten *Ornithonyssus bacoti* und *Liponyssus sanguineus* (beide

Arten ernähren sich vom Blut ihrer Wirtstiere) und *Psoroptes simplex* (parasitieren in Haarbälgen) häufiger sind. *Myobia musculi* ist hauptsächlich im Kopf- und Nackenbereich der befallenen Tiere zu finden, während *Myocoptes musculinus* eher den Rückenbereich bevorzugt. Bei fast allen Milbenarten ist für die Übertragung von Hausmaus zu Hausmaus ein direkter Körperkontakt nötig. Nur bei den beiden Milbenarten *Ornithonyssus bacoti* und *Liponyssus sanguineus* ist ein direkter Körperkontakt keine Voraussetzung für die Verbreitung, da die Milben nicht dauerhaft auf ihrem Wirtstier leben, sondern dieses nur zum Blutsaugen aufsuchen und damit relativ beweglich sind. Beide Arten können bis zu einem halben Jahr ohne Nahrung überleben und sind daher mitunter schwierig zu bekämpfen.

Neben der regelmäßigen Käfigreinigung können unter Anleitung eines Tierarztes entsprechende Milbenmittel (meistens auf Basis der Wirkstoffe Ivomectin oder Selamectin) oder Kontaktherbizide eingesetzt werden, um die Ektoparasiten zu bekämpfen. Vorbeugend sollte darauf geachtet werden, dass die Heimtiere nicht mit wildlebenden Nagetieren und anderen Wildtieren in Kontakt kommen, die oftmals als Überträger dieser Milben dienen.

Mitunter ist die Entstehung von Hauterkrankungen auch auf mehr als einen Verursacher zurückzuführen. So entwickelt sich an den Ohrmuscheln häufig nach einem Befall mit Milben oder Pilzen oder nach einer Beißerei mit Artgenossen durch eine Verletzung der äußeren Ohrmuschel eine sekundäre bakterielle Hautentzündung (*Otitis externa*), die sich auch auf Teile des Gehörgangs ausweiten kann. Die Haut in diesem Bereich ist stark geschwollen und gerötet, die Tiere kratzen sich oft und schütteln häufig den Kopf. Die Hautentzündung kann unter Anleitung durch den Tierarzt mit antibiotischen Salben behandelt werden. Wichtig ist aber auch, dass die primären Ursachen für die Entstehung der Entzündung erkannt und abgestellt wird.

### 7.7.5 Erkrankungen der Harnwege

Bei Hausmäusen tritt häufiger eine bakteriell bedingte Entzündung der Harnblase (Zystitis) auf.

Die betroffenen Tiere haben Schmerzen beim Wasser lassen und können immer nur wenige Tropfen Harn absetzen (dieses Symptom wird auch als Strangurie bezeichnet). Ein auf Grund der Schmerzen aufgekrümmter Rücken und, in schweren Fällen, ein gestörtes Allgemeinbefinden sind weitere Hinweise darauf, dass eine Harnblaseninfektion vorliegt. Mitunter zeigen sich auch Blutbeimengungen im Urin, wobei dies oft aber nur durch eine genauere Urinuntersuchung durch den Tierarzt feststellbar ist. Um auszuschließen, dass es sich bei den Problemen beim Harnlassen nicht um eine Verlegung der Harnwege durch Blasensteine handelt, kann eine Röntgenuntersuchung des betroffenen Tieres angezeigt sein. Behandelt wird eine Harnblaseninfektion durch die orale Gabe eines geeigneten Antibiotikums nach Anleitung durch den Tierarzt. Um die Schmerzen des Tieres zu lindern, können vom Tierarzt zusätzlich Schmerzmittel mit krampflösender Wirkung (Spasmoanalgetika) verabreicht werden.

Von einer chronischen Niereninsuffizienz, die sich in einer gesteigerten Flüssigkeitsaufnahme (Polydipsie) und einem vermehrtem Harndrang (Polyurie) äußert, sind vor allem ältere Tiere (10 Monate und älter) betroffen. Wodurch die chronische Nierenfunktionsstörung hervorgerufen wird ist letztendlich nicht geklärt. Zum Teil wird eine krankhafte Ablagerung von Proteinen im Zellzwischenraum der Nieren (eine die Nieren betreffende Amyloidose) für die Funktionsstörung verantwortlich gemacht. Die Amyloidose wiederum soll durch eine durch Milben ausgelöste, chronische Hautentzündung (Dermatitis) verursacht werden. Die chronische Niereninsuffizienz verläuft bei der Hausmaus in der Regel tödlich, da keine Behandlungsmöglichkeiten bekannt sind.

### 7.7.6 Neurologische Symptome

Primäre neurologische Erkrankungen sind bei der Hausmaus kaum bekannt. Neurologische Ausfallerscheinungen können allerdings durch eine Mittelohr- (*Otitis media*) oder eine Innenohrentzündung (*Otitis interna*) oder auch durch eine Infektion mit *Streptococcus zooepidemicus* (siehe Kapitel 7.7.4, S. 330) verursacht werden. Eine Mittelohr- und eine Innenohrentzündung, die häufig durch eine bakterielle Infektion des Atemtraktes

mit *Bordetella bronchiseptica*, *Streptococcus pneumoniae* oder Mykoplasmen hervorgerufen werden, können sich beispielsweise durch eine Schräghaltung oder durch kreisende Bewegungen des Kopfes sowie durch Kreisbewegungen um die eigene Achse äußern. Da bei einer Mittelohrentzündung oftmals beide Ohren betroffen sind, entfällt diese Kopfschiefhaltung (Torticollis) und Kreisbewegung aber oftmals. Vor allem bei schweren Innenohrentzündungen rollen sich die erkrankten Tiere mitunter auch seitwärts über den Boden. Bei einer Streptokokkeninfektion kann es in Extremfällen zu einer Lähmung (Parese) der Hinterextremitäten kommen.

Da es sich hierbei jeweils um bakterielle Infektionen und nicht um eine eigentliche Erkrankung des Nervensystems handelt, kann der Tierarzt diese Krankheiten mit der Gabe entsprechender Antibiotika behandeln.

Mitunter werden Hausmäuse, die Kontakt zu wildlebenden Hausmäusen haben, von einem Arenavirus befallen, welches eine lymphozytäre Choriomeningitis (abgekürzt LCM) hervorruft. Eine Übertragung der Viren kann durch Körperausscheidungen (Harn, Kot, Speichel, Muttermilch) erfolgen, die mit Hautverletzungen oder den Schleimhäuten des Atemtraktes oder der Augen in Berührung kommen. Auch eine Verbreitung der Viren als Aerosol in der Luft und eine Übertragung durch blutsaugende Insekten wird diskutiert. Die Symptome dieser Erkrankung sind im Allgemeinen relativ unspezifisch und äußern sich unter anderem in einem verzögerten Wachstum, gesträubtem Fell, einem aufgekrümmten Rücken und einer Entzündung der Augenlider (Blepharitis) oder einer Bindehautentzündung (Konjunktivitis). Nur in seltenen Fällen treten dagegen zentralnervöse Symptome wie Muskelzittern, Lähmungen oder Krämpfe auf, die auf die Entzündung der Hirnhäute zurückzuführen sind. Von dem Virus geschädigt werden aber nicht nur die Hirnhäute, sondern fast alle Organe wie beispielsweise die Leber, die Nieren, die Lunge, die Milz oder die Bauchspeicheldrüse. Das Virus verursacht in allen diesen Organen kleinere Nekrosen, welche dann in der Summe nach und nach zu einem Organversagen führen. Obwohl diese Virusinfektion nicht behandelt werden kann, ist die

Sterblichkeit relativ gering. Zeigt ein Tier aber erst einmal klinische Symptome, so ist eine Heilung so gut wie ausgeschlossen. Es ist Vorsicht geboten, da das LCM-Virus auch auf den Menschen übertragbar ist (wobei allerdings von Goldhamstern (siehe Kapitel 3.7.5, S. 92) eine größere Gefahr ausgeht, als von Hausmäusen). Vor allem Kinder sind hier gefährdet, bei denen eine Infektion zu einer schweren Gehirn- und Rückenmarksentzündung (Enzephalomyelitis) führen kann. Bei schwangeren Frauen wird vermutet, dass eine LCM-Infektion zu Fehlgeburten oder Missbildungen bei den Embryonen führen kann.

### 7.7.7 Herz- und Kreislauferkrankungen

Erkrankungen des Herz-Kreislaufsystems sind bei Hausmäusen sehr selten. Lediglich wenn die Tiere längere Zeit direkter Sonnenbestrahlung, in Verbindung mit einer hohen relativen Luftfeuchtigkeit ausgesetzt sind und keine Möglichkeit haben, Schutz zu suchen, kann es zu einem Hitzschlag oder zum Kreislaufkollaps kommen. Eine Haltung oder ein Transport in Behältern ohne ausreichende Luftzirkulation, vor allem bei hohen Umgebungstemperaturen, erhöht das Risiko einer Überhitzung der Tiere.

Ein Hitzschlag ist daran zu erkennen, dass die betroffenen Hausmäuse apathisch werden und die Atemfrequenz gesteigert ist. In sehr kritischen Fällen liegen die Tiere auf der Seite und zeigen Anzeichen eines Schocks. Bei einem solcherart fortgeschrittenen Stadium sind die Behandlungsaussichten sehr schlecht und die Tiere sterben in den meisten Fällen trotz Einleitung einer entsprechenden Behandlung.

Um den Tieren zu helfen, müssen zuallererst die Ursachen für die Überhitzung abgestellt werden. Der Käfig ist aus der Sonne zu nehmen und eine ausreichende Belüftung ist sicher zu stellen. Um die Körpertemperatur herunter zu regulieren, sollten die Tiere mit einem feuchten Tuch bedeckt werden. Durch den Tierarzt können kühlende Infusionen und entsprechende Medikamente verabreicht werden. Auch die Gabe eines Breitbandantibiotikums kann angezeigt sein.

### 7.7.8 Erkrankungen des Bewegungsapparates

Eine bei Hausmäusen häufiger auftretende Erkrankung des Bewegungsapparates ist eine bakteriell verursachte Polyarthrit (Gelenkentzündung), die unter anderem durch *Streptobacillus moniliformis* und – seltener – durch *Corynebacterium kutscheri* ausgelöst wird. Eine Infektion von Heimtieren kann vor allen Dingen bei Kontakt mit wildlebenden Hausmäusen oder Wanderratten auftreten. Vor allem über Sekrete aus der Mundhöhle (v.a. Speichel) erfolgt die Übertragung der Bakterien. Erkrankte Tiere fallen durch geschwollene Gelenke und Ödembildung an den Extremitäten auf. Unbehandelt bilden sich Nekrosen und es kann sogar zum Verlust einzelner Gliedmaßen kommen. Weiterhin kann es in den Lymphknoten und anderen inneren Organen zu einer Abszessbildung kommen.

Erkrankte Tiere müssen unverzüglich mit entsprechenden Antibiotika behandelt werden, um eine Ausbreitung der Bakterien auf die inneren Organe zu verhindern. Sind diese bereits in Mitleidenschaft gezogen, so ist eine Heilung des betroffenen Tieres in der Regel nicht mehr möglich. Vorbeugend ist auf eine ausreichende Käfighygiene zu achten, wozu auch gehört, dass ein Kontakt von Heimtieren mit wildlebenden Nagetieren nicht möglich ist.

Vor allem bei Auftreten einer *Streptobacillus moniliformis*-Infektion ist Vorsicht geboten, da diese Bakterienart auch für den Menschen gefährlich ist und die sogenannte Rattenbisskrankheit hervorruft. Erkrankte Menschen leiden unter wechselndem Fieber, punktförmigen Blutungen der Haut oder der Schleimhäute (petechiale Blutungen), geschwollenen Lymphknoten (Lymphadenopathie), Endzündungen der Herzinnenhaut (Endokarditis) oder auch Gelenkentzündungen (Polyarthrit). Die Erkrankung kann mit einem Antibiotikum behandelt werden. Vorbeugend sind entsprechende Hygienemaßnahmen beim Umgang mit erkrankten Hausmäusen zu treffen.

Knochenbrüche der Vorder- oder Hinterextremitäten sind bei der Hausmaus weniger häufig. In der Regel stürzen die Tiere beim Klettern nur selten ab oder springen ohne Grund aus größeren Höhen herunter. Selbst wenn die Tiere einmal stürzen sollten,



ziehen sie sich auf Grund ihres geringen Gewichts nur relativ selten Bruchverletzungen zu. Sollte es dennoch einmal zu einer Fraktur kommen, so heilen diese meistens von selber wieder aus. Stützende Verbände zur Versorgung von Bruchverletzungen können auf Grund der geringen Größe der Tiere kaum angelegt werden. Normalerweise werden solche Verbände auch so lange von den Tieren benagt, bis sie diese abstreifen können. Der Heilungsprozess wird beschleunigt, wenn die Tiere während dieser Zeit getrennt von ihren Artgenossen in einem Käfig ohne Klettermöglichkeiten untergebracht werden. Waren die Tiere längere Zeit getrennt, so sollte beim anschließenden Zusammenführen behutsam und schrittweise vorgegangen werden, damit die Individuen Zeit haben, sich langsam wieder aneinander zu gewöhnen. Auf keinen Fall sollte die genesene Hausmaus einfach so wieder zu ihrer alten Gruppe zurückgesetzt werden, da dies mit Sicherheit zu Aggressionen und Beißereien führen wird.

### 7.7.9 Erkrankungen des Geschlechtsapparates

Bei weiblichen Hausmäusen kommt es häufiger zu Gewebsneubildungen (Neoplasien) im Bereich des Gesäuges, bei denen es sich in vielen Fällen um bösartige Tumore (Karzinome oder Adenokarzinome) handelt. Nicht selten metastasieren diese Tumore und sind dann ebenfalls im Lungengewebe zu finden. Viele der Gesäugetumore der Hausmaus werden von einem Virus, dem *mouse mammary tumos virus* (MMTV, ein RNA-Virus) hervorgerufen. Unbehandelt führen Gesäugetumore in der Regel zum Tod des betroffenen Tieres. Zu erkennen ist eine solche Gewebeneubildung an der, innerhalb kurzer Zeit erfolgenden, starken Umfangsvermehrung im Bereich des Gesäuges.

Als Behandlungsmethode kommt nur die operative Entfernung des Tumorgewebes in Frage. Wenn der Tumor noch nicht gestreut hat, sind die Heilungsaussichten relativ gut.

Vor allem bei älteren Weibchen kann es zu einer bakteriell bedingten Gebärmutterentzündung (Pyometra) oder zur Tumorbildung an der Gebärmutter kommen. Eine Pyometra äußert sich bei den betroffenen Tieren durch einen meist eitrigen Vagi-

nausfluss. Bei einer Tumorbildung in der Gebärmutter fallen die erkrankten Tiere durch eine Umfangsvermehrung im Bauchbereich auf. Ähnlich wie bei der Wanderratte zeigt die Gabe von Antibiotika bei einer Gebärmutterentzündung kaum eine Wirkung. Beide Gebärmuttererkrankungen werden daher in der Regel durch eine operative Entfernung der Gebärmutter mitsamt den Eierstöcken (Ovariohysterektomie) behandelt.

### 7.7.10 Erkrankungen des Auges

Bei der Hausmaus sind als häufiger auftretende Augenerkrankungen eine durch eine Infektion mit Bakterien ausgelöste Bindehautentzündung (Konjunktivitis) und eine durch Viren verursachte Entzündung der Speichel-, Tränen- und Lymphdrüsen (Sialodacryoadenitis) bekannt.

Entzündungen der Bindehaut entstehen häufig als Folge einer bakteriellen Infektion des Atemtraktes (siehe Kapitel 7.7.2, S. 326) oder der Haut (siehe Kapitel 7.7.4, S. 330). Neben der Behandlung der eigentlichen Ursache mit einem geeigneten Antibiotikum, kann der Tierarzt die Augen mit einer physiologischen Kochsalzlösung spülen oder eine Antibiotika-haltige Augensalbe auftragen.

Bei der viralen Sialodacryoadenitis (ausgelöst durch einen Zytomegalo-Virus) sind die Augen- und häufig auch die Nasenränder stark gerötet und die Augen tränen mehr oder weniger stark. Eine direkte Bekämpfung des Virus ist nicht möglich, der Augenarzt kann aber entsprechende antibiotikahaltige Augensalben verabreichen, um zumindest eine bakterielle Sekundärinfektion auszuschließen.

### 7.7.11 Virale Erkrankungen

Neben den oben schon erwähnten Viruserkrankungen wie die Virusdiarrhoe (MHV), der lymphozytären Choriomeningitis (LCM, siehe Kapitel 7.7.6, S. 333), dem *mouse mammary tumos virus* (MMTV, siehe Kapitel 7.7.9, S. 335) und der Sialodacryoadenitis (siehe Kapitel 7.7.10, S. 335), ist bei Hausmäusen auch noch eine viral verursachte Leukämie, bei der die Lymphozyten des Blutes geschädigt werden (lymphatische Leukose) häufiger zu beobachten. Die an einer lymphatischen Leukose erkrankten Tiere sind anämisch und machen einen

körperlich geschwächten Eindruck, da das Immunsystem durch die Schädigung der Lymphozyten gestört ist. Häufig ist auch die Atemfrequenz erhöht und die Lymphknoten sind angeschwollen. Bei fortschreitender Erkrankung schwillt auch die Milz an, was sich in einer Umfangsvermehrung im Bauchbereich der betroffenen Tiere äußert. Eine Behandlung dieser Viruserkrankung ist nicht möglich.

# Glossar

**ad libitum** Im Zusammenhang mit der Gabe von Futter oder Wasser bedeutet dies so viel wie „nicht portioniert“. Die Tiere können beispielsweise bei einer ad libitum-Fütterung nach Belieben über das angebotene Futter verfügen und davon so viel fressen, wie sie wollen. Den Kaninchen und den verschiedenen Nagetierarten sollten Heu und Wasser immer ad libitum zur Verfügung stehen. (lat. ad libitum: nach Belieben)

**Aktionsraum** Das gesamte Gebiet, welches ein einzelnes Individuum während seines Lebens oder eine Gruppe während ihres Bestehens nutzt. Dies schließt beispielsweise auch das von dem Individuum oder der Gruppe verteidigte Revier mit ein. Der Aktionsraum wird im Gegensatz zum Revier nicht gegen fremde Artgenossen verteidigt, sondern häufig gemeinsam mit den Nachbarn genutzt.

**Astigmatismus** Die in das Auge fallenden Lichtstrahlen werden nicht in einem Punkt auf der Netzhaut gebündelt, sondern vereinigen sich in einer Linie. Dadurch werden Gegenstände in keiner Entfernung deutlich auf der Netzhaut abgebildet, d.h. es ist kein scharfes Sehen möglich. (gr. stigma: der Punkt; Vorsilbe a-: Negierung)

**Caecotrophie** Aufnahme einer besonderen Kotform aus dem Blinddarm (Blinddarmkot oder Weichkot) bei pflanzenfressenden Tierarten wie z.B. Kaninchen und vielen Nagetieren, bei denen der Aufschluss der in der pflanzlichen Nahrung enthaltenen Zellulose im Blinddarm stattfindet (im Gegensatz zu den Wiederkäuern, bei denen der Zelluloseaufschluss im Magen erfolgt). Da sich der Blinddarm zwischen dem Dünndarm, in dem hauptsächlich die Nährstoffresorption stattfindet, und dem Dickdarm, in welchem dem Nahrungsbrei hauptsächlich das Wasser entzogen wird, befindet, würden die im Blinddarmkot vorhandenen Nähr-

stoffe verloren gehen, wenn die Tiere diese Kotform nicht direkt nach dem Ausscheiden fressen und so dem Verdauungsapparat ein zweites mal zuführen würden. (lat. caecum: der Blinddarm; trophe: die Nahrung)

**Domestikation** Durch künstliche Selektion durch den Menschen (Zucht) bedingte Umwandlung eines Wildtieres in ein Haustier (bzw. einer Wildpflanze in eine Kulturpflanze). Dabei werden bestimmte erwünschte Merkmale der Wildart (Größe, Aussehen, Verhalten o.ä.) durch die Zucht verstärkt bzw. unerwünschte Merkmale unterdrückt. (lat. domesticatio: in das Hauseigentum überführen)

**Environmental Enrichment** Darunter wird jede Modifikation der Umwelt von in menschlicher Obhut gehaltenen Tieren verstanden, die darauf abzielt, das psychische und physiologische Wohlbefinden dieser Tiere zu steigern. Dies wird durch das Anbieten von Reizen erreicht, die dazu beitragen, die artspezifischen Bedürfnisse der jeweiligen Tierart befriedigen. Das Environmental Enrichment umfasst eine Vielzahl von Methoden zur Steigerung des tierlichen Wohlbefindens und kann von einem Sozialpartner bis hin zu geeignetem Spielzeug alles umfassen. Das Environmental Enrichment kann Auswirkungen auf das Verhalten, die Physiologie bis hin zu Änderungen in der Gehirnanatomie der Tiere haben. Die Ziele eines Environmental Enrichments sind eine Qualitätsverbesserung der Käfig- oder Gehegeumgebung die es dem Tier ermöglichen, eine Auswahl zwischen verschiedenen Aktivitäten zu treffen und diesem ein gewisses Maß an Kontrolle über seine soziale und räumliche Umwelt auszuüben. Das Environmental Enrichment soll die Verhaltensdiversität, die positive Nutzung der Umwelt sowie die Fähigkeiten des Tieres, Probleme zu bewältigen, steigern und das

Auftreten abnormen Verhaltens (z.B. Stereotypien) reduzieren. (engl. environment: Umwelt; engl. enrichment: Anreicherung)

**Enzyme** (auch Biokatalysatoren, Fermente) Als Enzyme bezeichnet man Proteine, welche bestimmte chemische Reaktionen ermöglichen, die ohne die Anwesenheit dieser Enzyme nicht ablaufen würden. Für die meisten chemischen Reaktionen, die im Stoffwechsel lebender Organismen ablaufen, wird eine bestimmte Menge Energie (häufig in Form von Wärmeenergie) benötigt. Enzyme sind in der Lage, die für eine bestimmte Reaktion benötigte Energiemenge so weit zu reduzieren, dass diese Reaktion auch unter normalen physiologischen Bedingungen ablaufen kann. Man sagt, Enzyme katalysieren eine chemische Reaktion. Dabei sind solche Enzyme sehr spezifisch, d.h. ein bestimmtes Enzym kann lediglich eine bestimmte Art von chemischer Reaktion ermöglichen. (gr. en-: in; zyme: der Sauerteig; also eigentlich in Sauerteig"– der Name rührt daher, dass die Beteiligung der Enzyme erstmalig bei der Gärung von Sauerteig nachgewiesen wurden)

**Geschlechtsreife** Pubertät, Zeitpunkt der ersten Ovulation. Die Geschlechtsreife ist tierartspezifisch, wird aber beispielsweise vom Ernährungszustand, der Jahreszeit und/oder dem Klima beeinflusst. Bei domestizierten Tieren spielt außerdem auch noch die Rasse (bzw. der Genotyp) eine Rolle. siehe auch: Zuchtreife.

**Habitat** (auch Lebensraum) Die Gesamtheit der belebten und unbelebten ökologischen Umweltfaktoren (Nahrung, Konkurrenten, Fressfeinde, Temperatur, Niederschlagsmenge, Bodenbeschaffenheit u.ä.) einer Tierart einschließlich der von ihr selbst mitbedingten Umweltfaktoren. Das Habitat einer Art bezeichnet also im übertragenen Sinn die „Adresse“ einer Art, d.h. den Ort, an dem eine bestimmte Art lebt. (lat. habitare: wohnen, bewohnen)

**Haustier** Als Haustiere bezeichnet man solche Tiere, die der Mensch im Umfeld seiner Behausung hält und züchtet, um aus ihnen einen wie auch immer gearteten Nutzen zu ziehen. Tiere, die vom Menschen zwar gehalten werden, aber nicht

über viele Generationen lang zu einem bestimmten Zweck gezüchtet werden, sind keine Haustiere, sondern lediglich gefangen gehaltene oder eventuell gezähmte Wildtiere (ein Beispiel hierfür sind Reptilien wie z.B. Schildkröten sowie die meisten Zootiere). Solche Tiere unterliegen nicht dem Prozess der durch den Menschen beeinflussten Haustierwerden, der Domestikation.

Natürlich sind auch solche Tiere, die unerwünschter Weise in menschlichen Behausungen leben, wie etwa Ratten und Mäuse und eine Vielzahl von Insekten (mit Ausnahme der Honigbiene), nicht als Haustiere zu bezeichnen.

**Hormone** Körpereigene Botenstoffe, die zur Regulation bestimmter physiologischer Vorgänge im Körper benötigt werden. (gr. horman: antreiben)

**individualisierter Verband** Die in einer Gruppe zusammenlebenden Individuen erkennen nicht nur die Gruppenzugehörigkeit eines anderen Tieres aus der gleichen Gruppe, sondern können das Gegenüber auch individuell zuordnen. In individualisierten Verbänden herrscht häufig eine Rangordnung. Um dauernde Rangstreitigkeiten zu verhindern, ist es für ein Tier wichtig, dass er sein Gegenüber individuell erkennen und dessen soziale Stellung innerhalb der Gruppe zuordnen kann.

**Infantizid** Die Tötung des Nachwuchses der eigenen Art. Kann entweder durch die eigenen Eltern, oder durch ein fremdes Tier erfolgen. Bis vor einigen Jahren wurde dieses Verhalten noch als krankhaft gewertet, wohingegen heute viele Gründe für ein angepasstes Verhalten sprechen, welches die individuelle Fitness des Tieres steigert, welches den Infantizid begeht. (engl. infanticide: die Kindstötung)

**Inkubationszeit** Bezeichnet die Zeitspanne von der Infektion mit einem bestimmten Krankheitserreger bis zum Ausbruch der, durch diesen Erreger verursachten Krankheit. Während der Inkubationszeit können Tiere, obwohl sie noch nicht offensichtlich erkrankt sind, dennoch andere Tiere anstecken.

**Monogamie** siehe Paarungssysteme

**olfaktorische Kommunikation** Eine Form der Kommunikation, die über den Geruchssinn erfolgt. Die hierbei beteiligten Duftstoffe werden in Drüsen produziert oder sind im Urin enthalten und werden von dem Tier an die Umwelt abgegeben. (lat. olere: duftend; facere: machen)

**Paarungssystem** (auch Fortpflanzungssysteme) Als Paarungs- oder Fortpflanzungssysteme werden in der Verhaltensbiologie die Partnerbeziehungen während der Fortpflanzungszeit einer Tierart bezeichnet. Je nach Anzahl der beteiligten weiblichen und männlichen Tiere, werden *Monogamie* (ein Weibchen und ein Männchen gehen eine Beziehung ein), *Polygynie* (ein Männchen geht mit mehreren Weibchen eine Beziehung ein), *Polyandrie* (ein Weibchen geht mit mehreren Männchen ein Beziehung ein; ist im Tierreich relativ selten), *Polygynandrie* (es bestehen Paarbindungen zwischen mehreren Männchen und mehreren Weibchen) und *Promiskuität* (die Geschlechter paaren sich mehr oder weniger wahllos mit mehreren Vertretern des anderen Geschlechts; es wird keine Paarbindung ausgebildet) voneinander unterschieden.

Die verschiedenen Paarungssysteme resultieren aus dem Bestreben, von Männchen und Weibchen ihren individuellen Reproduktionserfolg zu maximieren, wobei die beiden Geschlechter jedoch unterschiedlich viel in die Reproduktion investieren. Bei den meisten Tierarten produziert das Weibchen relativ wenige, dafür aber relativ große Eier und investiert darüber hinaus noch viel Zeit und Energie in die Aufzucht der Jungtiere, während das Männchen relativ viele, dafür aber vergleichsweise kleine Spermien produziert und sich häufig kaum an der Jungenaufzucht beteiligt. Im Gegensatz zu den Weibchen kann ein Männchen seinen individuellen Fortpflanzungserfolg dadurch steigern, dass es sich mit möglichst vielen Weibchen verpaart. Den Weibchen ist dies nicht möglich, da ihnen zeitlich und energetisch nur begrenzt Ressourcen zur Verfügung stehen und ihnen in der Regel aus der Verpaarung mit mehr als einem Männchen keinerlei Vorteile erwachsen (ihr Fortpflanzungserfolg lässt sich durch die Verpaarung mit mehr als einem Männchen nicht beliebig erhöhen). Aus diesem Grund ist die Polygynie (ein Männchen verpaart sich mit mehreren Weibchen) wahrscheinlich das ursprünglichste (und am häufigsten anzutreffende) Paarungssystem. Nur

unter bestimmten Umweltbedingungen, können die anderen Paarungssysteme für beide Geschlechter vorteilhafter sein und zu einem höheren individuellen Fortpflanzungserfolg führen.

**pH-Wert** Ein Maß dafür, ob eine Lösung sauer oder basisch ist. Der pH-Wertebereich reicht von pH 1 (stark sauer) bis pH 14 (stark basisch). Eine Lösung, die weder sauer noch basisch ist, weist einen pH-Wert von 7 auf. Mit dem pH-Wert wird die Konzentration der Wasserstoffionen einer Lösung gemessen; je mehr Wasserstoffionen eine Lösung enthält, desto saurer ist sie.

**Pheromone** Nach der ursprünglichen Definition werden als Pheromone chemische Substanzen bezeichnet, die von einem Individuum (dem „Sender“) an die Umwelt abgegeben, hier von einem anderen Individuum derselben Art (dem „Empfänger“) wahrgenommen werden und bei diesem Artgenossen eine spezifische Reaktion auslösen. Vor allem in Bezug auf Säugetiere werden neuerdings alle chemischen Komponenten, die von einem Individuum an die Umwelt abgegeben werden und deren Hauptfunktion die Kommunikation mit Artgenossen ist, als Pheromone bezeichnet. Pheromone können eine direkte Verhaltensänderung bei dem „Empfänger“ bewirken oder aber Einfluss auf die Physiologie des „Empfängers“ nehmen und in Folge einer (meistens hormonellen) Umstellung eine Verhaltensänderung bewirken (letzteren Fall würde man nicht unbedingt als Kommunikation bezeichnen).

**Polyandrie** siehe Paarungssysteme

**Polygynie** siehe Paarungssysteme

**Polygynandrie** siehe Paarungssysteme

**Population** Die Gesamtheit der an einem begrenzten Ort vorkommenden Individuen einer Art, wobei die einzelnen Individuen untereinander unbegrenzt fortpflanzungsfähig sind, d.h. jedes Männchen einer Population kann sich – zumindest theoretisch – mit jedem Weibchen aus dieser Population fortpflanzen. (lat. populatio: die Bevölkerung, das Volk)

**Prägung** Unter Prägung versteht man in der Verhaltensbiologie einen Lernvorgang, der in der Regel zu einem relativ frühen Zeitpunkt während der individuellen Entwicklung eines Organismus erfolgt. Während des Heranwachsens wird eine zeitlich begrenzte, „sensible Phase“ durchlaufen, in welcher die Prägung stattfinden muss - außerhalb dieser sensiblen Phase (weder vorher noch nachher) ist eine Prägung nicht möglich. Eine weitere Besonderheit der Prägung ist, dass dieser Lernvorgang sehr schnell erfolgt und in vielen Fällen irreversibel ist (das während der sensiblen Phase erlernte kann nicht rückgängig gemacht werden).

Die Prägung wird zu den obligatorischen Lernvorgängen gezählt, das heißt, dass diese in der Individualentwicklung des Organismus zwingend vorgeesehen sind (erfolgt keine Prägung, so entwickeln die betroffenen Individuen später in der Regel Verhaltensstörungen).

**Promiskuität** siehe Paarungssysteme

**Revier** (auch: Territorium) Das Gebiet, welches von einem Einzeltier, eines Paares oder einer Familie, oder einer Gruppe gegen fremde Artgenossen verteidigt wird. Die Grenzen eines solchen Territoriums werden durch besondere Verhaltensweisen, etwa durch das Absetzen von Kot und/oder Urin (bei vielen Säugetieren) oder durch Lautäußerungen (Gesang bei Vögeln), markiert. Innerhalb eines Territoriums liegen in der Regel wichtige Ressourcen wie Nahrungsplätze, Wasserstellen oder Zufluchtstätten. Da die Territoriumsgrenzen zumindest von den unmittelbaren Nachbarn respektiert werden, trägt ein solches Territorium zur Verminderung der innerartlichen Aggression bei. (lat. territorium: das Gebiet)

**Stärke** Ein Mehrfachzucker aus Traubenzuckereinheiten ähnlich der Zellulose (s. dort). Der Unterschied zur Zellulose besteht in der Art der Verknüpfung zwischen den Traubenzuckereinheiten. Im Gegensatz zur Zellulose können die meisten Wirbeltiere ein Enzym (s. dort) produzieren, welches die Stärke in kleinere Zuckereinheiten spalten kann. Dieses Enzym wird Amylase genannt, und ist im Speichel sowie im Bauchspeicheldrüsensekret vieler Wirbeltiere enthalten.

**Symbiose** Ein enges Zusammenleben von zwei (oder auch mehr) verschiedenen Organismen zu beiderseitigem Nutzen. Eine symbiotische Beziehung besteht beispielsweise zwischen pflanzenfressenden Wirbeltieren und den in ihrem Verdauungstrakt lebenden Einzeller. Die Einzeller bekommen von ihrem Wirt ein Umfeld (Wärme, Feuchtigkeit, Nahrung u.ä.) zur Verfügung gestellt, welches sie zum Überleben brauchen. Für das Wirbeltier ist diese Lebensgemeinschaft von Vorteil, da die Einzeller in der Lage sind, die mit der Nahrung aufgenommene Zellulose (siehe dort) zu Traubenzucker zu spalten, welche von dem Wirbeltier für den eigenen Stoffwechsel verwertet werden kann. Außerdem erhält das Wirbeltier zusätzlich noch Proteine aus den abgestorbenen Einzellern, welche es selber nicht herstellen kann. (gr. symbiosis: das Zusammenleben)

**Systematik** Unter dem Begriff Systematik versteht man in der Biologie die Lehre von der Klassifikation der Organismen. Die Systematik hat sich zum Ziel gesetzt, die verschiedenen Arten in ein System einzuordnen, welches die stammesgeschichtliche Entwicklung der Organismen widerspiegelt.

Die Systematik bediente sich über lange Zeit morphologischer und anatomischer (und zum Teil auch verhaltensbiologischer) Merkmale der Organismen, um deren Verwandtschaftsgrad festzulegen (welche Tierart hat sich aus welcher anderen Tierart entwickelt; welche Tierarten haben einen gemeinsamen Vorfahren usw.). Mittlerweile werden hierzu auch zunehmend molekularbiologische Methoden benutzt.

**Territorium** siehe Revier

**Zellulose** (auch: Cellulose) Eine langkettige Zuckerverbindung (Polysaccharid) aus Traubenzucker, welche in den Zellwänden pflanzlicher Zelle enthalten ist. Kein Wirbeltier besitzt von sich aus die Fähigkeit, diese Zuckerverbindung bei der Verdauung zu spalten (den Wirbeltieren fehlt hierzu das nötige Enzym (s. dort): die Cellulase). Viele pflanzenfressende Wirbeltiere bedienen sich daher bestimmter einzelliger Mikroorganismen in ihrem Magen (Wiederkäuer) bzw. in ihrem Blinddarm (Hasen, Kaninchen, Nagetiere, Pferde), die in



der Lage sind, Zellulose zu verdauen. (siehe auch: Stärke)

**Zuchtreife** Der Zeitpunkt zu dem ein Tier weit genug entwickelt ist, um eine Trächtigkeit physiologisch und ohne eigene Entwicklungsstörungen zu durchlaufen und kein erhöhtes Risiko von Geburtskomplikationen für das weibliche Tier besteht. Von der Zuchtreife spricht man nur bei domestizierten Tieren, nicht jedoch bei Wildtieren. siehe auch: Geschlechtsreife.

# Stichwortverzeichnis

## A

- Aalstrich  
Zwerghamster ..... 102
- Adenokarzinom ..... *siehe* Tumor, bösartig
- Adenom ..... *siehe* Tumor, gutartig
- Adenovirenpneumonie  
Meerschweinchen ..... 58
- Adipositas ..... *siehe* Übergewicht
- ad libitum*  
Glossar ..... 337
- Ährenmaus ..... 257
- Aggression  
Chinchilla ..... 140, 150, 154, 156, 158, 160  
Goldhamster ..... 74–79, 81, 82, 84  
Hausmaus . . . 267, 269, 271, 276, 285, 292, 294,  
304, 308, 311, 313, 320, 330, 335  
Meerschweinchen ..... 41, 46, 48  
Wanderratte 179, 195, 197, 198, 200, 201, 203,  
208, 216, 218  
Zwerghamster . . . . 109, 110, 113, 115–118, 122
- Aktionsraum  
Chinchilla ..... 155  
Glossar ..... 337  
Hausmaus ..... 243, 257, 266, 269–271  
Kaninchen ..... 10  
Meerschweinchen ..... 41, 42  
Wanderratte ..... 190, 196, 198, 209  
Zwerghamster ..... 110
- Alarmruf  
Chinchilla ..... 156
- Albinoratte ..... 179, 185
- ALLEN'sche Regel ..... 241, 248
- Allergie  
Goldhamster ..... 95  
Meerschweinchen ..... 58  
Zwerghamster ..... 127
- Allocricetulus . . . *siehe* Mongolische Zwerghamster
- Alopezie ..... *siehe* Haarausfall
- Alpenmurmeltier ..... 157
- Alter  
Hausmaus ..... 289  
Kaninchen ..... 18  
Meerschweinchen ..... 47
- Amerikanisches Zwergkaninchen ..... 3
- Amöben  
Meerschweinchen ..... 56
- Amyloidose  
Goldhamster ..... 92  
Hausmaus ..... 333  
Zwerghamster ..... 125
- Anämie ..... *siehe* Blutarmut
- Analdrüsen  
Kaninchen ..... 12
- Anatomie  
Goldhamster ..... 68, 69, 71, 72  
Hausmaus ..... 248, 251, 253  
Kaninchen ..... 5, 6, 8, 9  
Meerschweinchen ..... 36, 37, 39  
Zwerghamster ..... 104
- Angorakaninchen ..... 2
- 'Angstgeruch'  
Hausmaus ..... 298
- Anisognathie  
Chinchilla ..... 143
- Anorexie ..... *siehe* Appetitlosigkeit
- Antemus † ..... 236
- Apodemus sylvaticus ..... *siehe* Waldmaus
- Appetitlosigkeit  
Chinchilla ..... 167, 169–171, 173  
Goldhamster ..... 93  
Hausmaus ..... 326, 328  
Meerschweinchen ..... 53  
Wanderratte ..... 226–228, 232, 234  
Zwerghamster ..... 126
- Arthrose  
Meerschweinchen ..... 59
- Ascites ..... *siehe* Bauchfellwassersucht
- Asiatische Hausratte ..... 178
- Astigmatismus  
Glossar ..... 337  
Kaninchen ..... 5
- Ataxie ..... *siehe* Koordinationsstörungen

- Atembeschwerden  
 Chinchilla ..... 169, 172, 173  
 Goldhamster ..... 93  
 Hausmaus ..... 327  
 Meerschweinchen ..... 57, 58  
 Wanderratte ..... 227, 233  
 Zwerghamster ..... 126, 128
- Atemfrequenz, erhöht  
 Meerschweinchen ..... 58
- Atemnot ..... *siehe* Atembeschwerden
- Augapfel, Vergrößerung des ... *siehe* Buphthalmus
- Augapfel, Vorverlagerung des *siehe* Exophthalmus
- Augenentzündung  
 Chinchilla ..... 174
- Augenlinsentrübung  
 Meerschweinchen ..... 61
- Auslauf  
 Chinchilla ..... 164  
 Goldhamster ..... 83  
 Hausmaus ..... 315  
 Kaninchen ..... 19  
 Meerschweinchen ..... 49  
 Wanderratte ..... 221  
 Zwerghamster ..... 119
- Außenhaltung ..... *siehe* Freilandhaltung
- Ausuchtlinien  
 Hausmaus ..... 243
- Automutilation ..... *siehe* Selbstverstümmelung
- B**
- Backentaschen  
 Goldhamster ..... 69  
 Zwerghamster ..... 104, 105, 124
- Ballenentzündung  
 Chinchilla ..... 173  
 Goldhamster ..... 94  
 Kaninchen ..... 16  
 Meerschweinchen ..... 49, 53, 59  
 Wanderratte ..... 231, 232, 234  
 Zwerghamster ..... 127
- Balz ..... *siehe* Werbeverhalten
- Bandwürmer  
 Hausmaus ..... 329  
 Kaninchen ..... 24  
 Wanderratte ..... 229, 230
- Bau ..... *siehe* Bauanlage
- Bauanlage  
 Chinchilla ..... 147  
 Goldhamster ..... 63, 65–67, 78  
 Kaninchen ..... 3–5, 10, 11, 13
- Meerschweinchen ..... 35  
 Wanderratte ..... 182, 183, 186, 197  
 Zwerghamster ..... 101, 103, 105, 110, 120
- Bauchdrüse  
 Zwerghamster ..... 103, 111, 115, 116, 208
- Bauchfellwassersucht  
 Goldhamster ..... 92  
 Kaninchen ..... 24  
 Wanderratte ..... 233  
 Zwerghamster ..... 125
- Behaarung  
 Chinchilla ..... 140  
 Hausmaus ..... 250  
 Wanderratte ..... 185
- Beißhemmung  
 Goldhamster ..... 75
- Bejagung  
 Chinchilla ..... 132
- BERGMANN'sche Regel ..... 248
- Bergviscachas ..... *siehe* Hasenmäuse
- Beschwichtigungsverhalten  
 Goldhamster ..... 75  
 Hausmaus ..... 308, 309  
 Wanderratte ..... 201, 216
- Bewegungsapparat  
 Chinchilla ..... 141  
 Goldhamster ..... 68  
 Kaninchen ..... 5  
 Meerschweinchen ..... 35  
 Wanderratte ..... 186  
 Zwerghamster ..... 103
- Bindehautentzündung  
 Chinchilla ..... 174  
 Goldhamster ..... 92, 95  
 Hausmaus ..... 333, 335  
 Meerschweinchen ..... 57  
 Wanderratte ..... 235  
 Zwerghamster ..... 126, 128
- Bisswunden  
 Chinchilla ..... 168, 169  
 Goldhamster ..... 91, 92  
 Hausmaus ..... 330  
 Wanderratte ..... 201, 234  
 Zwerghamster ..... 111
- Blasenentzündung  
 Chinchilla ..... 171  
 Goldhamster ..... 92  
 Hausmaus ..... 332  
 Kaninchen ..... 17  
 Meerschweinchen ..... 60

- Wanderratte ..... 232
- Blasensteine
- Goldhamster ..... 87, 88, 92
  - Hausmaus ..... 333
  - Kaninchen ..... 20
  - Meerschweinchen ..... 52, 60
  - Wanderratte ..... 232
- Blattohrmäuse ..... 246
- Blinddarm
- Chinchilla ..... 143, 148
  - Goldhamster ..... 69–72, 86
  - Hausmaus ..... 254, 264, 322
  - Kaninchen ..... 6, 8
  - Meerschweinchen ..... 37, 39
  - Wanderratte ..... 188, 194
  - Zwerghamster ..... 104, 108, 121
- Blinddarmfermentation
- Goldhamster ..... 69, 72
  - Kaninchen ..... 6
  - Meerschweinchen ..... 37
- Blinddarmkot
- Chinchilla ..... 144, 148
  - Goldhamster ..... 72
  - Hausmaus ..... 257, 264
  - Kaninchen ..... 6, 8, 9
  - Meerschweinchen ..... 37, 39
  - Zwerghamster ..... 108
- Blinddarmsymbionten
- Chinchilla ..... 148
  - Goldhamster ..... 69, 86
  - Hausmaus ..... 255, 264
  - Kaninchen ..... 6, 18
  - Meerschweinchen ..... 37, 39
  - Wanderratte ..... 194
- Blindmäuse ..... 104
- Blindmulle ..... 104
- Blutarmut
- Kaninchen ..... 24
- Borreliose
- Kaninchen ..... 26
- Brachylagus idahoensis* ..... siehe Amerikanisches Zwerghamster
- Bronchopneumonie
- Chinchilla ..... 172
- BRUCE-Effekt
- Hausmaus ..... 280, 291, 296, 297
- Brückenbildung
- Kaninchen ..... 19, 21
  - Meerschweinchen ..... 53
- Brutpflege ..... siehe Jungtierfürsorge
- Buntfutter
- Chinchilla ..... 165
  - Hausmaus ..... 323
  - Kaninchen ..... 19
  - Meerschweinchen ..... 53
  - Wanderratte ..... 224
  - Zwerghamster ..... 123
- Buphthalmus
- Goldhamster ..... 95
  - Zwerghamster ..... 128
- C**
- Caecotrophie
- Glossar ..... 337
  - Goldhamster ..... 72, 79
  - Hausmaus ..... 257, 264
  - Kaninchen ..... 6
  - Meerschweinchen ..... 40
  - Wanderratte ..... 194
  - Zwerghamster ..... 108
- Caecum ..... siehe Blinddarm
- Calomyscus ..... siehe Mausartige Zwerghamster
- Calomyscus bailwardi* ..... siehe Mausartige Zwerghamster
- Campbell-Zwerghamster ..... 97, 98
- Campos cerrados ..... 33
- Cansumys canus* ..... siehe Gansu-Zwerghamster
- Cavia aperea* ..... siehe Wildmeerschweinchen
- Cavia aperea f. porcellus* ..... siehe Hausmeerschweinchen
- Cavia aperea* ssp. *tschudii* ..... siehe Tschudi-Meerschweinchen
- Cavia fulgida* ..... 34
- Cavia fulgida* ..... 32
- Cavia magna* ..... 34
- Cavia porcellus* ..... siehe Hausmeerschweinchen
- Cavia tschudii* ..... siehe Tschudi-Meerschweinchen
- Cheilitis ..... siehe Lippengrind
- Chinaseuche
- Kaninchen ..... 16, 26, 27
- Chinaseuche-Impfung
- Kaninchen ..... 28, 29
- Chinchilla ..... 130
- Chinchilla Nationalpark ..... siehe Reserva Nacional Las Chinchillas
- Chinchilleros ..... 132
- Chinesischer Streifenhamster ..... siehe Sibirischer Streifenhamster
- Choriomeningitis, lymphozytäre
- Goldhamster ..... 92, 95, 96

- Hausmaus ..... 333, 335  
 Zwerghamster ..... 126, 128  
 Chromodakryorrhoe ..... *siehe*  
 Porphyrin-Überproduktion  
 Chromosomensatz  
 Cambell-Zwerghamster ..... 98  
 Dsungarischer Zwerghamster ..... 98  
 Sibirischer Streifenhamster ..... 98  
 Clostridien ..... *siehe* Clostridien  
*colonic separation mechanism* ..... *siehe*  
 Separationsmechanismus des Kolons  
 Cricetidae ..... *siehe* Wühler  
 Cricetinae ..... *siehe* Hamster  
 Cricetulus ..... *siehe* Graue Zwerghamster  
*Cricetulus auratus* ..... *siehe* Goldhamster  
*Cricetulus barabensis* ..... *siehe*  
 Sibirischer Streifenhamster  
*Cricetulus griseus* *siehe* Sibirischer Streifenhamster  
*Cricetulus migratorius* ..... *siehe* Grauhamster  
*Cricetus cricetus* ..... *siehe* Feldhamster  
 Criollo ..... 32  
 Cryptomys ..... *siehe* Graumull  
 CSM ... *siehe* Separationsmechanismus des Kolons  
*Cynomys gunnisoni* .. *siehe* Gunnisons Prärieuhung
- D**  
 Dachratte ..... *siehe* Hausratte  
 Dakryozystitis .... *siehe* Tränenkanal-Entzündung  
 Darmkokzidiose ..... *siehe* Kokzidiose  
 Darmmykose  
 Chinchilla ..... 170  
 Meerschweinchen ..... 56  
 Darmparasiten  
 Kaninchen ..... 24  
 Meerschweinchen ..... 56  
 Daurischer Zwerghamster ..... *siehe*  
 Sibirischer Streifenhamster  
 Dehydratation  
 Wanderratte ..... 229  
 Demodikose  
 Goldhamster ..... 90  
 Wanderratte ..... 231  
 Dentin  
 Meerschweinchen ..... 36  
 Dermatitis ..... 91  
 Chinchilla ..... 170  
 Hausmaus ..... 330  
 Meerschweinchen ..... 55  
 Wanderratte ..... 226, 230, 231  
 Zwerghamster ..... 125  
 Dermatomykose  
 Chinchilla ..... 168  
 Hausmaus ..... 330  
 Kaninchen ..... 25  
 Meerschweinchen ..... 55  
 Wanderratte ..... 230  
 Zwerghamster ..... 125  
 Diabetes  
 Chinchilla ..... 167, 174  
 Goldhamster ..... 95  
 Meerschweinchen ..... 55, 60, 61  
 Zwerghamster ..... 124  
 Diarrhoe ..... *siehe* Durchfall  
 Diastema  
 Chinchilla ..... 143  
 Goldhamster ..... 69  
 Hausmaus ..... 253  
 Kaninchen ..... 5  
 Meerschweinchen ..... 36  
 Wanderratte ..... 187  
 Zwerghamster ..... 104  
 Dickdarmentzündung  
 Hausmaus ..... 327  
*Djungarian hamster* *siehe* Campbell-Zwerghamster  
 Dobrudscha Hamster . *siehe* Rumänischer Hamster  
 Domestikation  
 Chinchilla ..... 133, 149  
 Glossar ..... 337  
 Goldhamster ..... 63  
 Hausmaus ..... 236, 240, 241  
 Kaninchen ..... 2, 6  
 Meerschweinchen ..... 31, 41, 43  
 Wanderratte ..... 178, 179, 195, 203  
 Zwerghamster ..... 99  
 Domestikation, Auswirkungen der  
 Hausmaus ..... 243  
 Wanderratte ..... 179, 188, 195  
 Dominanzbeziehung  
 Goldhamster ..... 75  
 Zwerghamster ..... 110  
 Dominanzhierarchie ..... 270  
 Chinchilla ..... 151  
 Hausmaus ... 243, 266, 273, 275, 276, 314, 321  
 Kaninchen ..... 11  
 Meerschweinchen ..... 42, 43  
 Wanderratte ..... 199, 202, 206, 218  
 Drohverhalten  
 Goldhamster ..... 74, 75, 82  
 Hausmaus ..... 308  
 Meerschweinchen ..... 47

- Wanderratte ..... 200, 216  
 Zwerghamster ..... 116  
 Drüsenmagen  
   Goldhamster ..... 69  
   Hausmaus ..... 253, 263  
   Wanderratte ..... 187, 193  
   Zwerghamster ..... 104, 108  
 Dsungarischer Zwerghamster ..... 97, 98  
 Dünndarmentzündung, chronische  
   Goldhamster ..... 90  
 Durchfall  
   Chinchilla ..... 166, 169–172  
   Goldhamster ..... 89, 91  
   Hausmaus ..... 323, 328, 329  
   Kaninchen ..... 21, 24  
   Meerschweinchen ..... 54, 56, 58  
   Wanderratte ..... 226, 228–230  
   Zwerghamster ..... 124, 125  
 Dysenterie  
   Kaninchen ..... 17  
 Dyspnoe ..... *siehe* Atembeschwerden  
**E**  
 Eisprung ..... *siehe* Ovulation  
 Ektoparasiten  
   Goldhamster ..... 90  
   Hausmaus ..... 330, 332  
   Kaninchen ..... 26  
   Meerschweinchen ..... 54  
   Zwerghamster ..... 124  
 Empathie  
   Hausmaus ..... 267  
 Encephalitozoonose  
   Kaninchen ..... 22, 59  
 Enddarmvorfall ..... *siehe* Rektumprolaps  
 Endokarditis  
   Wanderratte ..... 233  
 Endometritis ..... *siehe*  
   Gebärmutterschleimhautentzündung  
 Endometriumhyperplasie ..... *siehe*  
   Gebärmutterschleimhautvergrößerung  
   Meerschweinchen ..... 60  
 Endoparasiten  
   Chinchilla ..... 170, 171  
   Goldhamster ..... 91  
   Hausmaus ..... 329  
   Kaninchen ..... 23  
   Meerschweinchen ..... 56  
   Wanderratte ..... 229  
 Enteritis  
   Chinchilla ..... 169–172  
   Goldhamster ..... 89  
   Hausmaus ..... 328  
   Kaninchen ..... 21  
   Meerschweinchen ..... 55, 56  
   Wanderratte ..... 180, 223, 228  
   Zwerghamster ..... 124  
 Entzündung, Magen-Darm- ..... *siehe* Enteritis  
*environmental enrichment*  
   Chinchilla ..... 159  
   Glossar ..... 337  
   Goldhamster ..... 82, 86  
   Hausmaus ..... 316, 322  
   Kaninchen ..... 14  
   Meerschweinchen ..... 47  
   Wanderratte ..... 221, 224  
   Zwerghamster ..... 121, 122  
 Enzephalitis ..... *siehe* Gehirnhautentzündung  
 Enzyme  
   Glossar ..... 338  
 Epilepsie  
   Chinchilla ..... 172  
 Erblindung  
   Wanderratte ..... 235  
 Erdbau ..... *siehe* Bauanlage  
 Erkrankung, Hautpilz ..... *siehe* Dermatomykose  
 Erkrankung, Atemtrakt-  
   Chinchilla ..... 172  
   Goldhamster ..... 93  
   Hausmaus ..... 326  
   Kaninchen ..... 23  
   Meerschweinchen ..... 57  
   Wanderratte ..... 226  
   Zwerghamster ..... 126  
 Erkrankung, Augen-  
   Chinchilla ..... 174  
   Goldhamster ..... 95  
   Hausmaus ..... 335  
   Meerschweinchen ..... 61  
   Wanderratte ..... 235  
 Erkrankung, Bewegungsapparat-  
   Chinchilla ..... 173  
   Goldhamster ..... 94  
   Hausmaus ..... 334  
   Meerschweinchen ..... 59  
   Wanderratte ..... 234  
   Zwerghamster ..... 127  
 Erkrankung, ernährungsbedingte  
   Chinchilla ..... 167, 169–172  
   Goldhamster ..... 89



- Hausmaus ..... 326  
 Kaninchen ..... 17, 19  
 Meerschweinchen ..... 52  
 Wanderratte ..... 226  
 Zwerghamster ..... 123  
 Erkrankung, Fell- u. Haut-  
   Goldhamster ..... 90  
   Hausmaus ..... 330  
   Kaninchen ..... 25  
   Meerschweinchen ..... 54  
   Wanderratte ..... 230  
   Zwerghamster ..... 124  
 Erkrankung, Gebiss-  
   Kaninchen ..... 21  
   Meerschweinchen ..... 53  
 Erkrankung, Geschlechtsapparat-  
   Chinchilla ..... 174  
   Goldhamster ..... 94  
   Hausmaus ..... 335  
   Wanderratte ..... 234  
   Zwerghamster ..... 127  
 Erkrankung, Harnwege-  
   Chinchilla ..... 171  
   Goldhamster ..... 60  
   Hausmaus ..... 332  
   Wanderratte ..... 208, 232  
   Zwerghamster ..... 125  
 Erkrankung, Herz-  
   Chinchilla ..... 173  
   Goldhamster ..... 93  
   Hausmaus ..... 334  
   Meerschweinchen ..... 58  
   Wanderratte ..... 233  
   Zwerghamster ..... 126  
 Erkrankung, Kreislauf-  
   Hausmaus ..... 334  
   Wanderratte ..... 233  
 Erkrankung, neurologische  
   Chinchilla ..... 172  
   Goldhamster ..... 92  
   Hausmaus ..... 333  
   Kaninchen ..... 22  
   Meerschweinchen ..... 58  
   Wanderratte ..... 233  
   Zwerghamster ..... 126  
 Erkrankung, Verdauungsapparat-  
   Chinchilla ..... 169  
   Goldhamster ..... 91  
   Hausmaus ..... 327  
   Kaninchen ..... 23  
   Meerschweinchen ..... 55  
   Wanderratte ..... 228  
   Zwerghamster ..... 125  
 Erkrankung, Virus-  
   Chinchilla ..... 175  
   Goldhamster ..... 95  
   Hausmaus ..... 335  
   Kaninchen ..... 27, 28  
   Wanderratte ..... 235  
   Zwerghamster ..... 128  
 Erkrankungen  
   Chinchilla ..... 167  
   Goldhamster ..... 89  
   Hausmaus ..... 325  
   Kaninchen ..... 19  
   Meerschweinchen ..... 52  
   Wanderratte ..... 225  
   Zwerghamster ..... 123  
 Erkundungsverhalten  
   Goldhamster ..... 85  
   Zwerghamster ..... 121  
 Ernährung  
   Chinchilla ..... 144, 165  
   Goldhamster ..... 86  
   Hausmaus ..... 255, 259, 322  
   Kaninchen ..... 17  
   Meerschweinchen ..... 38  
   Wanderratte ..... 188, 191, 223  
   Zwerghamster ..... 105  
 Ernährung, artgerechte  
   Goldhamster ..... 87  
   Kaninchen ..... 18  
   Zwerghamster ..... 122  
 Ertrinken  
   Zwerghamster ..... 120  
 ESPs ..... *siehe exocrine-gland secreting peptides*  
   *exocrine-gland secreting peptides*  
   Hausmaus ..... 298  
 Exophthalmus  
   Chinchilla ..... 174  
   Goldhamster ..... 95, 96  
   Zwerghamster ..... 128, 129  
 Explorationsverhalten . *siehe* Erkundungsverhalten  
**F**  
 Fadenwürmer  
   Hausmaus ..... 328, 329  
   Kaninchen ..... 24  
   Meerschweinchen ..... 56  
   Wanderratte ..... 230

- Familiengruppe  
  Chinchilla ..... 150
- Farbsehen  
  Wanderratte ..... 185
- Federgrassteppe ..... 101
- Feldhamster ..... 62, 64, 65, 70, 97, 103, 105
- Feldmaus ..... 241
- Fellbeißen  
  Chinchilla ..... 148, 165, 168, 174  
  Hausmaus ..... 331
- Fellbruch  
  Chinchilla ..... 168
- Fellfärbung  
  Hausmaus ..... 249  
  Meerschweinchen ..... 35  
  Wanderratte ..... 185  
  Zwerghamster ..... 102
- Felssteppe ..... 104
- Fettmobilisierungssyndrom  
  Meerschweinchen ..... 53
- Fibrosarkom  
  Meerschweinchen ..... 55
- Flagellaten  
  Hausmaus ..... 328
- Flankendrüsen ..... *siehe* Flankenorgan
- Flankenorgan  
  Goldhamster ..... 67, 76, 78, 81, 91, 208, 209  
  Zwerghamster ..... 103
- Fleckfieber, murines  
  Wanderratte ..... 180
- Fledhamster ..... 86
- Fliegenmadenbefall  
  Kaninchen ..... 17  
  Meerschweinchen ..... 54
- Flöhe  
  Hausmaus ..... 245  
  Kaninchen ..... 25, 26  
  Wanderratte ..... 230
- Forschung, wissenschaftliche  
  Chinchilla ..... 134  
  Goldhamster ..... 63  
  Hausmaus ..... 242  
  Meerschweinchen ..... 32  
  Wanderratte ..... 179  
  Zwerghamster ..... 99
- Fortbewegung  
  Chinchilla ..... 140, 141  
  Goldhamster ..... 68  
  Hausmaus ..... 251  
  Kaninchen ..... 5
- Meerschweinchen ..... 35
- Wanderratte ..... 186
- Zwerghamster ..... 104, 111, 116, 119, 121
- Fortpflanzung  
  Chinchilla ..... 151  
  Goldhamster ..... 77  
  Hausmaus ..... 279  
  Kaninchen ..... 11  
  Meerschweinchen ..... 44  
  Wanderratte ..... 179, 203  
  Zwerghamster ..... 111
- Fortpflanzungssystem ..... *siehe* Paarungssystem
- Fortpflanzungszeit  
  Chinchilla ..... 151  
  Goldhamster ..... 78  
  Hausmaus ..... 281  
  Kaninchen ..... 11  
  Meerschweinchen ..... 44  
  Wanderratte ..... 203  
  Zwerghamster ..... 111
- Frakturen ..... *siehe* Knochenbrüche
- Freigehege  
  Chinchilla ..... 164  
  Kaninchen ..... 16  
  Meerschweinchen ..... 50
- Freilandhaltung  
  Chinchilla ..... 164  
  Goldhamster ..... 84  
  Hausmaus ..... 316  
  Kaninchen ..... 16, 25, 26  
  Meerschweinchen ..... 50, 54, 56  
  Wanderratte ..... 223
- Fressfeinde  
  Chinchilla ..... 138  
  Goldhamster ..... 66  
  Hausmaus ..... 248  
  Meerschweinchen ..... 34  
  Wanderratte ..... 184
- Fressunlust ..... *siehe* Appetitlosigkeit
- Frischfutter  
  Chinchilla ..... 166  
  Goldhamster ..... 86  
  Hausmaus ..... 323  
  Kaninchen ..... 18  
  Meerschweinchen ..... 51  
  Wanderratte ..... 224  
  Zwerghamster ..... 122
- Fütterungsfehler ..... *siehe*  
  Erkrankung, ernährungsbedingte
- Futteraufnahme, selektive

- Chinchilla ..... 165, 166  
 Goldhamster ..... 87  
 Hausmaus ..... 323  
 Kaninchen ..... 19  
 Meerschweinchen ..... 53  
 Wanderratte ..... 224  
 Zwerghamster ..... 123
- Futterprägung  
 Hausmaus ..... 255  
 Kaninchen ..... 7  
 Meerschweinchen ..... 38  
 Wanderratte ..... 189
- Futterumstellung  
 Chinchilla ..... 166, 170, 171  
 Goldhamster ..... 86, 89  
 Hausmaus ..... 322  
 Kaninchen ..... 9, 18, 21  
 Meerschweinchen ..... 50, 52, 56  
 Wanderratte ..... 223, 226  
 Zwerghamster ..... 122, 123
- G**
- Galea ..... *siehe* Wieselmeerschweinchen  
 Gallenblase, fehlende  
 Sibirischer Streifenhamster ..... 104  
 Wanderratte ..... 188, 193  
 Gansu-Zwerghamster ..... 62, 97  
 Gastroenteritis ..... *siehe* Enteritis  
 Gastrotomie  
 Meerschweinchen ..... 57  
 Gebärmutterentzündung  
 Chinchilla ..... 172  
 Goldhamster ..... 94  
 Hausmaus ..... 335  
 Meerschweinchen ..... 60  
 Wanderratte ..... 234  
 Zwerghamster ..... 127  
 Gebärmutterschleimhautvergrößerung  
 Chinchilla ..... 174  
 Gebärmuttertumor  
 Meerschweinchen ..... 60  
 Gebissaufbau  
 Chinchilla ..... 142  
 Goldhamster ..... 69  
 Hausmaus ..... 253  
 Kaninchen ..... 5  
 Meerschweinchen ..... 36  
 Wanderratte ..... 187  
 Zwerghamster ..... 104  
 Gebisskrankung  
 Chinchilla ..... 170  
 Kaninchen ..... 21  
 Meerschweinchen ..... 53  
 Gefährdung  
 Chinchilla ..... 132  
 Goldhamster ..... 66  
 Gehirnhautentzündung  
 Chinchilla ..... 170  
 Wanderratte ..... 227, 233  
 Gelbbauchmurmeltier ..... 156  
 Gelbohrkrankheit  
 Chinchilla ..... 167  
 Gelbsucht  
 Kaninchen ..... 24  
 Wanderratte ..... 180  
 Gelbzahnmeerschweinchen ..... *siehe*  
 Wieselmeerschweinchen  
 Gelenkentzündung  
 Hausmaus ..... 334  
 Wanderratte ..... 234  
 Gemeinschaftsnester  
 Hausmaus ..... 287  
 Gerbillinae ..... *siehe* Rennmäuse  
 Gesäugeentzündung  
 Chinchilla ..... 168  
 Goldhamster ..... 94  
 Meerschweinchen ..... 60  
 Wanderratte ..... 227, 232, 234  
 Zwerghamster ..... 127  
 Gesäugetumor  
 Hausmaus ..... 335  
 Wanderratte ..... 234  
 Gesang  
 Hausmaus ..... 305  
 Geschlechtsbestimmung  
 Goldhamster ..... 67  
 Geschlechtsdimorphismus  
 Hausmaus ..... 297  
 Meerschweinchen ..... 41  
 Wanderratte ..... 184  
 Geschlechtsdimorphiymus  
 Hausmaus ..... 292  
 Geschlechtsreife  
 Chinchilla ..... 154  
 Glossar ..... 338  
 Goldhamster ..... 77  
 Hausmaus ..... 279, 288, 289  
 Kaninchen ..... 11  
 Meerschweinchen ..... 44  
 Wanderratte ..... 179, 205

- Zwerghamster ..... 111, 117
- Gewebsneubildung  
 Goldhamster ..... 91, 96  
 Hausmaus ..... 335  
 Meerschweinchen ..... 55  
 Zwerghamster ..... 129
- Gewicht ..... *siehe* Körpergewicht
- Giardiasis  
 Wanderratte ..... 229
- Glaukom ..... *siehe* Grüner Star
- Gleichgewichtsstörungen  
 Goldhamster ..... 94
- GLOGER'sche Regel ..... 250
- Glotzauge ..... *siehe* Exophthalmus
- Goldhamster . 62, 103–105, 107, 109, 110, 114, 203
- Graben ..... *siehe* Grabvermögen
- Grabvermögen  
 Chinchilla ..... 142  
 Goldhamster ..... 67  
 Hausmaus ..... 252  
 Kaninchen ..... 5  
 Meerschweinchen ..... 35  
 Wanderratte ..... 186  
 Zwerghamster ..... 103, 104, 120
- Grauer Star  
 Chinchilla ..... 174  
 Goldhamster ..... 95  
 Meerschweinchen ..... 61
- Graue Zwerghamster ..... 62, 97
- Grauhamster ..... 63
- Graumull ..... 111
- Größe ..... *siehe* Körpergröße
- Grüner Star  
 Meerschweinchen ..... 61
- Grünfutter  
 Chinchilla ..... 166  
 Goldhamster ..... 86  
 Hausmaus ..... 323  
 Kaninchen ..... 18  
 Meerschweinchen ..... 51  
 Wanderratte ..... 224  
 Zwerghamster ..... 122
- Gruppengeruch  
 Kaninchen ..... 12, 15
- Gunnisons Präriehund ..... 157
- H**
- Haarausfall  
 Chinchilla ..... 165, 168, 170  
 Goldhamster ..... 90, 91
- Hausmaus ..... 330
- Kaninchen ..... 25
- Meerschweinchen ..... 53–55, 59
- Wanderratte ..... 230–232
- Zwerghamster ..... 124, 125, 128
- Haarbruch ..... *siehe* Fellbruch
- Haarlinge  
 Meerschweinchen ..... 54
- Habitat ..... *siehe* Lebensraum
- Haemorrhagic Septicemia Syndrome ..... *siehe* Chinaseuche
- Haltung  
 Chinchilla ..... 159  
 Goldhamster ..... 82  
 Hausmaus ..... 242, 310  
 Kaninchen ..... 14  
 Meerschweinchen ..... 47  
 Wanderratte ..... 217  
 Zwerghamster ..... 117
- Haltung, traditionelle  
 Kaninchen ..... 2  
 Meerschweinchen ..... 32
- Hamster ..... 62, 97
- Hamsterspielzeug  
 Goldhamster ..... 86  
 Zwerghamster ..... 121
- Hamsterwolle  
 Goldhamster ..... 85, 90, 91, 94  
 Hausmaus ..... 318  
 Wanderratte ..... 222  
 Zwerghamster ..... 121, 124, 127
- handling* ..... *siehe* Tragetechnik
- 'Handling-Laute'  
 Hausmaus ..... 301
- handling calls* ..... *siehe* 'Handling-Laute'
- Hardersche Drüsen  
 Goldhamster ..... 81, 96  
 Hausmaus ..... 251, 298  
 Wanderratte ..... 185, 227  
 Zwerghamster ..... 115, 129
- Harnabgabe, vermehrte  
 Chinchilla ..... 167  
 Meerschweinchen ..... 54  
 Wanderratte ..... 232
- Harngrieß  
 Kaninchen ..... 20  
 Meerschweinchen ..... 60
- Harnröhrentzündung  
 Chinchilla ..... 171  
 Wanderratte ..... 232

- Harnsteine  
 Chinchilla ..... 172  
 Goldhamster ..... 90  
 Meerschweinchen ..... 60  
 Zwerghamster ..... 124, 125
- Haselmäuse ..... 155
- Hasenmäuse ..... 131, 151
- Haupt-Histokompatibilitäts-Komplex  
 Hausmaus ..... 295  
 Wanderratte ..... 209
- Haupt-Urin-Proteine  
 Hausmaus ..... 295
- Hausmaus ..... 99, 177, 236
- Hausmeerschweinchen ..... 31
- Hausratte ..... 177, 180, 181, 184, 187, 192
- Haustier  
 Glossar ..... 338
- Hautentzündung ..... *siehe* Dermatitis
- Hautpilz ..... *siehe* Dermatomykose
- Hepatitis ..... *siehe* Chinaseuche
- Herpes-Virus  
 Chinchilla ..... 175
- Herzbeutelerguß  
 Meerschweinchen ..... 58
- Herzinnenhautentzündung ..... *siehe* Endokarditis
- Herzinnenwandentzündung ..... *siehe* Endokarditis
- Herzinsuffizienz  
 Goldhamster ..... 93
- Herzklappeninsuffizienz  
 Meerschweinchen ..... 58
- Herzmuskelentzündung  
 Wanderratte ..... 226, 233
- Herzschlg, erhöhter  
 Meerschweinchen ..... 58
- Himalaja-Ratte ..... 177, 178
- Hirschmäuse ..... 246
- Hitzschlag  
 Chinchilla ..... 161, 164, 173  
 Goldhamster ..... 93  
 Hausmaus ..... 314, 334  
 Meerschweinchen ..... 58, 59  
 Zwerghamster ..... 127
- Hörvermögen  
 Chinchilla ..... 139  
 Goldhamster ..... 67  
 Hausmaus ..... 250, 299  
 Kaninchen ..... 5  
 Wanderratte ..... 184
- Hormone  
 Glossar ..... 338
- Hornhautentzündung  
 Chinchilla ..... 174  
 Goldhamster ..... 95  
 Wanderratte ..... 235  
 Zwerghamster ..... 128
- Hybridzonen  
 Hausmaus ..... 239
- Hydroperikard ..... *siehe* Herzbeutelerguß
- Hymenolepidose ..... *siehe* Bandwürmer
- Hymenolepis nana* ..... *siehe* Zwergbandwurm
- Hyperthyreose ..... *siehe* Schilddrüsenüberfunktion
- Hypokalzämie ..... *siehe* Kalziummangel
- Hypophysentumor  
 Wanderratte ..... 233, 234
- Hypothermie ..... *siehe* Unterkühlung
- Hypothyreose ..... *siehe* Schilddrüsenunterfunktion
- I**
- Ikterus ..... *siehe* Gelbsucht
- Ileitis, proliferative  
 Goldhamster ..... 91  
 Zwerghamster ..... 125
- Impfung  
 Kaninchen ..... 28
- Inappetenz ..... *siehe* Appetitlosigkeit
- Infantizid  
 Chinchilla ..... 154  
 Glossar ..... 338  
 Goldhamster ..... 79  
 Hausmaus ..... 273, 280, 283, 287, 302, 311  
 Kaninchen ..... 11  
 Wanderratte ..... 192, 195, 206, 219
- Inguinaldrüsen  
 Kaninchen ..... 12
- Inkubationszeit  
 Glossar ..... 338
- Innenohrentzündung  
 Hausmaus ..... 333  
 Meerschweinchen ..... 59  
 Wanderratte ..... 233
- International Union for Conservation of Nature 132
- Inzuchtlinien  
 Hausmaus ..... 242
- IUCN . *siehe* International Union for Conservation of Nature
- J**
- Jaculus jaculus* ..... *siehe* Wüstenspringmaus
- Jakobson'sches Organ  
 Chinchilla ..... 155

- Hausmaus ..... 279, 292, 294, 304
- Juckreiz
- Chinchilla ..... 168
  - Goldhamster ..... 90
  - Hausmaus ..... 330, 332
  - Kaninchen ..... 26
  - Meerschweinchen ..... 54, 55
  - Wanderratte ..... 230, 231
  - Zwerghamster ..... 124, 125
- Jungtiereinragen
- Goldhamster ..... 79
  - Hausmaus ..... 285
  - Wanderratte ..... 205, 213
- Jungtierentwicklung
- Chinchilla ..... 153
  - Goldhamster ..... 78, 79, 82
  - Hausmaus ..... 288
  - Kaninchen ..... 12
  - Meerschweinchen ..... 45
  - Wanderratte ..... 205
  - Zwerghamster ..... 112
- Jungtierfürsorge
- Chinchilla ..... 153, 154
  - Goldhamster ..... 78, 79
  - Hausmaus ..... 285, 300
  - Kaninchen ..... 12
  - Meerschweinchen ..... 45
  - Wanderratte ..... 204, 206, 210
  - Zwerghamster ..... 112–114
- K**
- Körpergewicht
- Dsungarischer Zwerghamster ..... 102
- Käfigeinrichtung
- Chinchilla ..... 161, 162
  - Goldhamster ..... 83–86
  - Hausmaus ..... 315–317
  - Kaninchen ..... 16
  - Meerschweinchen ..... 49
  - Wanderratte ..... 217, 221
  - Zwerghamster ..... 119–121
- Käfiggröße
- Chinchilla ..... 161
  - Goldhamster ..... 83
  - Hausmaus ..... 314, 317
  - Kaninchen ..... 15
  - Meerschweinchen ..... 48
  - Wanderratte ..... 220
  - Zwerghamster ..... 118
- Käfigstandort
- Chinchilla ..... 161
  - Goldhamster ..... 83, 95
  - Hausmaus ..... 314, 315
  - Kaninchen ..... 15
  - Meerschweinchen ..... 49
  - Wanderratte ..... 220
  - Zwerghamster ..... 117–119, 128
- Kältestarre
- Hausmaus ..... 260
- Kalziummangel
- Chinchilla ..... 172
  - Goldhamster ..... 90
- Kaninchen ..... 1, 112
- Kaninchenfloh ..... 26
- Kaninchenpest ..... *siehe* Myxomatose
- Kaninchenschnupfen, ansteckender ..... *siehe* Pasteurellose
- Kaninchenschnupfen-Impfung
- Kaninchen ..... 28
- Kannibalismus
- Goldhamster ..... 79, 90
  - Hausmaus ..... 321
  - Kaninchen ..... 19
  - Wanderratte ..... 192
- Kapuzenratte ..... *siehe* Wanderratte
- Kardiomyopathie, dilatative
- Chinchilla ..... 173
- Kastration
- Kaninchen ..... 15, 29
  - Meerschweinchen ..... 48
- Katarakt ..... *siehe* Grauer Star
- Kennzeichen, äußere ..... *siehe* Merkmale, äußere
- Keratitis ..... *siehe* Bindehautentzündung
- Kieferabszess
- Chinchilla ..... 170
  - Kaninchen ..... 22
  - Meerschweinchen ..... 54
- Kiefergelenk
- Goldhamster ..... 69
- Kindstötung ..... *siehe* Infantizid
- Kinndrüsen
- Kaninchen ..... 11, 12
- 'Kleine Reisfeld-Ratte' ..... 178
- KLettervermögen
- Chinchilla ..... 142
- Klettervermögen
- Goldhamster ..... 68
  - Hausmaus ..... 252
  - Kaninchen ..... 4
  - Meerschweinchen ..... 36



- Wanderratte ..... 187  
 Zwerghamster ..... 104, 118, 119  
 Klippschliefer ..... 1, 155  
 Klostridien  
   Kaninchen ..... 21  
   Meerschweinchen ..... 55, 56  
 Knochenbrüche  
   Chinchilla ..... 173  
   Hausmaus ..... 334  
 Knochenbrüche, spontane  
   Goldhamster ..... 90  
   Meerschweinchen ..... 59  
   Zwerghamster ..... 124  
 Knochenmarksdepression  
   Meerschweinchen ..... 60  
 Knochentumor  
   Meerschweinchen ..... 59  
 Körpergewicht  
   Campbell-Zwerghamster ..... 102  
   Chinchilla ..... 139  
   Goldhamster ..... 66  
   Hausmaus ..... 248  
   Kaninchen ..... 3, 4  
   Meerschweinchen ..... 35  
   Roborovski-Zwerghamster ..... 102  
   Sibirischer Streifenhamster ..... 102  
   Wanderratte ..... 184  
 Körpergröße  
   Campbell-Zwerghamster ..... 102  
   Chinchilla ..... 139  
   Dsungarischer Zwerghamster ..... 102  
   Goldhamster ..... 66  
   Hausmaus ..... 248, 249  
   Kaninchen ..... 4  
   Meerschweinchen ..... 35  
   Roborovski-Zwerghamster ..... 102  
   Sibirischer Streifenhamster ..... 102  
   Wanderratte ..... 184  
 Körpersprache  
 Kommunikation, optische ..... 13  
 Kohlenhydrate  
   Kaninchen ..... 20  
   Meerschweinchen ..... 53  
 Kokzidiose  
   Chinchilla ..... 170  
   Kaninchen ..... 16, 23  
   Meerschweinchen ..... 56  
   Wanderratte ..... 229  
 Kolik  
   Chinchilla ..... 171  
 Kolitis ..... *siehe* Dickdarmentzündung  
 Kommensalismus ..... *siehe* Synanthropismus  
 Kommunikation  
   Chinchilla ..... 154  
   Goldhamster ..... 80  
   Hausmaus ..... 290  
   Kaninchen ..... 12  
   Meerschweinchen ..... 45  
   Wanderratte ..... 205, 207  
   Zwerghamster ..... 114  
 Kommunikation, akustische  
   Chinchilla ..... 156  
   Goldhamster ..... 78, 80  
   Hausmaus ..... 299  
   Kaninchen ..... 12  
   Meerschweinchen ..... 46, 47  
   Wanderratte ..... 200, 204, 212  
   Zwerghamster ..... 115  
 Kommunikation, olfaktorische  
   Chinchilla ..... 155  
   Glossar ..... 339  
   Goldhamster ..... 77, 80, 81  
   Hausmaus ..... 290  
   Kaninchen ..... 12  
   Meerschweinchen ..... 35, 45  
   Wanderratte ..... 189, 200, 208  
   Zwerghamster ..... 115  
 Kommunikation, optische  
   Chinchilla ..... 156  
   Goldhamster ..... 74, 80, 81  
   Hausmaus ..... 308  
   Kaninchen ..... 13, 14  
   Meerschweinchen ..... 46  
   Wanderratte ..... 215  
   Zwerghamster ..... 116  
 Kompassorientierung  
   Zwerghamster ..... 111  
 Konjunktivitis ..... *siehe* Bindehautentzündung  
 Kontaktliegen  
   Meerschweinchen ..... 44  
 Koordinationsstörungen  
   Chinchilla ..... 165  
   Goldhamster ..... 93  
   Meerschweinchen ..... 59  
   Zwerghamster ..... 127  
 Kopfschiefhaltung ..... *siehe* Torticollis  
 Krallenpflege  
   Kaninchen ..... 18  
   Meerschweinchen ..... 51, 52  
 Krankheiten ..... *siehe* Erkrankungen  
 'Kratzmäuse' ..... 330

- Kreislaufversagen  
 Chinchilla ..... 173  
 Goldhamster ..... 94  
 Hausmaus ..... 334  
 Meerschweinchen ..... 58  
 Zerghamster ..... 127  
 Kulturfolger ..... *siehe* Synanthropismus  
 Kurzgrassteppe ..... 101  
 Kurzschwanz-Hamster ..... 103  
 Kurzschwanz-Zwerghamster ..... 62, 97, 101
- L**  
 Laborratte ..... *siehe* Wanderratte  
 Läuse  
 Hausmaus ..... 332  
 Kaninchen ..... 25, 26  
 Wanderratte ..... 230  
 Lagidium ..... *siehe* Hasenmäuse  
 Lagostomus ..... *siehe* Viscacha  
 Lanzettegel  
 Kaninchen ..... 24  
 Laufrad  
 Chinchilla ..... 164  
 Goldhamster ..... 84, 85  
 Hausmaus ..... 319  
 Zwerghamster ..... 121  
 Laurices ..... 2  
 Lautäußerungen *siehe* Kommunikation, akustische  
 Lautsprache .... *siehe* Kommunikation, akustische  
 LCM ..... *siehe* Choriomeningitis, lymphozytäre  
 Lebenserwartung ..... *siehe* Alter  
 Lebensraum  
 Chinchilla ..... 134  
 Glossar ..... 338  
 Goldhamster ..... 64  
 Hausmaus ..... 246  
 Kaninchen ..... 3, 10  
 Meerschweinchen ..... 33  
 Wanderratte ..... 181–183  
 Zwerghamster ..... 99, 101  
 Leberegel, Großer  
 Kaninchen ..... 24  
 Leberkokzidiose  
 Kaninchen ..... 24  
 Leberverfettung  
 Chinchilla ..... 167  
 Meerschweinchen ..... 53  
 LEE-BOOT-Effekt  
 Hausmaus ..... 279  
 Leporarien ..... 2
- Leptospirose  
 Hausmaus ..... 245  
 Lernen, soziales  
 Hausmaus ..... 256  
 Wanderratte ..... 189, 201  
 Leukämie, virale  
 Hausmaus ..... 335  
 Leukose  
 Goldhamster ..... 96  
 Zwerghamster ..... 128  
 Leukose, lymphatische ..... *siehe* Leukämie, virale  
 Levante-Wühlmaus ..... 64  
 Linsentrübung  
 Goldhamster ..... 95  
 Lipom  
 Meerschweinchen ..... 55  
 Lippengrind  
 Meerschweinchen ..... 55  
 Listeriose  
 Chinchilla ..... 169, 170, 172  
 Löwenmähne ..... *siehe* Fellbeißen  
 Lokomotion ..... *siehe* Fortbewegung  
 Lordosis  
 Chinchilla ..... 152  
 Goldhamster ..... 75, 77, 80, 82  
 Hausmaus ..... 284, 310  
 Wanderratte ..... 204  
 Lungenadenomatose  
 Chinchilla ..... 172  
 Lungenblutung  
 Goldhamster ..... 93  
 Lungenentzündung  
 Chinchilla ..... 161, 172  
 Goldhamster ..... 93  
 Hausmaus ..... 327, 328  
 Kaninchen ..... 23  
 Meerschweinchen ..... 57, 60  
 Wanderratte ..... 226, 227  
 Lungenwürmer  
 Kaninchen ..... 24
- M**  
 Madenbefall  
 Kaninchen ..... 17  
 Madenwürmer  
 Kaninchen ..... 24  
 Mäusetyphus ..... 327  
 Magentorsion  
 Meerschweinchen ..... 56  
 Magenwürmer

- Kaninchen ..... 24  
*major histocompatibility complex* ..... *siehe*  
Haupt-Histokompatibilitäts-Komplex  
*major urinary proteins* *siehe* Haupt-Urin-Proteine  
'Malaysische Feld-Ratte' ..... 178  
Malokklusion ..... *siehe* Zahnfehlstellung  
Mammatumor ..... *siehe* Gesäugetumor  
Markierverhalten  
Chinchilla ..... 155  
Goldhamster ..... 76  
Hausmaus ..... 268  
Kaninchen ..... 10, 11  
Meerschweinchen ..... 41  
Sibirischer Streifenhamster ..... 103  
Wanderratte ..... 198, 208, 209  
Zwerghamster ..... 115, 116  
*Marmota bobak* ..... *siehe* Steppen-Murmeltier  
*Marmota flaviventris* . *siehe* Gelbbauchmurmeltier  
*Marmota marmota* ..... *siehe* Alpenmurmeltier  
Massenvermehrung  
Dsungarischer Hamster ..... 101, 114  
Goldhamster ..... 114  
Wanderratte ..... 180, 203  
Mastitis ..... *siehe* Gesäugeentzündung  
Mato Grosso ..... 33  
Maul- und Klauenseuche  
Wanderratte ..... 180  
Maulwurf ..... 103  
Mausartige Zwerghamster ..... 97  
Meerschweinchen ..... 30, 110, 112  
Meerschweinchenlähme ..... 58  
Mejorado ..... 32  
Melanismus  
Hausmaus ..... 250  
Meningitis ..... *siehe* Gehirnhautentzündung  
Menschenfloh ..... 180  
Merkmale, äußere  
Chinchilla ..... 139  
Goldhamster ..... 67  
Hausmaus ..... 248  
Kaninchen ..... 5  
Meerschweinchen ..... 35  
Wanderratte ..... 184  
Zwerghamster ..... 102  
*Mesocricetus auratus* ..... *siehe* Goldhamster  
*Mesocricetus brandti* . . . *siehe* Türkischer Hamster  
*Mesocricetus newtoni* *siehe* Rumänischer Hamster  
*Mesocricetus raddei* . . . *siehe* Schwarzbrusthamster  
Metritis ..... *siehe* Gebärmutterentzündung  
MHC . . *siehe* Haupt-Histokompatibilitäts-Komplex  
Microcavia ..... *siehe* Zwergmeerschweinchen  
*Micromys minutus* ..... *siehe* Zwergmaus  
*Microtus arvalis* ..... *siehe* Feldmaus  
*Microtus socialis* ..... *siehe* Levante-Wühlmaus  
Mikrosporidie  
Hausmaus ..... 330  
Kaninchen ..... 25  
Milben  
Goldhamster ..... 90  
Hausmaus ..... 332  
Kaninchen ..... 25, 26  
Meerschweinchen ..... 54  
Wanderratte ..... 231  
Mittelhamster ..... 62, 97  
Mittelohrentzündung  
Chinchilla ..... 172  
Goldhamster ..... 93  
Hausmaus ..... 333  
Kaninchen ..... 22  
Meerschweinchen ..... 59  
Wanderratte ..... 227, 233  
Zwerghamster ..... 126  
MMTV ..... *siehe* *mouse mammary tumos virus*  
Mongolische Zwerghamster ..... 62, 97  
Monogamie  
Campbell-Zwerghamster ..... 112  
Chinchilla ..... 150  
Glossar ..... 339  
Meerschweinchen ..... 41  
Wanderratte ..... 202  
Zwerghamster ..... 112  
Morphologie  
Chinchilla ..... 130, 139  
Goldhamster ..... 67, 68  
Hausmaus ..... 248  
Kaninchen ..... 5  
Meerschweinchen ..... 32, 35  
Wanderratte ..... 184  
Zwerghamster ..... 102  
*mouse mammary tumos virus* ..... 335  
Multigamie ..... *siehe* Polygynandrie  
Mundwinkeldrüsen  
Zwerghamster ..... 103, 115, 116  
MUPs ..... *siehe* Haupt-Urin-Proteine  
Murines Hepatitis-Virus ..... 328  
Muskelatrophie  
Goldhamster ..... 90  
Muskelschwäche  
Goldhamster ..... 94  
Muskelzittern

- Meerschweinchen ..... 59  
*Mus auctor* † ..... 237  
*Mus linnaeus* † ..... 237  
*Mus musculus* ..... *siehe* Hausmaus  
*Mus musculus bactrianus* ..... 237, 238  
*Mus musculus castaneus* .. 237–239, 241, 243, 248, 249  
*Mus musculus domesticus* . 237–240, 243, 248, 249, 278  
*Mus musculus gentilulus* ..... 237, 239  
*Mus musculus molossinus* ..... 240  
*Mus musculus musculus* ... 237–240, 243, 248, 249, 271, 278  
*Mus musculus poschiavinus* .... *siehe* Tabakmaus  
*Mus poschiavinus* ..... *siehe* Tabakmaus  
*Mus spicilegus* ..... *siehe* Ährenmaus  
 Myiasis ..... *siehe* Fliegenmadenbefall  
 Mykoplasmosen  
   Wanderratte ..... 227  
 Myokarditis ..... *siehe* Herzmuskelentzündung  
 Myospalax ..... *siehe* Blindmulle  
 Myxomatose  
   Kaninchen ..... 16, 26  
 Myxomatose-Impfung  
   Kaninchen ..... 27, 29  
 Myxomatose-Resistenz  
   Kaninchen ..... 27
- N**
- Nachtaktivität  
   Chinchilla ..... 159, 161, 165  
   Goldhamster ..... 83  
   Hausmaus ..... 310, 314, 316  
   Wanderratte ..... 220  
   Zwerghamster ..... 116, 118  
 Nährstoffmengen, empfohlene  
   Chinchilla ..... 149  
   Goldhamster ..... 73  
   Hausmaus ..... 266  
   Kaninchen ..... 9  
   Meerschweinchen ..... 40  
   Wanderratte ..... 195  
   Zwerghamster ..... 108, 109  
 Nageappetenz  
   Meerschweinchen ..... 51  
 Nagermüslis  
   Kaninchen ..... 19  
   Meerschweinchen ..... 53  
 Nagesteine  
   Kaninchen ..... 20
- Meerschweinchen ..... 52  
 Nahrungsbedarf  
   Chinchilla ..... 144, 146  
   Goldhamster ..... 70  
   Hausmaus ..... 259  
   Kaninchen ..... 7  
   Meerschweinchen ..... 38  
   Wanderratte ..... 192  
   Zwerghamster ..... 105, 106  
 Nahrungspräferenz ..... *siehe* Futterpräferenz  
 Nahrungsvorräte  
   Chinchilla ..... 145  
   Goldhamster ..... 66, 69  
   Hausmaus ..... 257  
   Wanderratte ..... 189  
   Zwerghamster ..... 103, 105, 113, 114, 122  
 National Chinchilla Reserve ..... *siehe*  
   Reserva Nacional Las Chinchillas  
 'National Mouse Club' ..... 242  
 Naturschutz  
   Chinchilla ..... 139  
 Nematoden ..... *siehe* Fadenwürmer  
 Neophobie  
   Hausmaus ..... 258  
   Wanderratte ..... 179, 181, 184, 190, 195  
 Neoplasie ..... *siehe* Gewebsneubildung  
 Nephritis ..... *siehe* Nierenerkrankung, chronische  
 Nervenlähmung  
   Chinchilla ..... 173  
   Goldhamster ..... 93  
 Nest  
   Hausratte ..... 182  
   Wanderratte ..... 181  
 Nestflüchter  
   Meerschweinchen ..... 45  
 Nestflüchter  
   Chinchilla ..... 153  
   Meerschweinchen ..... 38  
 Nesthocker  
   Goldhamster ..... 78  
   Hausmaus ..... 288  
   Kaninchen ..... 12  
   Wanderratte ..... 205  
   Zwerghamster ..... 112  
 Nestkammer  
   Goldhamster ..... 65  
 Netzhautschädigung  
   Hausmaus ..... 314, 318  
   Wanderratte ..... 235  
 Neugierverhalten

- Wanderratte ..... 180
- Nierenentzündung
- Chinchilla ..... 172
- Meerschweinchen ..... 56
- Wanderratte ..... 232
- Nierenerkrankung, chronische
- Goldhamster ..... 90
- Hausmaus ..... 333
- Nierensteine
- Goldhamster ..... 87, 88, 90, 92
- Kaninchen ..... 20
- Meerschweinchen ..... 52
- Zwerghamster ..... 124, 125
- Nierenversagen
- Kaninchen ..... 22
- Meerschweinchen ..... 56
- Notoedres-Räude
- Wanderratte ..... 231
- O**
- Obstipation ..... *siehe* Verstopfung
- Ochotona daurica* ..... *siehe* Pfeifhase
- Ochotona mantchurica* ..... *siehe* Pfeifhase
- Östrus
- Goldhamster ..... 77, 78, 81
- Hausmaus ..... 279
- Wanderratte ..... 203, 210
- Östrus, Postpartum-
- Chinchilla ..... 152
- Hausmaus ..... 279
- Kaninchen ..... 11
- Meerschweinchen ..... 44
- Wanderratte ..... 203
- Zwerghamster ..... 112, 114, 115
- Ohrdrüsen
- Goldhamster ..... 81
- Okklusion
- Chinchilla ..... 143
- Oryctolagus cuniculus* ..... *siehe* Kaninchen
- Osteodystrophie .. *siehe* Knochenbrüche, spontane
- Osteoporose
- Wanderratte ..... 232
- Osteosarkom ..... *siehe* Knochentumor
- Otitis interna* ..... *siehe* Innenohrentzündung
- Otitis media* ..... *siehe* Mittelohrentzündung
- Ovarialzysten
- Goldhamster ..... 94
- Meerschweinchen ..... 59
- Zwerghamster ..... 128
- Ovulation, induzierte
- Chinchilla ..... 152
- Kaninchen ..... 11
- Ovulation, spontane
- Chinchilla ..... 152
- Hausmaus ..... 279
- Ovulationszyklus
- Goldhamster ..... 78
- Zwerghamster ..... 112
- Oxyuridose ..... *siehe* Fadenwürmer
- P**
- Páramos ..... 33
- Paarungssystem
- Chinchilla ..... 150
- Glossar ..... 339
- Goldhamster ..... 74
- Hausmaus ..... 281
- Kaninchen ..... 11
- Meerschweinchen ..... 41
- Wanderratte ..... 202
- Zwerghamster ..... 112, 114
- Paarungsvorspiel ..... *siehe* Werbeverhalten
- Panophthalmie ..... *siehe* Augenentzündung
- Parapodemus † ..... 236
- Paratyphus
- Wanderratte ..... 180
- Parese ..... *siehe* Nervenlähmung
- Pars cardiaca* ..... *siehe* Vormagen
- Pars pylorica* ..... *siehe* Drüsenmagen
- Pasteurellose
- Kaninchen ..... 15, 23
- Meerschweinchen ..... 57
- Wanderratte ..... 227, 228
- Pazifische oder Polynesische Ratte ..... 178
- Peitschenwürmer
- Kaninchen ..... 24
- Pelletfutter
- Chinchilla ..... 166
- Goldhamster ..... 87
- Hausmaus ..... 323
- Kaninchen ..... 20
- Meerschweinchen ..... 51
- Wanderratte ..... 224
- Zwerghamster ..... 123
- Pelztierzucht
- Chinchilla ..... 133
- Penishaarring
- Chinchilla ..... 171, 174
- Peromyscus ..... *siehe* Hirschmäuse
- Peromyscus boylii* ..... 215

- Peromyscus californicus* ..... 215
- Pest
- Hausmaus ..... 245
  - Wanderratte ..... 180
- Pfeifhase ..... 110
- Pflege
- Goldhamster ..... 82
  - Kaninchen ..... 14
  - Meerschweinchen ..... 47
  - Zwerghamster ..... 117
- pH-Wert
- Glossar ..... 339
- Pharyngitis ..... *siehe* Rachenraumtzündung
- Pheromone
- Glossar ..... 339
  - Goldhamster ..... 81
  - Hausmaus ..... 292
- Phodopus ..... *siehe* Kurzschwanz-Zwerghamster
- Phodopus campbelli* *siehe* Campbell-Zwerghamster
- Phodopus roborovskii* ..... *siehe* Roborovski-Zwerghamster
- Phodopus sungorus* ..... *siehe* Dsungarischer Zwerghamster
- Phyllotis ..... *siehe* Blattohrmäuse
- Pneumonie ..... *siehe* Lungenentzündung
- Pododermatitis ..... *siehe* Ballenentzündung
- Polyandrie
- Glossar ..... 339
- Polyarthritis ..... *siehe* Gelenkentzündung
- Polydipsie ..... *siehe* Wasseraufnahme, vermehrte
- Polygynandrie
- Glossar ..... 339
  - Wanderratte ..... 202
- Polygynie
- Chinchilla ..... 150
  - Glossar ..... 339
  - Hausmaus ..... 281
  - Kaninchen ..... 11
  - Meerschweinchen ..... 41
  - Wanderratte ..... 202
  - Zwerghamster ..... 112
- Polyurie ..... *siehe* Harnabgabe, vermehrte
- Population
- Glossar ..... 339
  - Kaninchen ..... 3
  - Meerschweinchen ..... 33
- Populationsdichte
- Chinchilla ..... 150
  - Hausmaus ..... 243, 267, 270, 271, 287
  - Kaninchen ..... 3
- Meerschweinchen ..... 33
  - Wanderratte ..... 196, 203
  - Zwerghamster ..... 110, 112, 114
- Porphyrin-Überproduktion
- Wanderratte ..... 235
- Prädatoren ..... *siehe* Fressfeinde
- Prägung
- Glossar ..... 340
- Präputialdrüsenabszess
- Wanderratte ..... 234
- Procavia ..... *siehe* Klippschliefer
- Progonomys † ..... 236
- Promiskuität
- Glossar ..... 339
  - Hausmaus ..... 281
  - Wanderratte ..... 202
- Pronation ..... 103
- Protein, tierisches
- Goldhamster ..... 72, 86, 90
  - Hausmaus ..... 257, 259, 323
  - Wanderratte ..... 223
  - Zwerghamster ..... 105, 108, 121, 122
- Pseudotuberkulose
- Kaninchen ..... 23
  - Meerschweinchen ..... 58
  - Wanderratte ..... 228, 231
- Pulex irritans* ..... *siehe* Menschenfloh
- Puna ..... 33, 41
- Pyometra ..... *siehe* Gebärmutterentzündung
- ## R
- Rabbit Calicivirus Disease ..... *siehe* Chinaseuche
- Rabbit Haemorrhagic Disease .. *siehe* Chinaseuche
- Rachenraumtzündung
- Meerschweinchen ..... 56
- Rassen, chromosomale
- Hausmaus ..... 238
- Rattenartiger Zwerghamster ..... 62, 97
- Rattenbekämpfung ..... 183, 190
- Rattenbisskrankheit
- Hausmaus ..... 245, 334
  - Wanderratte ..... 180, 225
- Rattenfloh ..... 180
- Rattenfloh, Europäischer ..... 230
- Rattenfloh, Tropischer ..... 230
- Rattengift ..... 181, 191
- Rattus argentiventer* ..... *siehe* Reisfeld-Ratte
- Rattus exulans* . *siehe* Pazifische oder Polynesische Ratte
- Rattus losea* ..... *siehe* Kleine Reisfeld-Ratte



- Rattus nitidus* ..... *siehe* Himalaja-Ratte  
*Rattus norvegicus* ..... *siehe* Wanderratte  
*Rattus pyctoris* ..... *siehe* Turkestan-Ratte  
*Rattus rattus* ..... *siehe* Hausratte  
*Rattus tanezumii* ..... *siehe* Asiatische Hausratte  
*Rattus tiomanicus*... *siehe* Malaysische Feld-Ratte  
 RCD ..... *siehe* Chinaseuche  
 Reisfeld-Ratte ..... 178  
 Rektumprolaps  
   Chinchilla ..... 169, 171  
   Goldhamster ..... 90  
   Hausmaus ..... 328, 329  
   Zwerghamster ..... 124  
 Rektumvorfall ..... *siehe* Rektumprolaps  
 Rennmäuse ..... 62  
 Reserva Nacional Las Chinchillas ..... 138, 139  
 Retinadystrophie ..... *siehe* Netzhautschädigung  
 Revier  
   Chinchilla ..... 150, 155  
   Glossar ..... 340  
   Goldhamster ..... 76–80, 82  
   Hausmaus ... 243, 266, 268, 269, 271, 275, 321  
   Kaninchen ..... 10  
   Meerschweinchen ..... 41  
   Wanderratte ..... 196–198, 208, 219  
   Zwerghamster ..... 110–112, 117, 118  
 Reviermarkierung  
   Goldhamster ..... 67, 77, 81  
   Hausmaus ..... 268, 272, 275, 294  
   Kaninchen ..... 10, 12, 13  
   Meerschweinchen ..... 41  
   Wanderratte ..... 209  
   Zwerghamster ..... 111  
 RHD ..... *siehe* Chinaseuche  
 Riboflavin ..... *siehe* Vitamin B<sub>2</sub>  
 Rickettsien  
   Hausmaus ..... 244  
*ring tail* ..... *siehe* Schwanznekrose  
 roamer ..... *siehe* Wanderer  
 Robertson'sche Chromosomenfusion  
   Hausmaus ..... 238  
 Roborovski-Zwerghamster ..... 98  
 Rodentiose  
   Kaninchen ..... 23  
   Meerschweinchen ..... 58  
 Rohfasergehalt  
   Chinchilla ..... 165  
   Goldhamster ..... 73, 87  
   Hausmaus ..... 322  
   Kaninchen ..... 19  
   Meerschweinchen ..... 51, 55  
   Wanderratte ..... 224  
   Zwerghamster ..... 121  
*roof rat* ..... *siehe* Hausratte  
 Rothörnchen ..... 157  
 Ruf-Spezifität  
   Chinchilla ..... 157  
 Rumänischer Hamster ..... 62  
 Rundwürmer  
   Wanderratte ..... 232  
**S**  
*sacculi* ..... *siehe* Mundwinkeldrüsen  
 Salmonellen  
   Hausmaus ..... 245, 327, 328  
   Kaninchen ..... 21  
   Meerschweinchen ..... 56  
   Wanderratte ..... 228  
 Salzleckstein  
   Goldhamster ..... 87  
 Sandbaden  
   Chinchilla ..... 140, 155, 163, 168  
   Goldhamster ..... 84, 86  
   Hausmaus ..... 320  
   Zwerghamster ..... 120  
 Sarcoptes-Räude  
   Goldhamster ..... 90  
   Kaninchen ..... 26  
   Meerschweinchen ..... 54  
   Wanderratte ..... 231  
   Zwerghamster ..... 124  
 Satelliten-Männchen  
   Meerschweinchen ..... 43  
*satellite male* ..... *siehe* Satelliten-Männchen  
 Saugmilben  
   Wanderratte ..... 231  
 Saugwürmer  
   Kaninchen ..... 24  
 Scharrgraben ..... *siehe* Grabvermögen  
 Scheinträchtigkeit  
   Kaninchen ..... 29  
 Schilddrüsentumor  
   Meerschweinchen ..... 54  
 Schilddrüsenüberfunktion  
   Meerschweinchen ..... 54  
 'Schlängel-Laute'  
   Hausmaus ..... 300  
 Schilddrüsenunterfunktion  
   Meerschweinchen ..... 55  
 Schneidezähne

- Chinchilla ..... 142  
 Goldhamster ..... 69  
 Hausmaus ..... 253  
 Kaninchen ..... 5  
 Meerschweinchen ..... 36  
 Wanderratte ..... 187  
 Zwerghamster ..... 104
- Schwanznekrose  
 Hausmaus ..... 331  
 Wanderratte ..... 231
- Schwarzbrusthamster ..... 62
- Schweinepest  
 Wanderratte ..... 180
- Schwimmvermögen  
 Hausmaus ..... 252  
 Kaninchen ..... 4  
 Meerschweinchen ..... 36  
 Wanderratte ..... 192
- SDA-Virus ..... *siehe* Sialodacryoadenitis
- Sehvermögen  
 Chinchilla ..... 140, 162  
 Goldhamster ..... 67, 81  
 Hausmaus ..... 250, 308  
 Kaninchen ..... 5  
 Meerschweinchen ..... 35  
 Wanderratte ..... 185
- Selbstverstümmelung  
 Chinchilla ..... 173
- Sendaivirus  
 Wanderratte ..... 227
- Separationsmechanismus des Kolons  
 Chinchilla ..... 144  
 Hausmaus ..... 255  
 Meerschweinchen ..... 37  
 Wanderratte ..... 188
- Setzröhre  
 Kaninchen ..... 11
- Sialodacryoadenitis  
 Goldhamster ..... 96  
 Hausmaus ..... 335  
 Wanderratte ..... 227, 235  
 Zwerghamster ..... 129
- Siberian dwarf hamster* ..... *siehe*  
 Dsungarischer Zwerghamster
- Sibirischer Streifenhamster ..... 98
- Sudoku ..... *siehe* Rattenbisskrankheit
- Sohlengeschwüre ..... *siehe* Ballenentzündung
- Sozialstruktur  
 Chinchilla ..... 149  
 Goldhamster ..... 74
- Hausmaus ..... 243, 267  
 Kaninchen ..... 10  
 Meerschweinchen ..... 41  
 Wanderratte ..... 196  
 Zwerghamster ..... 109
- Spalax ..... *siehe* Blindmäuse  
*Spermophilus richardsonii* ..... 215
- Spielverhalten  
 Chinchilla ..... 154  
 Goldhamster ..... 79  
 Hausmaus ..... 267, 288  
 Meerschweinchen ..... 46  
 Wanderratte ..... 201, 206, 212, 217, 221
- Spiroknukleose  
 Wanderratte ..... 229
- Sprungvermögen  
 Chinchilla ..... 141  
 Goldhamster ..... 68
- Stärke  
 Glossar ..... 340  
 Kaninchen ..... 20  
 Meerschweinchen ..... 53
- Steatosis hepatis* ..... *siehe* Leberverfettung
- Steppe ..... 99, 100
- Steppen-Murmeltier ..... 110
- Sternguckerkrankheit ... *siehe* Encephalitozoonose
- Stiftzähne  
 Kaninchen ..... 5
- Stimmerkennung, individuelle  
 Chinchilla ..... 156, 159
- Stopfmagen  
 Kaninchen ..... 6  
 Meerschweinchen ..... 36, 39, 52
- Streptokokken-Pneumonie  
 Wanderratte ..... 227
- Supination  
 Wanderratte ..... 186  
 Zwerghamster ..... 103
- supplementary sacculi* ... *siehe* Mundwinkeldrüsen
- Symbiose  
 Glossar ..... 340
- Synanthropismus  
 Hausmaus ..... 240, 241  
 Wanderratte ..... 177, 178, 181  
 Zwerghamster ..... 99
- Syrischer Hamster ..... *siehe* Goldhamster
- Systematik  
 Chinchilla ..... 130, 131  
 Glossar ..... 340  
 Goldhamster ..... 62

- Hausmaus ..... 236  
 Kaninchen ..... 1  
 Meerschweinchen ..... 30  
 Wanderratte ..... 176, 177  
 Zwerghamster ..... 98
- T**
- Tabakmaus ..... 238  
 Tachykardie ..... *siehe* Herzschlag, erhöht  
 Tachypnoe ..... *siehe* Atemfrequenz, erhöht  
 Talgdrüse ..... *siehe* Bauchdrüse  
*Talpa europaea* ..... *siehe* Maulwurf  
*Tamiasciurus hudsonicus* ..... *siehe* Rothörnchen  
 Tanzmaus ..... 242, 299  
 Territorium ..... *siehe* Revier  
 Thermoregulation  
   Campbell-Zwerghamster ..... 113  
   Hausmaus ..... 260, 287, 288  
   Wanderratte ..... 186, 206  
 Thiamin ..... *siehe* Vitamin B<sub>1</sub>  
 Thigmotaxis  
   Hausmaus ..... 250, 288, 317  
   Wanderratte ..... 183, 221, 222  
 Tocopherol ..... *siehe* Vitamin E  
 Tollwut  
   Wanderratte ..... 180  
 Torpor ..... *siehe* Kältestarre  
 Torticollis  
   Chinchilla ..... 170, 172  
   Goldhamster ..... 93  
   Hausmaus ..... 333  
   Kaninchen ..... 22  
   Meerschweinchen ..... 57, 59  
   Wanderratte ..... 233  
   Zwerghamster ..... 126  
 Tränen, blutige .. *siehe* Porphyrin-Überproduktion  
 Tränenkanal-Entzündung  
   Meerschweinchen ..... 61  
 Tränensack-Entzündung  
   Chinchilla ..... 174  
   Meerschweinchen ..... 61  
 Tragetechnik  
   Chinchilla ..... 167  
   Goldhamster ..... 88  
   Hausmaus ..... 325  
   Kaninchen ..... 18  
   Meerschweinchen ..... 51  
   Wanderratte ..... 225  
   Zwerghamster ..... 123  
 Tragzeit
- Chinchilla ..... 153  
 Goldhamster ..... 78  
 Hausmaus ..... 280, 285  
 Kaninchen ..... 12  
 Meerschweinchen ..... 45  
 Wanderratte ..... 204  
 Zwerghamster ..... 111
- Trauma  
   Goldhamster ..... 93  
 Trichobezoar  
   Kaninchen ..... 18, 19  
   Meerschweinchen ..... 51, 53, 57  
   Wanderratte ..... 226, 228  
 Trichophytie  
   Hausmaus ..... 330  
   Kaninchen ..... 25  
 Trichotillomanie ..... *siehe* Fellbeißen  
 Trommelsucht ..... *siehe* Tympanie  
*Tscherskia triton* ..... *siehe* Rattenartiger  
   Zwerghamster  
 Tschudi-Meerschweinchen ..... 30, 31, 33, 41  
 Türkischer Hamster ..... 62, 64  
 Tularämie  
   Hausmaus ..... 245  
 Tumor  
   Hausmaus ..... 261  
   Meerschweinchen ..... 57  
   Wanderratte ..... 225  
 Tumor, bösartig  
   Goldhamster ..... 91  
   Hausmaus ..... 335  
   Meerschweinchen ..... 55  
 Tumor, gutartig  
   Meerschweinchen ..... 55  
 Tympanie  
   Chinchilla ..... 169, 171  
   Hausmaus ..... 326  
   Kaninchen ..... 21  
   Meerschweinchen ..... 51, 52, 56  
   Wanderratte ..... 223  
 Typhus  
   Wanderratte ..... 180  
 Tyzzer's Disease  
   Kaninchen ..... 21  
   Meerschweinchen ..... 55  
   Wanderratte ..... 226, 233
- U**
- Übergewicht  
   Chinchilla ..... 165, 173

- Hausmaus ..... 261, 323  
 Kaninchen ..... 19  
 Meerschweinchen ..... 53  
 Wanderratte ..... 188, 194, 224, 234  
 Zwerghamster ..... 124
- Ultraschallrufe  
 Goldhamster ..... 78, 80  
 Hausmaus ... 250, 283, 286, 299, 302, 304, 306  
 Wanderratte ..... 200, 201, 203–206, 212  
 Zwerghamster ..... 115
- Umweltanreicherung ..... *siehe*  
*environmental enrichment*
- Unterarten  
 Chinchilla ..... 137, 139  
 Hausmaus ..... 237  
 Kurzschwanz-Chinchilla ..... 131  
 Langschwanz-Chinchilla ..... 132
- Unterbringung  
 Chinchilla ..... 161  
 Goldhamster ..... 83  
 Hausmaus ..... 314  
 Kaninchen ..... 14  
 Meerschweinchen ..... 48  
 Wanderratte ..... 220  
 Zwerghamster ..... 118
- Unterkühlung  
 Meerschweinchen ..... 58
- Urethritis ..... *siehe* Harnröhrenentzündung
- Urinmarkierungen  
 Hausmaus ..... 290
- Urinspritzen  
 Chinchilla ..... 152, 155  
 Kaninchen ..... 19  
 Meerschweinchen ..... 44
- Urolithiasis .. *siehe auch* Blasensteine, Harnsteine,  
 Harngrieß
- Uteruskarzinom  
 Sibirischer Streifenhamster ..... 128
- V**
- Vaginalpfropf  
 Chinchilla ..... 153
- VANDENBERGH-Effekt  
 Hausmaus ..... 289  
 Wanderratte ..... 211
- Verband, anonym  
 Wanderratte ..... 197, 198
- Verband, individualisierter  
 Glossar ..... 338  
 Hausratte ..... 198
- Wanderratte ..... 197
- Verbreitung, aktuelle  
 Chinchilla ..... 137  
 Goldhamster ..... 64  
 Hausmaus ..... 246  
 Kaninchen ..... 3  
 Meerschweinchen ..... 33  
 Wanderratte ..... 181  
 Zwerghamster ..... 99
- Verbreitung, historische  
 Chinchilla ..... 134  
 Hausmaus ..... 237, 246  
 Kaninchen ..... 1  
 Wanderratte ..... 181
- Verdauung  
 Chinchilla ..... 147  
 Goldhamster ..... 71  
 Hausmaus ..... 263  
 Kaninchen ..... 7  
 Meerschweinchen ..... 36, 38  
 Wanderratte ..... 192  
 Zwerghamster ..... 107
- Verdauungsorgane  
 Chinchilla ..... 142  
 Goldhamster ..... 69  
 Hausmaus ..... 253  
 Kaninchen ..... 6  
 Meerschweinchen ..... 36  
 Wanderratte ..... 187  
 Zwerghamster ..... 104
- Verdauungsstörung  
 Goldhamster ..... 86  
 Hausmaus ..... 326  
 Meerschweinchen ..... 60  
 Zwerghamster ..... 122, 128
- Vergesellschaftung  
 Chinchilla ..... 160  
 Goldhamster ..... 82, 83  
 Hausmaus ..... 311  
 Kaninchen ..... 15  
 Meerschweinchen ..... 48  
 Wanderratte ..... 217  
 Zwerghamster ..... 117
- Verhalten  
 Chinchilla ..... 149  
 Goldhamster ..... 73  
 Hausmaus ..... 266  
 Kaninchen ..... 10  
 Meerschweinchen ..... 40  
 Wanderratte ..... 180, 195

- Zwerghamster ..... 109
- Verhalten, stereotypes  
 Goldhamster ..... 84–86
- Verhalten, submissives ..... *siehe*  
 Beschwichtigungsverhalten
- Verhaltensstörung  
 Kaninchen ..... 19
- Verstopfung  
 Chinchilla ..... 148, 167, 169–171  
 Goldhamster ..... 90  
 Meerschweinchen ..... 56  
 Wanderratte ..... 226, 228, 230  
 Zwerghamster ..... 124
- VHD ..... *siehe* Chinaseuche
- Viral Haemorrhagic Disease .... *siehe* Chinaseuche
- Virusdiarrhoe  
 Hausmaus ..... 328, 335
- Viruspneumonie  
 Chinchilla ..... 175
- Viscacha ..... 131
- Vitamine, fettlösliche  
 Kaninchen ..... 20
- Vitamin A  
 Goldhamster ..... 87  
 Hausmaus ..... 259, 265  
 Meerschweinchen ..... 55  
 Wanderratte ..... 235
- Vitamin B  
 Chinchilla ..... 174  
 Hausmaus ..... 264  
 Meerschweinchen ..... 55, 59
- Vitamin B<sub>1</sub>  
 Chinchilla ..... 165, 173  
 Wanderratte ..... 233
- Vitamin B<sub>2</sub>  
 Chinchilla ..... 165
- Vitamin C  
 Chinchilla ..... 148, 165  
 Hausmaus ..... 266  
 Kaninchen ..... 20  
 Meerschweinchen .... 38–40, 50, 55, 56, 59–61
- Vitamin D  
 Hausmaus ..... 265  
 Kaninchen ..... 20  
 Meerschweinchen ..... 52, 60  
 Wanderratte ..... 194
- Vitamin E  
 Chinchilla ..... 167  
 Goldhamster ..... 79, 87, 90
- Vomeronasalorgan .... *siehe* Jakobson'sches Organ
- Vormagen  
 Goldhamster ..... 69  
 Hausmaus ..... 253, 263  
 Wanderratte ..... 187, 193  
 Zwerghamster ..... 104, 107
- Vorratsbau  
 Wanderratte ..... 189
- W**
- Waldmaus ..... 246
- Wanderer  
 Meerschweinchen ..... 43
- Wanderratte ..... 176
- Wasseraufnahme, vermehrte  
 Chinchilla ..... 167  
 Meerschweinchen ..... 54  
 Wanderratte ..... 232
- Wasserbedarf  
 Chinchilla ..... 146, 147  
 Goldhamster ..... 70, 71, 88  
 Hausmaus ..... 261  
 Kaninchen ..... 7, 18  
 Meerschweinchen ..... 38  
 Wanderratte ..... 192  
 Zwerghamster ..... 106, 107, 122, 125
- Werbeverhalten  
 Chinchilla ..... 152, 155, 156, 158  
 Goldhamster ..... 77, 78, 80, 81  
 Hausmaus ..... 283  
 Kaninchen ..... 11  
 Meerschweinchen ..... 44, 46, 47  
 Wanderratte ..... 203, 212, 216
- Wermut-Halbwüste ..... 101
- wet tail*  
 Goldhamster ..... 91  
 Zwerghamster ..... 125
- WHITTEN-Effekt  
 Hausmaus ..... 279, 297
- Wieselmeerschweinchen ..... 31
- Wildmeerschweinchen ..... 30, 31, 33
- Winterfärbung  
 Campbell-Zwerghamster ..... 98  
 Dsungarischer Zwerghamster ..... 98  
 Zwerghamster ..... 102, 118
- Winterfell ..... *siehe* Winterfärbung
- Wistar-Ratte ..... *siehe* Wanderratte
- wriggling calls* ..... *siehe* 'Schlängel-Laute'
- Wühler ..... 62, 97
- Wüste ..... 101  
 Ala-Schan ..... 101

- Bei-Schan ..... 101  
 Dsungarei ..... 101  
 Gobi ..... 101  
 Takla Makan ..... 101  
 Tsaidam ..... 101  
 Wüstenspringmaus ..... 107  
 Wurfanzahl  
 Chinchilla ..... 151, 160  
 Goldhamster ..... 78  
 Hausmaus ..... 281  
 Kaninchen ..... 12  
 Meerschweinchen ..... 44  
 Wanderratte ..... 204  
 Zwerghamster ..... 111  
 Wurfgröße  
 Chinchilla ..... 153, 160  
 Goldhamster ..... 78  
 Hausmaus ..... 280, 281  
 Kaninchen ..... 12  
 Meerschweinchen ..... 44  
 Wanderratte ..... 204  
 Zwerghamster ..... 111  
 Wurmbefall  
 Kaninchen ..... 24  
 Wurzelspitzenvereiterung  
 Chinchilla ..... 170, 174
- X**  
*Xenopsylla pestis* ..... *siehe* Rattenfloh
- Z**  
 Zahnabrieb  
 Chinchilla ..... 148, 165  
 Goldhamster ..... 86, 87, 89  
 Kaninchen ..... 5, 20, 22  
 Meerschweinchen ..... 36, 51, 53  
 Wanderratte ..... 226  
 Zwerghamster ..... 121, 122, 124  
 Zahnfehlstellung  
 Chinchilla ..... 170, 171  
 Hausmaus ..... 326  
 Kaninchen ..... 21  
 Meerschweinchen ..... 54  
 Zwerghamster ..... 124  
 Zahnhaken  
 Chinchilla ..... 170  
 Kaninchen ..... 19, 21  
 Zahnschmelz  
 Meerschweinchen ..... 36  
 Zahnwachstum  
 Chinchilla ..... 142  
 Hausmaus ..... 253  
 Kaninchen ..... 6, 21  
 Meerschweinchen ..... 36, 53  
 Zecken  
 Kaninchen ..... 26  
 Zellulose  
 Glossar ..... 340  
 Zoonose  
 Goldhamster ..... 92  
 Hausmaus ..... 244, 325  
 Wanderratte ..... 180  
 Zuchtreife  
 Glossar ..... 341  
 Kaninchen ..... 11  
 Zuckerkrankheit ..... *siehe* Diabetes  
 Zwergbandwurm  
 Hausmaus ..... 245  
 Zwerghamster ..... 97, 203  
 Zwergkaninchen ..... 18  
 Zwergmaus ..... 187, 252  
 Zwergmeerschweinchen ..... 31  
 Zystenbildung  
 Goldhamster ..... 92, 94  
 Meerschweinchen ..... 57  
 Zwerghamster ..... 125  
 Zystitis ..... *siehe* Blasenentzündung



# Literaturverzeichnis

## A

- ADER, R. & GROTA, L.J. (1970): Rhythmicity in the maternal behaviour of *Rattus norvegicus*. - *Animal Behaviour* 18, H. 1, 144–150.
- ADLOFF, P. (1898): Zur Entwicklungsgeschichte des Nagetiergebisses. - Ph.D. Thesis, Universität Rostock, Rostock, S. 1–66.
- ADOLPH, E.F. (1947): Urges to eat and drink in rats. - *American Journal of Physiology–Legacy Content* 151, H. 1, 110–125.
- ADOLPH, P. (1994): Untersuchungen zum Energie- und Nährstoffbedarf adulter Meerschweinchen. - Ph.D. Thesis, Tierärztliche Hochschule Hannover, Hannover.
- AGAR, W.E.; DRUMMOND, F.H. & TIEGS, O.W. (1948): Third report on a test of McDougall's Lamarckian experiment on the training of rats. - *Journal of Experimental Biology* 25, H. 2, 103–122.
- AGAR, W.E.; DRUMMOND, F.H.; TIEGS, O.W. & GUNSON, M.M. (1954): Fourth (final) report on a test of McDougall's Lamarckian experiment on the training of rats. - *Journal of Experimental Biology* 31, H. 3, 307–321.
- AKRE, A.K.; HOVLAND, A.L.; BAKKEN, M. & BRAASTAD, B.O. (2008): Risk assessment concerning the welfare of animals kept for fur production. - A report to the Norwegian Scientific Committee for Food Safety 9th May.
- ALBERS, P.C.H.; TIMMERMANS, P.J.A. & VOSSEN, J.M.H. (2000): Is maternal behavior correlated with later explorative behavior of young guinea pigs (*Cavia aperea f. porcellus*)? - *Acta Ethologica* 2, H. 2, 91–96.
- ALBERTS, J.R. (1978): Huddling by rat pups: group behavioral mechanisms of temperature regulation and energy conservation. - *Journal of comparative and physiological psychology* 92, H. 2, 231.
- ALBERTS, J.R. & GALEF JR., B.G. (1973): Olfactory cues and movement: Stimuli mediating intraspecific aggression in the wild Norway rat. - *Journal of Comparative Physiological Psychology* 85, H. 2, 233–242.
- AL-KAHTANI, M.A. (2004): Kidney mass and relative medullary thickness of rodents in relation to habitat, body size, and phylogeny. - *Physiological and Biochemical Zoology* 77, H. 3, 346–365.
- ALLIN, J.T. & BANKS, E.M. (1972): Functional aspects of ultrasound production by infant albino rats (*Rattus norvegicus*). - *Animal Behaviour* 20, 175–185.
- AL-RUKIBAT, R.K.; IRIZARRY, A.R.; LACEY, J.K.; KAZACOS, K.R.; STORANDT, S.T. & DENICOLA, D.B. (2001): Impression smear of liver tissue from a rabbit. - *Veterinary Clinical Pathology* 30, H. 2, 57–61.
- ALTMAN, K. & SUDARSHAN, K. (1975): Postnatal development of locomotion in the laboratory rat. - *Animal Behaviour* 23, 896–920.
- ALVES, J.A.B.; VINGADA, J. & RODRIGUES, P. (2006): The wild rabbit (*Oryctolagus cuniculus* L.) diet on a sand dune area in central Portugal: a contribution towards management. - *Wildlife Biology in Practice* 2, H. 2.
- ANOKHIN, K.V.; BOGOLEPOVA, T.V.; SUROV, A.V. & ZARAYSKAYA, I.Y. (2008): A comparative analysis of hierarchically organized grooming patterns in hamsters. - In: *Proceedings of Measuring Behavior - Citeseer*, 318–319.

- ANONYMUS (1861): Über Vorkommen der für Deutschland im Aussterben begriffenen Hausratten und des Bibers. - *Natur und Offenbarung* 7, 235–238.
- ARNOLD, C.E. & ESTEP, D.Q. (1990): Effects of housing on social preference and behaviour in male golden hamsters (*Mesocricetus auratus*). - *Applied Animal Behaviour Science* 27, 253–261.
- ASHER, M.; DE OLIVEIRA, E.S. & SACHSER, N. (2004): Social system and spatial organization of wild guinea pigs (*Cavia aperea*) in a natural population. - *Journal of Mammalogy* 85, H. 4, 788–796.
- ASHER, M.; LIPPMANN, T.; EPPLER, J.T.; KRAUS, C.; TRILLMICH, F. & SACHSER, N. (2008): Large males dominate: ecology, social organization, and mating system of wild cavies, the ancestors of the guinea pig. - *Behavioral Ecology and Sociobiology* 62, H. 9, 1509–1521.
- ATCHA, Z.; CAGAMPANG, F.R.A.; STIRLAND, J.A.; MORRIS, I.D.; BROOKS, A.N.; EBLING, F.J.; KLINGENSPOR, M. & LOUDON, A.S. (2000): Leptin acts on metabolism in a photoperiod-dependent manner, but has no effect on reproductive function in the seasonally breeding Siberian hamster (*Phodopus sungorus*). - *Endocrinology* 141, H. 11, 4128–4135.
- ATF & DVG (2004): Kleine Heimtiere. Diagnostik und Therapie von Erkrankungen des Verdauungsapparates. Aktueller Wissensstand. - ATF, Hannover.
- B**
- BAKKER, E.S.; REIFFERS, R.C.; OLFF, H. & GLEICHMAN, J.M. (2005): Experimental manipulation of predation risk and food quality: effect on grazing behaviour in a central-place foraging herbivore. - *Oecologia* 146, H. 1, 157–167.
- BALCOMBE, J.P. (2006): Laboratory environments and rodents' behavioural needs: a review. - *Laboratory Animals* 40, H. 3, 217–235.
- BARABASZ, B. & LAPIŃSKI, S. (2007): Multiple litters in chinchillas. - *Viscerale Wissenschaften* 3, H. 34, 178–181.
- BARANOWSKI, P.; WROBLEWSKA, M.; WOJTAS, J. & OTHERS (2009): Morphology and morphometry of the nuchal plane of breeding chinchilla (*Chinchilla laniger*, Molina, 1782) skulls allowing for sex and litter size at birth. - *Bull Vet Inst Pulawy* 53, 291–298.
- BÁRCENA, J.; MORALES, M.; VÁZQUEZ, B.; BOGA, J.A.; PARRA, F.; LUCIENTES, J.; PAGÈS-MANTÉ, A.; SÁNCHEZ-VIZCAÍNO, J.M.; BLASCO, R. & TORRES, J.M. (2000): Horizontal transmissible protection against myxomatosis and rabbit hemorrhagic disease by using a recombinant myxoma virus. - *Journal of Virology* 74, H. 3, 1114–1123.
- BARNES, R.H. & FIALA, G. (1958a): Effects of the prevention of coprophagy in the rat I. Growth studies. - *The Journal of nutrition* 64, H. 4, 533–540.
- BARNES, R.H. & FIALA, G. (1958b): Effects of the prevention of coprophagy in the rat II. Vitamin B12 requirement. - *The Journal of nutrition* 65, H. 1, 103–114.
- BARNES, R.H.; KWONG, E. & FIALA, G. (1958): Effects of the prevention of coprophagy in the rat III. Digestibility of protein and fat. - *The Journal of nutrition* 65, H. 2, 251–258.
- BARNES, R.H.; KWONG, E. & FIALA, G. (1959): Effects of the prevention of coprophagy in the rat IV. Biotin. - *The Journal of nutrition* 67, H. 4, 599–610.
- BARNES, R.H.; TUTHILL, S.; KWONG, E. & FIALA, G. (1959): Effects of the prevention of coprophagy in the rat V. Essential fatty acid deficiency. - *The Journal of nutrition* 68, H. 1, 121–130.
- BARNETT, S.A. (1956): Behaviour components in the feeding of wild and laboratory rats. - *Behaviour* 9, H. 1, 24–43.
- BARNETT, S.A. (1975): The rat. A study in behavior. - AldineTransaction, New Brunswick (U.S.A.) and London (U.K.), S. 287.
- BARNETT, S.A. & SPENCER, M.M. (1951): Feeding, social behaviour and interspecific competition in wild rats. - *Behaviour*, 229–242.
- BARTL, J. (2006): Lautäußerungen der Chinchillas im Sozialverband. - Ph.D. Thesis, Ludwig-Maximilians-Universität, München, S. 156.

- BARTLETT, A.D. (1862): Notes on the beaver in the zoological garden. - Proceedings of the Zoological Society of London 1862, 267–268.
- BAUMANS, V. (2005): Environmental enrichment for laboratory rodents and rabbits: requirements of rodents, rabbits, and research. - ILAR journal 46, H. 2, 162–170.
- BECK, M. & GALEF, B.G. (1989): Social influences on the selection of a protein-sufficient diet by Norway rats (*Rattus norvegicus*). - Journal of Comparative Psychology 103, H. 2, 132.
- BECKER, K. (1950): Ernährungsstudien an Wanderratten und Hausratten. - Schädlingsbekämpfung 42, 115–119.
- BECKER, K. (1978a): *Rattus norvegicus* (Berkenhout, 1769) - Wanderratte. - In: NIETHAMMER, J. & KRAPP, F. (Hrsg): Handbuch der Säugetiere Europas. Band 1. Nagetiere 1. - AULA-Verlag, Wiesbaden, 401–420.
- BECKER, K. (1978b): *Rattus rattus* (Linnaeus, 1758) - Hausratte. - In: NIETHAMMER, J. & KRAPP, F. (Hrsg): Handbuch der Säugetiere Europas. Band 1. Nagetiere 1. - AULA-Verlag, Wiesbaden, 382–400.
- BEINTEMA, J.J. (1985): Amino acid sequence data and evolutionary relationships among hystricognaths and other rodents. - In: LUCKETT, W.P. & HARTENBERGER, J.-L. (Hrsg): Evolutionary Relationships among Rodents: A Multidisciplinary Analysis - Plenum Press, New York and London, 549–565.
- BEKYÜREK, T.; LIMAN, N. & BAYRAM, G. (2002): Diagnosis of sexual cycle by means of vaginal smear method in the chinchilla (*Chinchilla lanigera*). - Laboratory Animals 36, 51–61.
- BELLIER, R.; GIDENNE, T.; VERNAY, M. & COLINA, M. (1995): In vivo study of circadian variations of the cecal fermentation pattern in postweaned and adult rabbits. - Journal of Animal Science 73, 128–135.
- BENTLEY, L.S. & MORGAN, A.F. (1945): Vitamin A and carotene in the nutrition of the guinea pig. - The Journal of Nutrition 30, H. 3, 159–168.
- BERRY, R.J. (Hrsg) (1981): Biology of the house mouse. (The proceedings of a symposium held at the Zoological Society of London on 22 and 23 November 1979). - Academic Press, London, S. 715.
- BEYNON, P.H. & COOPER, J.E. (Hrsg) (1997): Kompendium der Heimtiere. Haltung – Diagnostik – Therapie. - Schlütersche GmbH & Co. KG, Hannover, S. 295.
- BHADRESA, R. (1977): Food preferences of rabbits *Oryctolagus cuniculus* L. at Holkham sand dunes, Norfolk. - Journal of Applied Ecology 14, 287–291.
- BIDLINGMAIER, T.C. (1937): Notes on the genus *Chinchilla*. - Journal of Mammalogy 18, H. 2, 159–163.
- BIESALSKI, H.K.; WELLNER, U. & WEISER, H. (1990): Vitamin A deficiency increases noise susceptibility in guinea pigs. - Journal of Nutrition 120, 726–737.
- BIRKE, L.I.A. & SADLER, D. (1984): Scent-marking behaviour in response to conspecific odours by the rat, *Rattus norvegicus*. - Animal Behaviour 32, 493–500.
- BISHOP, G.F. & DAVY, A.J. (1984): Significance of rabbits for the populations regulation of *Hieracium pilosella* in Breckland. - Journal of Ecology 72, 273–284.
- BLANCHARD, D.C.; WILLIAMS, G.; LEE, E.M.C. & BLANCHARD, R.J. (1981): Taming of wild *Rattus norvegicus* by lesions of the mesencephalic central gray. - Physiological Psychology 9, H. 2, 157–163.
- BLANCHARD, R.J.; BLANCHARD, D.C.; TAKAHASHI, T. & KELLEY, M.J. (1977): Attack and defensive behaviour in the albino rat. - Animal Behaviour 25, 622–634.
- BLANCHARD, R.J.; FLANNELLY, K.J. & BLANCHARD, D.C. (1986): Defensive behaviors of laboratory and wild *Rattus norvegicus*. - Journal of Comparative Psychology 100, H. 2, 101.
- BLOM, H.J.M.; VAN TINTELEN, G.; BAUMANS, V.; VAN DEN BROEK, J. & BEYNEEN, A.C. (1995): Development and application of a preference test system to evaluate housing conditions for laboratory rats. - Applied Animal Behaviour Science 43, 279–290.

- BLOM, H.J.M.; VAN TINTELEN, G.; VAN VORSTENBOSCH, C.; BAUMANS, V. & BEYNEN, A.C. (1996): Preferences of mice and rats for types of bedding material. - *Laboratory Animals* 30, H. 3, 234–244.
- BLUMBERG, M.S. (1992): Rodent ultrasonic short calls: Locomotion, biomechanics, and communication. - *Journal of Comparative Psychology* 106, H. 4, 360–365.
- BLUMBERG, M.S. & ALBERTS, J.R. (1990): Ultrasonic vocalizations by rat pups in the cold: an acoustic by-product of laryngeal braking? - *Behavioral neuroscience* 104, H. 5, 808.
- BLUMBERG, M.S. & SOKOLOFF, G. (2001): Do infant rats cry? - *Psychological Review* 108, H. 1, 83–95.
- BLUMSTEIN, D.T. (2000): The evolution of infanticide in rodents: A comparative analysis. - In: VAN SCHAIK, C.P. & JANSON, C.H. (Hrsg): *Infanticide by males and its implications*. - Cambridge University Press, Cambridge, 178–197.
- BMELV (1996): *Mindestanforderungen an die Haltung von Säugetieren*. - BMELV, Bonn, 1–72.
- BOAG, B. (1988): Observations on the seasonal incidence of myxomatosis and its interactions with helminth parasites in the European rabbit (*Oryctolagus cuniculus*). - *Journal of Wildlife Diseases* 24, H. 3, 450–455.
- BOBACK, A.W. (1970): *Das Wildkaninchen (Oryctolagus cuniculus [Linné, 1758])*. 2. Auflage, Nachdruck der 1. Auflage von 1970. - A. Ziemsen Verlag, Wittenberg Lutherstadt, S. 116.
- BOBACK, A.W. (1970): 10. Ernährung. - In: *Das Wildkaninchen (Oryctolagus cuniculus Linne, 1758)*. - A. Ziemsen Verlag, 55–58.
- BOEHMER, E. & CROSSLEY, D. (2009): Objective interpretation of dental disease in rabbits, guinea pigs and chinchillas. - *Tierärztliche Praxis Kleintiere* 4, 250–260.
- BONHOMME, F.; ISKANDAR, D.; THALER, L. & PETTER, F. (1985): Electromorphs and phylogeny in muroid rodents. - In: LUCKETT, W.P. & HARTENBERGER, J.-L. (Hrsg): *Evolutionary Relationships among Rodents: A Multidisciplinary Analysis* - Plenum Press, New York and London, 671–683.
- BOREMAN, J. & PRICE, E. (1972): Social dominance in wild and domestic Norway rats (*Rattus norvegicus*). - *Animal Behaviour* 20, 534–542.
- BOTHA, M. & BUD, I. (2008a): Comparative studies regarding forage intake at chinchilla function of applied breeding system and its technological involves. - *Scientific Papers Animal Science and Biotechnologies* 41, H. 2, 530–533.
- BOTHA, M. & BUD, I. (2008b): Kindling evolution at chinchilla during a year in a middle size breeding farm. - *Zootehnie si Biotehnologii* 41, H. 2, 534–536.
- BOWMAN, B.B.; SELHUB, J. & ROSENBERG, I.H. (1986): Intestinal absorption of biotin in the rat. - *The Journal of nutrition* 116, H. 7, 1266–1271.
- BOZINOVIC, F. & GALLARDO, P. (2006): The water economy of South American desert rodents: From integrative to molecular physiological ecology. - *Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Toxicology & Pharmacology* 142, H. 3–4, 163–172.
- BRANCO, M.; MONNEROT, M.; FERRAND, N. & TEMPLETON, A.R. (2002): Postglacial dispersal of the European rabbit (*Oryctolagus cuniculus*) on the Iberian Peninsula reconstructed from nested clade and mismatch analyses of mitochondrial DNA genetic variation. - *Evolution* 56, H. 4, 792–803.
- BRENNER, S.Z.G.; HAWKINS, M.G.; TELL, L.A.; HORNOF, D.W.J.; PLOPPER, C.G.; VERSTRAETE, F.J.; DRMEDVET, MM. & DAVDC, D. (2005): Clinical anatomy, radiography, and computed tomography of the chinchilla skull. - *Compendium*.
- BRONSON, L.H. & PARKER, R.F. (1943): The inactivation of the virus of infectious myxomatosis by heat. - *Journal of bacteriology* 45, H. 2, 177.
- BROOKS, P.L.; VELLA, E.T. & WYNNE-EDWARDS, K.E. (2005): Dopamine agonist treatment before and after the birth reduces prolactin concentration but does not impair paternal responsiveness in Djungarian hamsters, *Phodopus*

- campbelli*. - Hormones and Behavior 47, H. 3, 358–366.
- BROTZLER, A. (1963): Untersuchungen zum Orientierungsverhalten des Syrischen Goldhamsters (*Mesocricetus auratus* Waterhouse). - Zeitschrift für vergleichende Physiologie 47, 148–190.
- BROWN, G.G. & SIMPSON, M.V. (1981): Intra- and interspecific variation of the mitochondrial genome in *Rattus norvegicus* and *Rattus rattus*: Restriction enzyme analysis of variant mitochondrial DNA molecules and their evolutionary relationships. - Genetics 97, 125–143.
- BROWN, K.P.; MOLLER, H.; INNES, J. & ALTERIO, N. (1996): Calibration of tunnel tracking rates to estimate relative abundance of ship rats (*Rattus rattus*) and mice (*Mus musculus*) in a New Zealand forest. - New Zealand Journal of Ecology, 271–275.
- BROWN, R.E. (1974): Sexual arousal, the Coolidge effect and dominance in the rat (*Rattus norvegicus*). - Animal Behaviour 22, 634–637.
- BROWN, R.E. (1986): Social and hormonal factors influencing infanticide and its suppression in adult male Long-Evans rats (*Rattus norvegicus*). - Journal of Comparative Psychology 100, H. 2, 155.
- BRUNTON, C.F.A.; MACDONALD, D.W. & BUCKLE, A.P. (1993): Behavioural resistance towards poison baits in brown rats, *Rattus norvegicus*. - Applied Animal Behaviour Science 38, 159–174.
- BRUSH, F.R.; BARON, S.; FROEHLICH, J.C.; ISON, J.R.; PELLEGRINO, L.J.; PHILLIPS, D.S.; SAKELLARIS, P.C. & WILLIAMS, V.N. (1985): Genetic differences in avoidance learning by *Rattus norvegicus*: Escape/avoidance responding, sensitivity to electric shock, discrimination learning, and open-field behavior. - Journal of Comparative Psychology 99, H. 1, 60.
- BURGDORF, J.; KROES, R.A.; MOSKAL, J.R.; PFAUS, J.G.; BRUDZYSKI, S.M. & PANKSEPP, J. (2008): Ultrasonic vocalizations of rats (*Rattus norvegicus*) during mating, play, and aggression: Behavioral concomitants, relationship to reward, and self-administration of playback. - Journal of Comparative Psychology 122, H. 4, 357–367.
- BURMAN, O.H.P.; PARKER, R.; PAUL, E.S. & MENDL, M. (2008): A spatial judgement task to determine background emotional state in laboratory rats, *Rattus norvegicus*. - Animal Behaviour 76, H. 3, 801–809.
- BURN, C.C. (2008): What is it like to be a rat? Rat sensory perception and its implications for experimental design and rat welfare. - Applied Animal Behaviour Science 112, H. 1–2, 1–32.
- BURN, C.C.; PETERS, A.; DAY, M.J. & MASON, G.J. (2006): Long-term effects of cage-cleaning frequency and bedding type on laboratory rat health, welfare, and handleability: a cross-laboratory study. - Laboratory Animals 40, H. 4, 353–370.
- BUTLER, P.M. (1985): Homologies of molar cusps and crests, and their bearing on assessments of rodent phylogeny. - In: LUCKETT, W.P. & HARTENBERGER, J.-L. (Hrsg): Evolutionary Relationships among Rodents: A Multidisciplinary Analysis - Plenum Press, New York and London, 381–401.
- ## C
- CALMET, C.; PASCAL, M. & SAMADI, S. (2001): Is it worth eradicating the invasive pest *Rattus norvegicus* from Molene archipelago? Genetic structure as a decision-making tool. - Biodiversity & Conservation 10, H. 6, 911–928.
- CAMPBELL-PALMER, R. & ROSELL, F. (2015): Captive care and welfare considerations for beavers. - Zoo Biology 34, H. 2, 101–109.
- CANDELA, A.M. & BONINI, R.A. (2017): A new guinea pig (Rodentia, Caviomorpha) from northwestern Argentina: implications for the origin of the genus *Cavia*. - Journal of Vertebrate Paleontology 37, H. 4, e1352591.
- CANZIAN, F. (1997): Phylogenetics of the laboratory rat *Rattus norvegicus*. - Genome Research 7, H. 3, 262–267.
- CAO, Y.; ADACHI, J.; YANO, T. & HASEGAWA, M. (1994): Phylogenetic place of guinea pigs: no support of the rodent-polyphyly hypothesis from maximum-likelihood analyses of multiple protein sequences. - Molecular biology and evolution 11, H. 4, 593–604.

- CAPELLINI, I.; NUNN, C.L.; MCNAMARA, P.; PRESTON, B.T. & BARTON, R.A. (2008): Energetic constraints, not predation, influence the evolution of sleep patterning in mammals. - *Functional Ecology* 22, H. 5, 847–853.
- CAPELLO, V. (2004): Diagnosis and treatment of dental diseases in pet rabbits and rodents - a review. - *Exotic Mammal Medicine & Surgery* 2, H. 2, 5–12.
- CARABAÑO, R.; FRAGA, M.J.; SANTOMA, G. & DE BLAS, J.C. (1988): Effect of diet on composition of cecal contents and on excretion and composition of soft and hard feces of rabbits. - *Journal of Animal Science* 66, H. 4, 901–910.
- CARDOT, P.; CHAMBAZ, J.; THOMAS, G.; RAYSSIGUIER, Y. & BEREZIAT, G. (1987): Essential fatty acid deficiency during pregnancy in the rat: Influence of dietary carbohydrates. - *Journal of Nutrition* 117, 1504–1513.
- CARLIER, C. & NOIROT, E. (1965): Effects of previous experience on maternal retrieving by rats. - *Animal Behaviour* 13, H. 4, 423–426.
- CASTELHANO-CARLOS, M.J. & BAUMANS, V. (2009): The impact of light, noise, cage cleaning and in-house transport on welfare and stress of laboratory rats. - *Laboratory Animals* 43, H. 4, 311–327.
- ÇEVİK-DEMIRKAN, A.; ÖZDEMİR, V.; TÜRKME-NOĞLU, I. & DEMIRKAN, I. (2007): Anatomy of the Hind Limb Skeleton of the Chinchilla (*Chinchilla lanigera*). - *Acta Veterinaria Brno* 76, H. 4, 501–507.
- CHAN, P.T.; FONG, W.P.; CHEUNG, Y.L.; HUANG, Y.; HO, W.K.K. & CHEN, Z.-Y. (1999): Jasmine green tea epicatechins are hypolipidemic in hamsters (*Mesocricetus auratus*) fed a high fat diet. - *The Journal of nutrition* 129, H. 6, 1094–1101.
- CHAPUIS, N.; DURUP, M. & THINUS-BLANC, C. (1987): The role of exploratory experience in a shortcut task by golden hamsters (*Mesocricetus auratus*). - *Animal Learning & Behavior* 15, H. 2, 174–178.
- CHEEKE, P.R. (1986): Potentials of rabbit production in tropical and subtropical agricultural systems. - *Journal of Animal Science* 63, H. 5, 1581–1586.
- CHERNEY, E.F. & BERMANT, G. (1970): The role of stimulus female novelty in the re-arousal of copulation in male laboratory rats (*Rattus norvegicus*). - *Animal Behaviour* 18, 567–574.
- CHESTER, E.M.; BONU, T. & DEMAS, G.E. (2010): Social defeat differentially affects immune responses in Siberian hamsters (*Phodopus sungorus*). - *Physiology & Behavior* 101, H. 1, 53–58.
- CHILDS, J.E.; GLASS, G.E.; KORCH, G.W. & LEDUC, J.W. (1989): Effects of hantaviral infection on survival, growth and fertility in wild rat (*Rattus norvegicus*) populations of Baltimore, Maryland. - *Journal of Wildlife Diseases* 25, H. 4, 469–476.
- CHOU, L.S. & RICHERSON, P.J. (1992): Multiple models in social transmission of food selection by Norway rats, *Rattus norvegicus*. - *Animal Behaviour* 44, 337–343.
- CHRISTIANSEN, E. (1976): Pheromones in small rodents and their potential use in pest control. - In: *Proceedings of the 7th Vertebrate Pest Conference* (1976) 11.
- CHUNG, K.P.S. & CORLETT, R.T. (2006): Rodent diversity in a highly degraded tropical landscape: Hong Kong, South China. - *Biodiversity and Conservation* 15, H. 14, 4521–4532.
- CLAPPERTON, B.K. (2006): A review of the current knowledge of rodent behaviour in relation to control devices. - *Science & Technical Pub., Dept. of Conservation, Wellington, N.Z.*, S. 55.
- COFRÉ, H. & MARQUET, A. (1999): Conservation status, rarity, and geographic priorities for conservation of Chilean mammals: An assessment. - *Biological Conservation* 88, 53–68.
- COHN, D.W.H.; TOKUMARU, R.S. & ADES, C. (2004): Female novelty and the courtship behavior of male guinea pigs (*Cavia porcellus*). - *Brazilian Journal of Medical and Biological Research* 37, H. 6, 847–851.
- CONRAD, C.E. & OECHSEL, W.C. (Hrsg) (1982): *Proceedings of the symposium on dynamics and management of Mediterranean-type ecosystems.* -



Pacific Southwest Forest and Range Experiment Station, Berkeley.

COOKE, B.D. (2002): Rabbit haemorrhagic disease: Field epidemiology and management of wild rabbit populations. - *Revue scientifique et technique-Office international des épizooties* 21, H. 2, 347–358.

CORTÉS, A.; MIRANDA, E. & JIMÉNEZ, J.E. (2002): Seasonal food habits of the endangered long-tailed chinchilla (*Chinchilla lanigera*): The effect of precipitation. - *Mammalian Biology* 67, 167–175.

CORTÉS, A.; ROSENMAN, M. & BOZINOVIC, F. (2000): Water economy in rodents: evaporative water loss and metabolic water production. - *Revista Chilena de Historia Natural* 73, 311–321.

CORTÉS, A.; ROSENMAN, M. & BOZINOVIC, F. (undatiert): Relacion costo-beneficio en la termoregulacion de *Chinchilla lanigera*. - *Revista Chilena de Historia Natural* 73, H. 351–357, 2000.

COSTANTINI, F. & D'AMATO, F.R. (2006): Ultrasonic vocalization in mice and rats: Social contexts and functions. - *Acta Zoologica Sinica* 52, H. 4, 619–633.

CREE, T.C.; WADLEY, D.M. & MARLETT, J.A. (1986): Effect of preventing coprophagy in the rat on neutral detergent fiber digestibility and apparent calcium absorption. - *Journal of Nutrition* 116, H. 7, 1204–1208.

CROCKER, D.R.; SCANLON, C.B. & PERRY, S.M. (1993): Repellency and choice: Feeding responses of wild rats (*Rattus norvegicus*) to cinnamic acid derivatives. - *Applied Animal Behaviour Science* 38, 61–66.

CUEVAS, E.; ALVARADO, M. & PACHECO, P. (2008): Absence of the tail in female rats disrupts the copulatory pattern of experienced male partners. - *Animal Behaviour* 75, H. 4, 1243–1251.

CUSHING, B.S. & WYNNE-EDWARDS, K.E. (2006): Estrogen receptor- $\alpha$  distribution in male rodents is associated with social organization. - *The Journal of Comparative Neurology* 494, H. 4, 595–605.

CZAJKA-NARINS, D.M.; MILLER, S.A. & BROWNING, A.M. (1973): Studies of the protein requirement of the neonatal rat. - *Journal of Nutrition* 103, 1608–1615.

## D

DÁEZ, C.; PAEZ, J.A.; PRIETO, R.; ALONZO, M.E. & OLMEDO, J.A. (2005): Activity patterns of wild rabbit (*Oryctolagus cuniculus*, l. 1758), under semi-freedom conditions, during autumn and winter. - *Wildlife Biology in Practice* 1, H. 1.

DANILOVA, V.; HELLEKANT, G.; TINTI, J.-M. & NOFRE, C. (1998): Gustatory responses of the hamster *Mesocricetus auratus* to various compounds considered sweet by humans. - *Journal of Neurophysiology* 80, H. 4, 2102–2112.

DAY, M.F.; FENNER, F.; WOODROOFE, G.M. & MCINTYRE, G.A. (1956): Further studies on the mechanism of mosquito transmission of myxomatosis in the European rabbit. - *Journal of Hygiene* 54, H. 2, 258–283.

DE BIAS, J.C.; SANTOMA, G.; CARABAÑO, R. & FRAGA, M.J. (1986): Fiber and starch levels in fattening rabbit diets. - *Journal of Animal Science* 63, H. 6, 1897–1904.

DE BLAS, J.C.; TABOADA, E.; MATEOS, G.G.; NICODEMUS, N. & MÉNDEZ, J. (1995): Effect of substitution of starch for fiber and fat in isoenergetic diets on nutrient digestibility and reproductive performance of rabbits. - *Journal of Animal Science* 73, 1131–1137.

DESANTIAGO, S.; MONTES, H.H.; FLORES-HUERTA, S. & VILLALPANDO, S. (1991): Changes in the composition of mammary tissue, liver and muscle of rat dams during lactation and after weaning. - *Journal of Nutrition* 121, 37–43.

DEUTSCHE VETERINÄRMEDIZINISCHE GESELLSCHAFT & FACHGRUPPE ANGEWANDTE ETHOLOGIE (Hrsg) (2005): Tagung der Fachgruppe Angewandte Ethologie / Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft e.V. 9. 9. - Dt. Veterinärmed. Ges., Giessen.

DEUTSCHLANDER, M.E.; FREAKE, M.J.; BORLAND, S.C.; PHILLIPS, J.B.; MADDEN, R.C.; ANDERSON, L.E. & WILSON, B.W. (2003): Learned magnetic compass orientation by the Siberian hamster, *Phodopus sungorus*. - *Animal Behaviour* 65, H. 4, 779–786.

- DEWSBURY, D.A. (1969): Copulatory behaviour of rats (*Rattus norvegicus*) as a function of prior copulatory experience. - *Animal Behaviour* 17, 217–223.
- DEWSBURY, D.A. (1985): Paternal behavior in rodents. - *American Zoologist* 25, H. 3, 841–852.
- DEWSBURY, D.A. & HARTUNG, T.G. (1980): Copulatory behaviour and differential reproduction of laboratory rats in a two-male, one-female competitive situation. - *Animal Behaviour* 28, H. 1, 95–102.
- DIAZ, G.B.; OJEDA, R.A. & REZENDE, E.L. (2006): Renal morphology, phylogenetic history and desert adaptation of South American hystricognath rodents. - *Functional Ecology* 20, H. 4, 609–620.
- DOERNING, B.J.; BRAMMER, D.W. & RUSH, H.G. (1993): *Pseudomonas aeruginosa* infection in a *Chinchilla lanigera*. - *Laboratory Animals* 27, H. 2, 131–133.
- DOLLINGER, P.; BAUMGARTNER, R.; ISENBUGEL, E.; PAGAN, N.; TENHU, H. & WEBER, F. (1999): Husbandry and pathology of rodents and lagomorphs in Swiss zoos. - *Verh. ber. Erkrankungen der Zootiere* 39, 241–254.
- DONGOWSKI, G.; HUTH, M.; GEBHARDT, E. & FLAMME, W. (2002): Dietary fiber-rich barley products beneficially affect the intestinal tract of rats. - *The Journal of nutrition* 132, H. 12, 3704–3714.
- DOTY, R.L. (1986): Odor-guided behavior in mammals. - *Experientia* 42, H. 3, 257–271.
- DRICKAMER, L.C. & VANDENBERGH, J.G. (1973): Predictors of social dominance in the adult female golden hamster (*Mesocricetus auratus*). - *Animal Behaviour* 21, H. 3, 564–570.
- DRICKAMER, L.C.; VANDENBERGH, J.G. & COLBY, D.R. (1973): Predictors of dominance in the male golden hamster (*Mesocricetus auratus*). - *Animal Behaviour* 21, 557–563.
- DUFFY, S.G.; FAIRLEY, J.S. & O'DONNELL, G. (1996): Food of rabbits *Oryctolagus cuniculus* on upland grasslands in Connemara. - *Biology and Environment* 96B, H. 2, 69–75.
- DUNNUM, J.L. & SALAZAR-BRAVO, J. (2010): Molecular systematics, taxonomy and biogeography of the genus *Cavia* (Rodentia: Caviidae): Systematics of *Cavia*. - *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research* 48, H. 4, 376–388.
- E**
- EARL OF CRANBROOK (2010): Late quaternary turnover of mammals in Borneo: the zooarchaeological record. - *Biodiversity and Conservation* 19, H. 2, 373–391.
- EAST, J. (1955): The effect of certain plant preparations on the fertility of laboratory mammals. 4. *Sanguisorba officinalis* L. - *Journal of Endocrinology* 12, 273–276.
- EBENSPERGER, L.A. (1998a): Sociality in rodents: the new world fossorial hystricognaths as study models. - *Revista Chilena de Historia Natural* 71, 65–77.
- EBENSPERGER, L.A. (1998b): Strategies and counterstrategies to infanticide in mammals. - *Biological Reviews* 73, H. 3, 321–346.
- EBENSPERGER, L.A. (2001): A review of the evolutionary causes of rodent group-living. - *Acta Theoretica* 46, H. 2, 115–144.
- EBENSPERGER, L.A. (2006): Sociality in New World hystricognath rodents is linked to predators and burrow digging. - *Behavioral Ecology* 17, H. 3, 410–418.
- EBENSPERGER, L.A. & COFRÉ, H. (2001): On the evolution of group-living in the New World cursorial hystricognath rodents. - *Behavioral Ecology* 12, H. 2, 227–236.
- EBENSPERGER, L.A.; TARABORELLI, P.; GIANNONI, S.M.; HURTADO, M.J.; LEÓN, C. & BOZINOVIC, F. (2006): Nest and space use in a highland population of the southern mountain cavy (*Microcavia australis*). - *Journal of Mammalogy* 87, H. 5, 834–840.
- EBINO, K.Y. (1993): Studies on coprophagy in experimental animals. - *Experimental Animals* 42, H. 1, 1–9.
- EDWARDS, H.E.; TWEEDIE, C.J.; TERRANOVA, P.F.; LISK, R.D. & WYNNE-EDWARDS, K.E. (1998): Reproductive aging in the Djungarian hamster, *Phodopus campbelli*. - *Biology of reproduction* 58, H. 3, 842–848.

- EIBL-EIBESFELDT, I. (1952): Ethologische Unterschiede zwischen Hausratte und Wanderratte. - Verhandlungen der Deutschen Zoologischen Gesellschaft Freiburg 17, 169–180.
- EILAM, D. & GOLANI, I. (1989): Home base behavior of rats (*Rattus norvegicus*) exploring a novel environment. - Behavioral Brain Research 34, 199–211.
- EINON, D. & MORGAN, M. (1976): Habituation of object contact in socially-reared and isolated rats (*Rattus norvegicus*). - Animal Behaviour 24, H. 2, 415–420.
- EISENBERG, J.F. & KLEIMAN, D.G. (1972): Olfactory communication in mammals. - Annual Review of Ecology and Systematics 3, 1–32.
- ERB, G.E.; EDWARDS, H.E.; JENKINS, K.L.; MUCKLOW, L.C. & WYNNE-EDWARDS, K.E. (1993): Induced components in the spontaneous ovulatory cycle of the Djungarian hamster (*Phodopus campbelli*). - Physiology & Behavior 54, 955–959.
- ERB, G.E. & WYNNE-EDWARDS, K.E. (1993): Preimplantation endocrinology in the Djungarian hamster (*Phodopus campbelli*): Progesterone, estrogen, corpora lutea, and embryonic development. - Biology of Reproduction 49, 822–830.
- ESTEP, D.Q. (1988): Copulations by other males shorten the post-ejaculatory intervals of pairs of roof rats, *Rattus rattus*. - Animal Behaviour 36, H. 1, 299–300.
- ETIENNE, A.S.; MATATHIA, R.; EMMANUELLI, E.; ZINDER, M. & DE CAPRONA, D.C. (1983): The sequential organization of hoarding and its ontogeny in the golden hamster. - Behaviour 83, H. 1, 80–110.
- EU (Hrsg) (2001): The welfare of animals kept for fur production. - Scientific Committee on Animal Health and Animal Welfare.
- F**
- FARMER, F.A.; MUTCH, B.C.; BELL, J.M.; WOOLSEY, L.D. & CRAMPTON, E.W. (1950): The vitamin E requirement of guinea pigs. - Journal of Nutrition 42, 309–318.
- FARROW, E.P. (1917): On the ecology of the vegetation of Breckland. III. General effects of rabbits on the vegetation. - Journal of Ecology 5, H. 1, 1–18.
- FEILER, A.; NADLER, T. & STEFEN, C. (2008): Bemerkungen zu Kleinsäugetern der vietnamesischen Nationalparke Cuc Phuong und Phong Nha-Ke Bang und des Naturschutzgebietes Ke Go. - Vertebrate Zoology 58, H. 1, 113–125.
- FENNER, F. (1956): Evolutionary aspects of myxomatosis in Australia. - Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 54, H. 1, 269–278.
- FENNER, F.; DAY, M.F. & WOODROOFE, G.M. (1956): Epidemiological consequences of the mechanical transmission of myxomatosis by mosquitoes. - Journal of Hygiene 54, H. 02, 284–303.
- FENTON, E.W. (1940): The influence of rabbits on the vegetation of certain hill-grazing districts of Scotland. - Journal of Ecology 28, 438–449.
- FEOKTISTOVA, N.Y. & MESCHERSKY, I.G. (2005): Seasonal changes in desert hamster *Phodopus roborovskii* breeding activity. - Acta Zoologica Sinica 51, H. 1, 1–6.
- FEOKTISTOVA, N.YU.; CHERNOVA, O.F. & MESCHERSKII, I.G. (2013): Decorative forms of hamsters of the genus *Phodopus* (Mammalia, Cricetinae): Analysis of genetic lines distribution and features of hair changes. - Biology Bulletin Reviews 3, H. 1, 57–72.
- FERNÁNDEZ, C.; COBOS, A. & FRAGA, M.J. (1994): The effect of fat inclusion on diet digestibility in growing rabbits. - Journal of animal science 72, H. 6, 1508–1515.
- FERNÁNDEZ, N. (2005): Spatial patterns in European rabbit abundance after a population collapse. - Landscape Ecology 20, H. 8, 897–910.
- FERRIS, C.F.; AXELSON, J.F.; SHINTO, L.H. & ALBERS, H.E. (1987): Scent marking and the

- maintenance of dominant/subordinate status in male golden hamsters. - *Physiology & Behavior* 40, 661–664.
- FEY, K. & TRILLMICH, F. (2008): Sibling competition in guinea pigs (*Cavia aperea* f. *porcellus*): scrambling for mother's teats is stressful. - *Behavioral Ecology and Sociobiology* 62, H. 3, 321–329.
- FIEFSTÜCK, L. (2014): Physiologische und pathologische Befunde am Kaninchenuterus unter Berücksichtigung der peripheren Gesamtöstrogen- und Progesteronkonzentration. - Ph.D. Thesis, Tierärztliche Hochschule Hannover, Hannover, S. 226.
- FILLION, T.J. & BLASS, E.M. (1986): Infantile behavioural reactivity to oestrus chemostimuli in Norway rats. - *Animal Behaviour* 34, 12–133.
- FILLMAN-HOLLIDAY, D. & LANDI, M.S. (2002): Animal care best practices for regulatory testing. - *ILAR Journal* 43, H. Suppl 1, S49–S58.
- FIRAT, U.B. & BOZKURT, H.H. (2001): Relations between total thickness of hair and thickness of medulla according to sex in chinchilla and rabbit. - *Journal of the Faculty of Veterinary Medicine* 27, H. 1, 151–155.
- FISCHER, K. (2005): Behaviour of golden hamsters (*Mesocricetus auratus*) kept in four different cage sizes. - Ph.D. Thesis, Universität Bern, Bern, S. 59.
- FLANNELLY, K. & LORE, R. (1977): The influence of females upon aggression in domesticated male rats (*Rattus norvegicus*). - *Animal Behaviour* 25, 654–659.
- FLEMING, A.S. (1978): Food intake and body weight regulation during the reproductive cycle of the golden hamster (*Mesocricetus auratus*). - *Behavioral Biology* 24, 291–306.
- FLINT, W.E. (2006): Die Zwerghamster der Paläarktischen Fauna. 2. unveränderte Auflage, Nachdruck der 1. Auflage von 1966. - A. Ziemsen Verlag, Wittenberg Lutherstadt, S. 99.
- FORD, D.J. (1977): Influence of diet pellet hardness and particle size on food utilization by mice, rats and hamsters. - *Laboratory Animals* 11, H. 4, 241–246.
- FRAGA, M.J.; PÉREZ DE AYALA, P.; CARABAÑO, R. & DE BLAS, J.C. (1991): Effect of type of fiber on the rate of passage and on the contribution of soft feces to nutrient intake of finishing rabbits. - *Journal of Animal Science* 69, H. 4, 1566–1574.
- FREYE, H.-A. & FREYE, H. (2005): Die Hausmaus. 2. unveränderte Auflage, Nachdruck der 1. Auflage von 1960. - A. Ziemsen Verlag, Wittenberg Lutherstadt, S. 194.
- FRITZ, J. (2007): Allometrie der Kotpartikelgröße von pflanzenfressenden Säugern, Reptilien und Vögeln. - Ph.D. Thesis, Ludwig-Maximilians-Universität, München, S. 272.

## G

- GABRISCH, K. & ZWART, P. (2008): Krankheiten der Heimtiere. 7. überarbeitete Auflage. - Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Co. KG, Hannover, S. 1018.
- GALEF, B. & WHISKIN, E. (2008): 'Conformity' in Norway rats? - *Animal Behaviour* 75, H. 6, 2035–2039.
- GALEF, B.G.; DUDLEY, K.E. & WHISKIN, E.E. (2008): Social learning of food preferences in 'dissatisfied' and 'uncertain' Norway rats. - *Animal Behaviour* 75, H. 2, 631–637.
- GALEF, B.G. & JEIMY, S. (2004): Ultrasonic vocalizations and social learning of food preferences by female Norway rats. - *Animal Behaviour* 68, H. 3, 483–487.
- GALEF, B.G.; LIM, T.C.W. & GILBERT, G.S. (2008): Evidence of mate choice copying in Norway rats, *Rattus norvegicus*. - *Animal Behaviour* 75, H. 3, 1117–1123.
- GALEF, B.G.; PRETTY, S. & WHISKIN, E.E. (2006): Failure to find aversive marking of toxic foods by Norway rats. - *Animal Behaviour* 72, H. 6, 1427–1436.
- GALEF, B.G. & WHISKIN, E.E. (2008): Effectiveness of familiar kin and unfamiliar nonkin demonstrator rats in altering food choices of their observers. - *Animal Behaviour* 76, H. 4, 1381–1388.

- GALEF, B.G. & YARKOVSKY, N. (2009): Further studies of reliance on socially acquired information when foraging in potentially risky situations. - *Animal Behaviour* 77, H. 5, 1329–1335.
- GALEF JR, B.G. (1970): Aggression and timidity: Responses to novelty in feral Norway rats. - *Journal of Comparative and Physiological Psychology* 70, H. 3, 370–381.
- GALEF JR, B.G. (1976): Social transmission of acquired behavior: A discussion of tradition and social learning in vertebrates. - *Advances in the Study of Behavior* 6, 77–100.
- GALEF JR, B.G. (1979): Investigation of the functions of coprophagy in juvenile rats. - *Journal of Comparative and Physiological Psychology* 93, H. 2, 295–305.
- GALEF JR, B.G. (1980): Diving for food: Analysis of a possible case of social learning in wild rats (*Rattus norvegicus*). - *Journal of Comparative and Physiological Psychology* 94, H. 3, 416–425.
- GALEF JR, B.G. (1985): Social learning in wild Norway rats. - In: JOHNSTON, T.D. & PIETREWICZ, A.T. (Hrsg): *Issues in the ecological study of learning*. - Lawrence Erlbaum Associates, Publishers, Hillsdale, New Jersey, 143–166.
- GALEF JR, B.G. (1986): Social interaction modifies learned aversions, sodium appetite, and both palatability and handling-time induced dietary preference in rats (*Rattus norvegicus*). - *Journal of Comparative Psychology* 100, H. 4, 432–439.
- GALEF JR, B.G. (1986): Olfactory communication among rats: Information concerning distant diets. - In: MÜLLER-SCHWARZE, D. & SILVERSTEIN, R.M. (Hrsg): *Chemical Signals in Vertebrates* - Plenum Press, New York and London, 487–505.
- GALEF JR, B.G. (1991): Information centres of Norway rats: sites for information exchange and information parasitism. - *Animal Behaviour* 41, 295–301.
- GALEF JR, B.G. (1992): A primer of olfactory communications about distant foods in Norway rats. - In: DOTY, R.L. & MÜLLER-SCHWARZE, D. (Hrsg): *Chemical Signals in Vertebrates* - Plenum Press, New York and London, 451–456.
- GALEF JR, B.G. & BUCKLEY, L.L. (1996): Use of foraging trails by Norway rats. - *Animal Behaviour* 51, H. 4, 765–771.
- GALEF JR, B.G.; MISCHINGER, A. & MALENFANT, S.A. (1987): Hungry rats' following of conspecifics to food depends on the diets eaten by potential leaders. - *Animal Behaviour* 35, H. 4, 1234–1239.
- GALEF JR, B.G. & WHISKIN, E.E. (2004): Effects of environmental stability and demonstrator age on social learning of food preferences by young Norway rats. - *Animal Behaviour* 68, H. 4, 897–902.
- GALEF JR, B.G. & WIGMORE, S.W. (1983): Transfer of information concerning distant foods: A laboratory investigation of the „information-centre“ hypothesis. - *Animal Behaviour* 31, 748–758.
- GARCÍA, J.; CARABAÑO, R. & DE BLAS, J.C. (1999): Effect of fiber source on cell wall digestibility and rate of passage in rabbits. - *Journal of Animal Science* 77, H. 4, 898–905.
- GARCÍA, J.; CARABAÑO, R.; PÉREZ-ALBA, L. & DE BLAS, J.C. (2000): Effect of fiber source on cecal fermentation and nitrogen recycled through cecotrophy in rabbits. - *Journal of Animal Science* 78, 638–646.
- GATTERMANN, R. (2000): 70 Jahre Goldhamster in menschlicher Obhut - wie gross sind die Unterschiede zu seinen wildlebenden Verwandten? - *Tierlaboratorium* 23, 86–99.
- GATTERMANN, R.; FRITZSCHE, P.; NEUMANN, K.; AL-HUSSEIN, I.; KAYSER, A.; ABIAD, M. & YAKTI, R. (2001): Notes on the current distribution and the ecology of wild golden hamsters (*Mesocricetus auratus*). - *Journal of Zoology* 254, H. 3, 359–365.
- GATTERMANN, R.; FRITZSCHE, P.; WEINANDY, R. & NEUMANN, K. (2002): Comparative studies of body mass, body measurements and organ weights of wild-derived and laboratory golden hamsters (*Mesocricetus auratus*). - *Laboratory Animals* 36, 445–454.
- GATTERMANN, R.; JOHNSTON, R.E.; YIGIT, N.; FRITZSCHE, P.; LARIMER, S.; OZKURT, S.; NEUMANN, K.; SONG, Z.; COLAK, E.; JOHNSTON, J. &

- MCPHEE, M.E. (2008): Golden hamsters are nocturnal in captivity but diurnal in nature. - *Biology Letters* 4, H. 3, 253–255.
- GATTERMANN, R.; WEINANDY, R. & FRITZSCHE, P. (2004): Running-wheel activity and body composition in golden hamsters (*Mesocricetus auratus*). - *Physiology & Behavior* 82, H. 2–3, 541–544.
- GEBHARDT-HENRICH, S.G.; VONLANTHEN, E.M. & STEIGER, A. (2005): How does the running wheel affect the behaviour and reproduction of golden hamsters kept as pets? - *Applied Animal Behaviour Science* 95, H. 3–4, 199–203.
- GENTRY, A.; CLUTTON-BROCK, J. & GROVES, C.P. (2004): The naming of wild animal species and their domestic derivatives. - *Journal of Archaeological Science* 31, 645–651.
- GERENCSÉR, ZS.; MATICS, ZS.; NAGY, I.; PRINCZ, Z.; OROVA, Z.; BIRÓ-NÉMETH, E.; RADNAI, I. & SZENDRO, ZS. (2008): Effect of lighting program on the nursing behaviour of rabbit does. - 9th World Rabbit Congress, 1177–1181.
- GERSTNER, G.E. & GERSTEIN, J.B. (2008): Chewing rate allometry among mammals. - *Journal of Mammalogy* 89, H. 4, 1020–1030.
- GHOSHAL, N.G. & BAL, H.S. (1989): Comparative morphology of the stomach of some laboratory mammals. - *Laboratory Animals* 23, H. 1, 21–29.
- GILBERT, A.N.; PELCHAT, R.J. & ADLER, N.T. (1980): Postpartum copulatory and maternal behaviour in Norway rats under seminatural conditions. - *Animal Behaviour* 28, 989–995.
- GILLHAM, M.E. (1955): Ecology of the Pembrokeshire Islands: III. The effect of grazing on the vegetation. - *The Journal of Ecology* 43, 172–206.
- GOLANI, I.; BENJAMINI, Y. & EILAM, D. (1993): Stopping behavior: Constraints on exploration in rats (*Rattus norvegicus*). - *Behavioural Brain Research* 53, 21–33.
- GORNIK, G.C. (1977): Feeding in golden hamsters, *Mesocricetus auratus*. - *Journal of Morphology* 154, H. 3, 427–458.
- GOUDAS, P. & LUSIS, P. (1970): Case report. Oxalate nephrosis in chinchilla (*Chinchilla laniger*). - *The Canadian Veterinary Journal* 11, H. 12, 256–257.
- GÖBEL, T. & EWRINGMANN, A. (2005): Heimtierkrankheiten. Kleinsäuger, Amphibien, Reptilien. - Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart, S. 564.
- GRANT, E.C. & MACKINTOSH, J.H. (1963): A comparison of the social postures of some common laboratory rodents. - *Behaviour* 21, H. 3, 246–259.
- GRASES, F.; RAMIS, M.; COSTA-BAUZÁ, A. & MARCH, J.G. (1995): Effect of *Herniaria hirsuta* and *Agropyron repens* on calcium oxalate urolithiasis risk in rats. - *Journal of Ethnopharmacology* 45, H. 3, 211–214.
- GREGG, J.K. & WYNNE-EDWARDS, K.E. (2005): Placentophagia in naïve adults, new fathers, and new mothers in the biparental dwarf hamster, *Phodopus campbelli*. - *Developmental Psychobiology* 47, H. 2, 179–188.
- GRIGOR, M.R.; ALLAN, J.E.; CARRINGTON, J.M.; CARNE, A.; GEURSEN, A.; YOUNG, D.; THOMPSON, M.P.; HAYNES, E.B. & COLEMAN, R.A. (1987): Effect of dietary protein and food restriction on milk production and composition, maternal tissues and enzymes in lactating rats. - *Journal of Nutrition* 117, 1247–1258.
- GROTA, L.J. (1973): Effects of litter size, age of young, and parity on foster mother behaviour in *Rattus norvegicus*. - *Animal Behaviour* 21, 78–82.
- GROTA, L.J. & ADER, R. (1969): Continuous recording of maternal behaviour in *Rattus norvegicus*. - *Animal Behaviour* 17, 722–729.
- GURGEL, C.F.; DOS SANTOS SARTORI, A. & PACHECO DE ARAÚJO, F. (2005): Protozoan parasites in captive chinchillas (*Chinchilla lanigera*) raised in the State of Rio Grande do Sul, Brazil. - *Parasitol Latinoam* 60, 186–188.
- GUTIÉRREZ, I.; ESPINOSA, A.; GARCÍA, J.; CARABAÑO, R. & DE BLAS, J.C. (2002): Effect of levels of starch, fiber, and lactose on digestion and growth performance of early-weaned rabbits. - *Journal of Animal Science* 80, H. 4, 1029–1037.



## H

- HACKBARTH, H.; BOHNET, W. & TSAI, P.-P. (1999): Allometric comparison of recommendations of minimum floor areas for laboratory animals. - *Laboratory Animals* 33, H. 4, 351–355.
- HADIDIAN, J. (2003): Managing conflicts with beaver in the United States: an animal welfare perspective. - *Lutra* 46, H. 2, 217–222.
- HAGEN, K.; CLAUSS, M. & HATT, J.-M. (2014): Drinking preferences in chinchillas (*Chinchilla laniger*), degus (*Octodon degu*) and guinea pigs (*Cavia porcellus*). - *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition* 98, H. 5, 942–947.
- HALPERN, M. (1987): The organization and function of the vomeronasal system. - *Annual Review of Neuroscience* 10, 325–362.
- HAMANN, U. (1987): Zu Aktivität und Verhalten von drei Taxa der Zwerghamster der Gattung *Phodopus* Miller, 1910. - *Zeitschrift für Säugetierkunde* 52, 65–76.
- HAMILTON, B. (1963): Keeping beavers, *Castor fiber*, in captivity. - *International Zoo Yearbook* 4, 40–42.
- HAMILTON, J.W. & HOGAN, A.G. (1944): Nutritional requirements of the Syrian hamster. - *Journal of Nutrition* 27, 213–224.
- HARDER, W. (1949): Zur Morphologie und Physiologie des Blinddarmes der Nagetiere. - *Verhandlungen der Deutschen Zoologischen Gesellschaft* 43, 95–109.
- HARRIS, A.P.; D'EATH, R.B. & HEALY, S.D. (2008): Sex differences, or not, in spatial cognition in albino rats: acute stress is the key. - *Animal Behaviour* 76, H. 5, 1579–1589.
- HARRIS, A.P.; D'EATH, R.B. & HEALY, S.D. (2009): Environmental enrichment enhances spatial cognition in rats by reducing thigmotaxis (wall hugging) during testing. - *Animal Behaviour* 77, H. 6, 1459–1464.
- HART, B.L. & HAUGEN, C.M. (1971): Prevention of genital grooming in mating behaviour of male rats (*Rattus norvegicus*). - *Animal Behaviour* 19, H. 2, 230–232.
- HASHIMOTO, H.; MORITANI, N.; AOKI-KOMORI, S.; TANAKA, M. & SAITO, T.R. (2004): Comparison of ultrasonic vocalizations emitted by rodent pups. - *Experimental Animals* 53, H. 5, 409–416.
- HAUZENBERGER, A.R. (2005): The influence of bedding depth on behaviour in golden hamsters (*Mesocricetus auratus*). - Ph.D. Thesis, Universität Bern, Bern, S. 101.
- HAUZENBERGER, A.R.; GEBHARDT-HENRICH, S.G. & STEIGER, A. (2006): The influence of bedding depth on behaviour in golden hamsters (*Mesocricetus auratus*). - *Applied Animal Behaviour Science* 100, H. 3–4, 280–294.
- HAYES, R.A.; RICHARDSON, B.J. & WYLLIE, S.G. (2002): Semiochemicals and social signaling in the wild European rabbit in Australia: I. Scent profiles of chin gland secretion from the field. - *Journal of Chemical Ecology* 28, H. 2, 363–384.
- HEDIGER, H. (1950): Wildtiere in Gefangenschaft. Ein Grundriss der Tiergartenbiologie. - Benno Schwabe & Co., Basel, Schweiz.
- HEFFNER, H.E. & KOAY, G. (2005): Tinnitus and hearing loss in hamsters (*Mesocricetus auratus*) exposed to loud sound. - *Behavioral Neuroscience* 119, H. 3, 734–742.
- HEFFNER, R.S. & HEFFNER, H.E. (1991): Behavioral hearing range of the chinchilla. - *Hearing Research* 52, H. 1, 13–16.
- HELDMAIER, G. (1975): Metabolic and thermoregulatory responses to heat and cold in the Djungarian hamster, *Phodopus sungorus*. - *Journal of Comparative Physiology* 102, H. 2, 115–122.
- HEMMER, H. (1983): Domestikation: Verarmung und Merkwelt. - Vieweg, Braunschweig, S. 160.
- HEPPER, P.G. (1983): Sibling recognition in the rat. - *Animal Behaviour* 31, 1177–1191.
- HEPPER, P.G. (1987): The discrimination of different degrees of relatedness in the rat: evidence for a genetic identifier? - *Animal Behaviour* 35, H. 2, 549–554.

- HERTER, K. & RAUCH, H.-G. (1956): Haltung und Aufzucht chinesischer Zwerghamster (*Cricetus barabensis griseus* A. Milne-Edwards 1867). - Zeitschrift für Säugetierkunde 21, 161–171.
- HERRE, W. & RÖHRS, M. (1990): Haustiere - zoologisch gesehen. 2., völlig neubearb. u. erw. Aufl. - Fischer, Stuttgart, S. 412.
- HETH, G.; TODRANK, J. & JOHNSTON, R.E. (1998): Kin recognition in golden hamsters: evidence for phenotype matching. - Animal Behaviour 56, 409–417.
- HEUSNER, A.A. (1991): Size and power in mammals. - Journal of Experimental Biology 160, H. 1, 25–54.
- HINTEN, G.; MAGUIRE, T.; ROSSETTO, P. & BAVERSTOCK, M. (1999): Isolation and characterization of microsatellite loci from the bush rat, *Rattus fuscipes greyii*. - Molecular Ecology 8, 1351–1362.
- HINTZ, H.F.; SCHRYVER, H.F. & STEVENS, C.E. (1978): Digestion and absorption in the hindgut of nonruminant herbivores. - Journal of Animal Science 46, H. 6, 1803–1807.
- HIRAKAWA, H. (2001): Coprophagy in leporids and other mammalian herbivores. - Mammal Review 31, H. 1, 61–80.
- HIRAKAWA, H. (2002): Supplement: coprophagy in leporids and other mammalian herbivores. - Mammal Review 32, H. 2, 150–152.
- HOL, T.; VAN DEN BERG, C.L.; VAN REE, J.M. & SPRUIJT, B.M. (1999): Isolation during the play period in infancy decreases adult social interactions in rats. - Behavioural Brain Research 100, 91–97.
- HOLSCHER, C. (2005): Rats are able to navigate in virtual environments. - Journal of Experimental Biology 208, H. 3, 561–569.
- VON HOLST, D. (2004): Populationsbiologische Untersuchungen beim Wildkaninchen. - LÖBF-Mitteilungen 1–04, 17–21.
- HOMEIER, B. (2005): Belastung beim Transport von Kleinsäugetern (Kaninchen und Meerschweinchen). - Ph.D. Thesis, Tierärztliche Hochschule Hannover, Hannover, S. 111.
- HOMOLKA, M. (1985): Die Nahrung einer Population des Wildkaninchens (*Oryctolagus cuniculus*) auf dem böhmisch-mährischen Höhenzug. - Folia Zoologica 34, H. 1, 303–314.
- HONEYCUTT, R.L.; ROWE, D.L. & GALLARDO, M.H. (2003): Molecular systematics of the South American caviomorph rodents: Relationships among species and genera in the family Octodontidae. - Molecular Phylogenetics and Evolution 26, H. 3, 476–489.
- HOOVER, W.H. & HEITMANN, R.N. (1975): Cecal nitrogen metabolism and amino acid absorption in the rabbit. - Journal of Nutrition 105, 245–254.
- HOY, S. & SELZER, D. (2002): Frequency and time of nursing in wild and domestic rabbits housed outdoors in free range. - World Rabbit Science 10, H. 2, 77–84.
- HUCHON, D.; CATZEFLIS, F.M. & DOUZERY, E.J.P. (1999): Molecular evolution of the nuclear von Willebrand factor gene in mammals and the phylogeny of rodents. - Molecular Biology and Evolution 16, H. 5, 577–589.
- HUCHON, D. & DOUZERY, E.J.P. (2001): From the Old World to the New World: A molecular chronicle of the phylogeny and biogeography of hystricognath rodents. - Molecular Phylogenetics and Evolution 20, H. 2, 238–251.
- HUCK, U.W.; LABOV, J.B. & LISK, R.D. (1986): Food restricting young hamsters (*Mesocricetus auratus*) affects sex ratio and growth of subsequent offspring. - Biology of Reproduction 35, 592–598.
- HUCK, U.W.; LISK, R.D. & GORE, A.C. (1985): Scent marking and mate choice in the golden hamster. - Physiology & Behavior 35, 389–393.
- HUCK, U.W.; LISK, R.D.; KIM, S. & EVANST, A.B. (1989): Olfactory discrimination of estrous condition by the male golden hamster (*Mesocricetus auratus*). - Behavioral and Neural Biology 51, H. 1, 1–10.
- HUCK, U.W.; LISK, R.D. & MCKAY, M.V. (1988): Social dominance and reproductive success in pregnant and lactating golden hamsters (*Mesocricetus auratus*) under seminatural conditions. - Physiology & Behavior 44, 313–319.

HUCK, U.W. & PRICE, E.O. (1976): Effect of the post-weaning environment on the climbing behaviour of wild and domestic Norway rats. - *Animal Behaviour* 24, H. 2, 364–371.

HUGHES, C.W.; HARLAN, R.S. & PLAUT, S.M. (1978): Maternal behavior of wild and domestic *Rattus norvegicus* recorded continuously in dual-chambered cages. - *Developmental Psychobiology* 11, H. 4, 329–334.

HUME, I.D. (2002): Digestive strategies of mammals. - *Acta Zoologica Sinica* 48, H. 1, 1–19.

HUME, J.M. & WYNNE-EDWARDS, K.E. (2005): Castration reduces male testosterone, estradiol, and territorial aggression, but not paternal behavior in biparental dwarf hamsters (*Phodopus campbelli*). - *Hormones and Behavior* 48, H. 3, 303–310.

HUME, J.M. & WYNNE-EDWARDS, K.E. (2006): Paternal responsiveness in biparental dwarf hamsters (*Phodopus campbelli*) does not require estradiol. - *Hormones and Behavior* 49, H. 4, 538–544.

HUNYADY, H. (2008): Vocal sounds of the chinchilla. - M.Sc. Thesis, Bowling Green State University, S. 70.

HURST, J.L.; BARNARD, C.J.; NEVISON, C.M. & WEST, C.D. (1997): Housing and welfare in laboratory rats: Welfare implications of isolation and social contact among caged males. - *Animal Welfare* 6, 329–347.

HURST, J.L.; BARNARD, C.J.; NEVISON, C.M. & WEST, C.D. (1998): Housing and welfare in laboratory rats: The welfare implications of social isolation and social contact among females. - *Animal Welfare* 7, 121–136.

HURST, J.L.; BARNARD, C.J.; TOLLADAY, U.; NEVISON, C.M. & WEST, C.D. (1999): Housing and welfare in laboratory rats: Effects of cage stocking density and behavioural predictors of welfare. - *Animal Behaviour* 58, 563–586.

HUTCHINSON, E.; AVERY, A. & VAN DE WOUDE, S. (2005): Environmental enrichment for laboratory rodents. - *ILAR Journal* 46, H. 2, 148–161.

## I

IASON, G.R. & VAN WIEREN, S.E. (1999): Digestive and ingestive adaptations of mammalian herbivores to low-quality forage. - In: OLFF, H.; BROWN, V.K. & DRENT, R.H. (Hrsg): *Herbivores: between plants and predators*. 38th Symposium of the British Ecological Society. - Blackwell Science Ltd., 337–369.

INGLIS, I.R.; SHEPHERD, D.S.; SMITH, P.; HAYNES, P.J.; BULL, D.S.; COWAN, D.P. & WHITEHEAD, D. (1996): Foraging behaviour of wild rats (*Rattus norvegicus*) towards new foods and bait containers. - *Applied Animal Behaviour Science* 47, 175–190.

IRIARTE, J.A.; FEINSINGER, P. & JAKSIC, F.M. (1997): Trends in wildlife use and trade in Chile. - *Biological Conservation* 81, 9–20.

IRIARTE, J.A. & JAKSIC, F.M. (1986): The fur trade in Chile: An overview of seventy-five years of export data (1910–1984). - *Biological Conservation* 38, 243–253.

IRLBECK, N.A. (2001): How to feed rabbit (*Oryctolagus cuniculus*) gastrointestinal tract. - *Journal of Animal Science* 79, 343–346.

IUCN/SSC RODENT SPECIALIST GROUP & LIDICKER, W.Z. (Hrsg) (1989): *Rodents: a world survey of species of conservation concern: based on the proceedings of a Workshop of the IUCN/SSC Rodent Specialist Group, held at the Fourth International Theriological Congress, August 17, 1985, Edmonton, Alberta, Canada*. - IUCN--the World Conservation Union, Gland, Switzerland, S. 60.

## J

JACKSON, L.H. (1938): The preputial glands of British muridae. - *Journal of Anatomy* 72, H. Pt 3, 458–461. JAKSIC, F.M. (1998): Vertebrate invaders and their ecological impacts in Chile. - *Biodiversity & Conservation* 7, H. 11, 1427–1445.

JAKSIC, F.M.; JIMÉNEZ, J.E.; CASTRO, S.A. & FEINSINGER, P. (1992): Numerical and functional response of predators to a long-term decline in

- mammalian prey at a semi-arid Neotropical site. - *Oecologia* 89, 90–101.
- JASNOW, A.M.; HUHMANN, K.L.; BARTNESS, T.J. & DEMAS, G.E. (2000): Short-day increases in aggression are inversely related to circulating testosterone concentrations in male Siberian hamsters (*Phodopus sungorus*). - *Hormones and Behavior* 38, H. 2, 102–110.
- JENSEN, P. (Hrsg) (2009): The ethology of domestic animals. 2nd edition. - CABI, Wallingford, United Kingdom, S. 246.
- JIAO, Y.-Y.; LEE, T.M. & RUSAK, B. (1999): Photic response of suprachiasmatic area neurons in diurnal degus (*Octodon degus*) and nocturnal rats (*Rattus norvegicus*). - *Brain Research* 817, 93–103.
- JIMÉNEZ, J.E. (1995): Conservation of the last wild chinchillas (*Chinchilla lanigera*) archipelago: a metapopulation approach. - *Vida Silvestre Neotropical* 4, H. 2, 89–97.
- JIMÉNEZ, J.E. (1996): The extirpation and current status of wild chinchillas *Chinchilla lanigera* and *C. brevicaudata*. - *Biological Conservation* 77, 1–6.
- JOHNSON-DELANEY, C.A. (2005): Practical rabbit and rodent anesthesia and analgesia. - *Rabbit and Rodent Dentistry Wet Lab*.
- JOHNSTON, R.E. & BULLOCK, T.A. (2001): Individual recognition by use of odours in golden hamsters: The nature of individual representations. - *Animal Behaviour* 61, H. 3, 545–557.
- JOHNSTON, R.E.; CHIANG, G. & TUNG, C. (1994): The information in scent over-marks of golden hamsters. - *Animal Behaviour* 48, 323–330.
- JOHNSTON, R.E.; DERZIE, A.; CHIANG, G.; JERNIGAN, P. & LEE, H.-C. (1993): Individual scent signatures in golden hamsters: evidence for specialization of function. - *Animal Behaviour* 45, 1061–1070.
- JOHNSTON, R.E. & JERNIGAN, P. (1994): Golden hamsters recognize individuals, not just individual scents. - *Animal Behaviour* 48, 129–136.
- JOHNSTON, R.E.; MUNVER, R. & TUNG, C. (1995): Scent counter marks: selective memory for the top scent by golden hamsters. - *Animal Behaviour* 49, 1435–1442.
- JONES, J.S. & WYNNE-EDWARDS, K.E. (2000): Paternal hamsters mechanically assist the delivery, consume amniotic fluid and placenta, remove fetal membranes, and provide parental care during the birth process. - *Hormones and Behavior* 37, H. 2, 116–125.
- JONES, J.S. & WYNNE-EDWARDS, K.E. (2001): Paternal behaviour in biparental hamsters, *Phodopus campbelli*, does not require contact with the pregnant female. - *Animal Behaviour* 62, H. 3, 453–464.
- DE JONG, W.W. (1985): Superordinal affinities of Rodentia studied by sequence analysis of eye lens protein. - In: LUCKETT, W.P. & HARTENBERGER, J.-L. (Hrsg): *Evolutionary Relationships among Rodents: A Multidisciplinary Analysis* - Plenum Press, New York and London, 211–226.
- ## K
- KAISER, S.; KIRTZECK, M.; HORNSCHUH, G. & SACHSER, N. (2003): Sex-specific difference in social support – a study in female guinea pigs. - *Physiology & Behavior* 79, H. 2, 297–303.
- KALISTE, E. (Hrsg) (2007): The welfare of laboratory animals. - Springer, Dordrecht, S. 345 Nachdr.
- KAMPHUES, J.; COENEN, M.; KIENZLE, E.; PALLAUF, J.; SIMON, O. & ZENTEK, J. (Hrsg) (2004): *Supplemente zu Vorlesungen und Übungen in der Tierernährung*. - M. & H. Schaper, Alfeld-Hannover10. überarbeitete Auflage.
- KAMPHUES, J.; TIERÄRZTLICHE HOCHSCHULE HANNOVER & KLINIK FÜR KLEINE HAUSTIERE (Hrsg) (1999): *Praxisrelevante Fragen zur Ernährung kleiner Heimtiere (kleine Nager, Frettchen, Reptilien): Beiträge einer Fortbildungsveranstaltung des Instituts für Tierernährung und der Klinik für Kleine Haustiere, Hannover 2.10.1999*. - Tierärztl. Hochsch, Hannover, S. 165.
- KANNAN, S. & ARCHUNAN, G. (2001): Chemistry of clitoral gland secretions of the laboratory rat: Assessment of behavioural response to identified compounds. - *Journal of Biosciences* 26, H. 2, 247–252.

- KANNAN, S.; RAMESH KUMAR, K. & ARCHUNAN, G. (1998): Sex attractants in male preputial gland: Chemical identification and their role in reproductive behaviour of rats. - *Current Science* 74, H. 8, 689–691.
- KÄSER, M.J. (2008): Großes versus kleines Zylinderboard: Eine Vergleichsuntersuchung in Bezug auf Kognition und Verhalten von Ratten. - Ph.D. Thesis, Ludwig-Maximilians-Universität, München, S. 105.
- KAUFFMAN, A.S.; CABRERA, A. & ZUCKER, I. (2001): Energy intake and fur in summer- and winter-acclimated Siberian hamsters (*Phodopus sungorus*). - *American Journal of Physiology - Regulatory, Integrative and Comparative Physiology* 281, H. 2, R519–R527.
- KEESOM, S.M.; RENDON, N.M.; DEMAS, G.E. & HURLEY, L.M. (2015): Vocal behaviour during aggressive encounters between Siberian hamsters, *Phodopus sungorus*. - *Animal Behaviour* 102, 85–93.
- KERR, P.J.; KITCHEN, A. & HOLMES, E.C. (2009): Origin and phylogenetics of rabbit hemorrhagic disease virus. - *Journal of Virology* 83, H. 23, 12129–12138.
- KERR, P.J.; MERCHANT, J.C.; SILVERS, L.; HOOD, G.M. & ROBINSON, A.J. (2003): Monitoring the spread of myxoma virus in rabbit *Oryctolagus cuniculus* populations on the southern tablelands of New South Wales, Australia. II. Selection of a strain of virus for release. - *Epidemiology and Infection* 130, H. 1, 123–133.
- KHAN, J.A. (1992): Efficiency of „Wonder“ trap against „roof“ rat, *Rattus rattus* L. - *Applied Animal Behaviour Science* 34, 175–180.
- KILLEEN, P.R.; SMITH, J.P. & HANSON, S.J. (1981): Central place foraging in *Rattus norvegicus*. - *Animal Behaviour* 29, 64–70.
- KING, K.W. & ORCUTT, F.S. (1952): Nutritional studies of the chinchilla, with special reference to ascorbic acid and thiamine. - *The Journal of Nutrition* 48, 31–39.
- KITTEL, R. (1962): Vergleichend-anatomische Untersuchungen über die Orbitaldrüsen der Rodentia. - *Wissenschaftliche Zeitschrift der Martin-Luther-Universität Halle-Wittenberg* 11, H. 4, 401–428.
- KITTEL, R. (1996): Der Goldhamster *Mesocricetus auratus*. 2. unveränderte Auflage, Nachdruck der 11. Auflage von 1986. - Westarp Wissenschaften, Magdeburg, S. 621.
- KLEFFNER, H. (2008): Literaturstudie über die Verdaulichkeit von Energie und Nährstoffen bei wilden carnivoren und omnivoren Säugetieren als Grundlage für Energiewertschätzungen im Futter. - Ph.D. Thesis, Ludwig-Maximilians-Universität, München.
- KLEIN, S.L.; ZINK, M.C. & GLASS, G.E. (2004): Seoul virus infection increases aggressive behaviour in male Norway rats. - *Animal Behaviour* 67, H. 3, 421–429.
- KLINGENSPOR, M.; NIGGEMANN, H. & HELDMAIER, G. (2000): Modulation of leptin sensitivity by short photoperiod acclimation in the Djungarian hamster, *Phodopus sungorus*. - *Journal of Comparative Physiology B* 170, 37–43.
- KNUTSON, B.; BURGDORF, J. & PANKSEPP, J. (1998): Anticipation of play elicits high-frequency ultrasonic vocalizations in young rats. - *Journal of Comparative Psychology* 112, H. 1, 65–73.
- KOBER, M.; TRILLMICH, F. & NAGUIB, M. (2007): Vocal mother-pup communication in guinea pigs: Effects of call familiarity and female reproductive state. - *Animal Behaviour* 73, H. 5, 917–925.
- KOBER, M.; TRILLMICH, F. & NAGUIB, M. (2008): Vocal mother-offspring communication in guinea pigs: Females adjust maternal responsiveness to litter size. - *Frontiers in Zoology* 5, H. 1, 13.
- KOKA, K.; JONES, H.G.; THORNTON, J.L.; LUPPO, J.E. & TOLLIN, D.J. (2011): Sound pressure transformations by the head and pinnae of the adult Chinchilla (*Chinchilla lanigera*). - *Hearing Research* 272, H. 1–2, 135–147.
- KONDOH, T.; MORI, M.; ONO, T. & TORII, K. (2000): Mechanisms of umami taste preference and aversion in rats. - *The Journal of Nutrition* 130, H. 4, 966S–970S.

- KOSTIAN, E. (1970): Habitat requirements and breeding biology of the Root Vole, *Microtus oeconomus* (Pallas), on shore meadows in the Gulf of Bothnia, Finland. - *Annales Zoologici Fennici* 7, 329–340.
- KRAFT, R. (1976): Vergleichende Verhaltensstudien an Wild- und Hauskaninchen. - Ph.D. Thesis, Friedrich-Alexander-Universität, Erlangen-Nürnberg, S. 173.
- KRAUS, C.; THOMSON, D.L.; KÜNKELE, J. & TRILLMICH, F. (2004): Living slow and dying young? Life-history strategy and age-specific survival rates in a precocial small mammal. - *Journal of Animal Ecology* 74, H. 1, 171–180.
- KRAUSE, S. (2008): Vergleichende Untersuchungen zu Morphometrie, Verhalten und genetischer Variabilität einer Labor- und Wildpopulation des Goldhamsters (*Mesocricetus auratus*). - Ph.D. Thesis, Martin-Luther-University, Halle-Wittenberg.
- KRISTAL, M.B.; WHITNEY, J.F. & PETERS, L.C. (1981): Placenta on pups' skin accelerates onset of maternal behaviour in non-pregnant rats. - *Animal Behaviour* 29, 81–85.
- KROHN, T.C.; SORENSEN, D.B.; OTTESEN, J.L. & HANSEN, A.K. (2006): The effect of individual housing on mice and rats: a review. - *Animal Welfare* 15, 343–352.
- KÜNZL, C.; KAISER, S.; MEIER, E. & SACHSER, N. (2003): Is a wild mammal kept and reared in captivity still a wild animal? - *Hormones and Behavior* 43, H. 1, 187–196.
- KÜNZL, C. & SACHSER, N. (1999): The behavioral endocrinology of domestication: a comparison between the domestic guinea pig (*Cavia aperea* f. *porcellus*) and its wild ancestor, the cavy (*Cavia aperea*). - *Hormones and Behavior* 35, H. 1, 28–37.
- L**
- LAHLOU, S.; ISRAILI, Z.H. & LYOUSSEI, B. (2008): Acute and chronic toxicity of a lyophilised aqueous extract of *Tanacetum vulgare* leaves in rodents. - *Journal of Ethnopharmacology* 117, H. 2, 221–227.
- LAI, S.-C.; VASILIEVA, N.Y. & JOHNSTON, R.E. (1996): Odors providing sexual information in Djungarian hamsters: evidence for an across-odor code. - *Hormones and Behavior* 30, H. 1, 26–36.
- LAI, W.-S. & JOHNSTON, R.E. (2002): Individual recognition after fighting by golden hamsters: A new method. - *Physiology & Behavior* 76, H. 2, 225–239.
- LALAND, K.N. & PLOTKIN, H.C. (1990): Social learning and social transmission of foraging information in Norway rats (*Rattus norvegicus*). - *Animal Learning & Behavior* 18, H. 3, 246–251.
- LALAND, K.N. & PLOTKIN, H.C. (1991): Excretory deposits surrounding food sites facilitate social learning of food preferences in Norway rats. - *Animal Behaviour* 41, 997–1005.
- LANG, C. (2009): Klinische und ethologische Untersuchungen zur Haltung wachsender Kaninchen. - Ph.D. Thesis, Justus-Liebig-Universität, Giessen, S. 307.
- LANGER, P. (2002): The digestive tract and life history of small mammals. - *Mammal Review* 32, H. 2, 107–131.
- LANGER, P. (2003): Lactation, weaning period, food quality, and digestive tract differentiations in Eutheria. - *Evolution* 57, H. 5, 1196–1215.
- LATYPOVA, G.M.; BYCHENKOVA, M.A.; KATAYEV, V.A.; PERFILOVA, V.N.; TYURENKOV, I.N.; MOKROUSOV, I.S.; PROKOFIEV, I.I.; SALIKHOV, SH.M. & IKSANOVA, G.R. (2019): Composition and cardioprotective effects of *Primula veris* L. solid herbal extract in experimental chronic heart failure. - *Phytomedicine* 54, 17–26.
- LEHMANN, J. (2007): Abdominale Sonographie bei der Ratte (*Rattus norvegicus* f. *domestica*). - Ph.D. Thesis, Ludwig-Maximilians-Universität, München, S. 131.



- LEHNER, S.R.; RUTTE, C. & TABORSKY, M. (2011): Rats benefit from winner and loser effects. - *Ethology* 117, 1–12.
- LEOSCHKE, W.L. & ELVEHJEM, C.A. (1959): Riboflavin in the nutrition of the chinchilla. - *Journal of Nutrition* 69, 214–216.
- LERCHL, A. (1995): Breeding of Djungarian hamsters (*Phodopus sungorus*): Influence of parity and litter size on weaning success and offspring sex ratio. - *Laboratory Animals* 29, H. 2, 172–176.
- LERWILL, C.J. & MAKINGS, P. (1971): The agonistic behaviour of the golden hamster *Mesocricetus auratus* (Waterhouse). - *Animal Behaviour* 19, 714–721.
- LINN, J.M.; UNIVERSITY OF WASHINGTON & HEALTH SCIENCES CENTER FOR EDUCATIONAL RESOURCES (1996): Rabbits, biology. - HSER, Seattle, WA.
- LIPKOW, J. (1954): Über das Seitenorgan des Goldhamsters (*Mesocricetus auratus auratus* Waterh.). - *Zoomorphology* 42, H. 4, 333–372.
- LITH, H.A. VAN & ZUTPHEN, L.F.M. VAN (1996): Characterization of rabbit DNA microsatellites extracted from the EMBL nucleotide sequence database. - *Animal Genetics* 27, 387–395.
- LITTIN, K.E.; MELLOR, D.J.; WARBURTON, B. & EASON, C.T. (2004): Animal welfare and ethical issues relevant to the humane control of vertebrate pests. - *New Zealand Veterinary Journal* 52, H. 1, 1–10.
- LOCKLEY, R.M. (1964): The private life of the rabbit. - The Boydell Press, Woodbridge, Suffolk, S. 152.
- LOMBARDI, L.; FERNÁNDEZ, N. & MORENO, S. (2007): Habitat use and spatial behaviour in the European rabbit in three Mediterranean environments. - *Basic and Applied Ecology* 8, H. 5, 453–463.
- LOMBARDI, L.; FERNÁNDEZ, N.; MORENO, S. & VILLAFUERTE, R. (2003): Habitat-related differences in rabbit (*Oryctolagus cuniculus*) abundance, distribution, and activity. - *Journal of Mammalogy* 84, H. 1, 26–36.
- LORE, R.; BLANC, A. & SUEDFELD, P. (1971): Empathic learning of a passive-avoidance response in domesticated *Rattus norvegicus*. - *Animal Behaviour* 19, 112–114.
- LOROWSKI, J.; KUCHINKA, J.; SZCZURKOWSKI, A. & KUDER, T. (2005): Pressure distribution under paws of chinchilla (*Chinchilla laniger*). - *Anatomia, Histologia, Embryologia* 34, H. s1, 30–30.
- LUCKETT, W.P. (1985): Superordinal and intra-ordinal affinities of rodents: Developmental evidence from the dentition and placentation. - In: LUCKETT, W.P. & HARTENBERGER, J.-L. (Hrsg): *Evolutionary Relationships among Rodents: A Multidisciplinary Analysis* - Plenum Press, New York and London, 227–276.
- LUKEFAHR, S.; HOHENBOKEN, W.D.; CHEEKE, P.R. & PATTON, N.M. (1983): Breed, heterotic and diet effects on postweaning litter growth and morality in rabbits. - *Journal of Animal Science* 57, H. 5, 1108–1116.
- LUNA, R.M.L. (2000): First report of myxomatosis in Mexico. - *Journal of Wildlife Diseases* 36, H. 3, 580–583.

## M

MACDONALD, D.W.; MATHEWS, F. & BERDOY, M. (1999): The behaviour and ecology of *Rattus norvegicus*: From opportunism to kamikaze tendencies. - In: SINGLETON, G.R.; HINDS, L.A.; LEIRS, H. & ZHANG, Z. (Hrsg): *Ecologically-based rodent management*. - Australian Centre for International Agricultural Research, Canberra, 49–80.

MACFARLANE, B.A.; PEDERSEN, P.E.; CORNELL, C.E. & BLASS, E.M. (1983): Sensory control of suckling-associated behaviours in the domestic Norway rat, *Rattus norvegicus*. - *Animal Behaviour* 31, 462–471.

MACRÌ, S. & WÜRBEL, H. (2007): Effects of variation in postnatal maternal environment on maternal behaviour and fear and stress responses in rats. - *Animal Behaviour* 73, H. 1, 171–184.

- MAERTENS, L. & COUDERT, P. (Hrsg) (2006): Recent advances in rabbit science. - Institute for Agricultural and Fisheries Research, Melle, Belgium, S. 300.
- MAIER, S.E.; VANDENHOFF, P. & CROWNE, D.P. (1988): Multivariate analysis of putative measures of activity, exploration, emotionality, and spatial behavior in the hooded rat (*Rattus norvegicus*). - *Journal of Comparative Psychology* 102, H. 4, 378–387.
- MALMKVIST, J. & HANSEN, S.W. (2001): The welfare of farmed mink (*Mustela vison*) in relation to behavioural selection: A review. - *Animal Welfare* 10, 41–52.
- MANSER, C.E.; BROOM, D.M.; OVEREND, P. & MORRIS, T.H. (1998a): Investigations into the preferences of laboratory rats for nest-boxes and nesting materials. - *Laboratory Animals* 32, H. 1, 23–35.
- MANSER, C.E.; BROOM, D.M.; OVEREND, P. & MORRIS, T.H. (1998b): Operant studies to determine the strength of preference in laboratory rats for nest-boxes and nesting materials. - *Laboratory Animals* 32, H. 1, 36–41.
- MARCHANDEAU, S.; CHANTAL, J.; PORTEJOLE, Y.; BARRAUD, S. & CHAVAL, Y. (1998): Impact of viral hemorrhagic disease on a wild population of European rabbits in France. - *Journal of Wildlife Diseases* 34, H. 3, 429–435.
- MARES, M.A. (1973): Desert rodent ecology. - *Acta Zoologica Lilloana* 30, 207–225.
- MARES, M.A. (1975): South American mammal zoogeography: Evidence from convergent evolution in desert rodents. - *Proceedings of the National Academy of Sciences* 72, H. 5, 1702–1706.
- MARES, M.A. (1980): Convergent evolution among desert rodents: A global perspective. - *Bulletin of Carnegie Museum of Natural History* 16, 1–51.
- MARES, M.A. (1997): The geobiological interface: granitic outcrops as a selective force in mammalian evolution. - *Journal of the Royal Society of Western Australia* 80, H. 3, 131–139.
- MARES, M.A. & LACHER JR, T.E. (1987): Ecological, morphological, and behavioral convergence in rock-dwelling mammals. - *Current Mammalogy* 1, 307–348.
- MARQUES, D.M. & VALENSTEIN, E.S. (1977): Individual differences in aggressiveness of female hamsters: Response to intact and castrated males and to females. - *Animal Behaviour* 25, 131–139.
- MARRERO, P. & MARTÍN, C. (2000): Spring food preferences of rabbits (*Oryctolagus cuniculus* L., 1758) on the Islet of Alegranza (Canarian Archipelago). - *Zeitschrift für Säugetierkunde* 65, H. 4, 246–250.
- MARSH, R.E. (1994): Roof rats. - In: HYGSTROM, S.E.; TIMM, R.M. & LARSON, G.E. (Hrsg): *The Handbook: Prevention and control of wildlife damage*. - University of Nebraska, Lincoln, B-125-B-132.
- MARTÍN, M.C.; MARRERO, P. & NOGALES, M. (2003): Seasonal variation in the diet of wild rabbits *Oryctolagus cuniculus* on a semiarid Atlantic island (Alegranza, Canarian Archipelago). - *Acta Theriologica* 48, H. 3, 399–410.
- MARTINS, H.; MILNE, J.A. & REGO, F. (2002): Seasonal and spatial variation in the diet of the wild rabbit (*Oryctolagus cuniculus* L.) in Portugal. - *Journal of Zoology* 258, H. 3, 395–404.
- MASSEI, G. & COWAN, D.P. (2002): Strength and persistence of conditioned taste aversion in rats: Evaluation of 11 potential compounds. - *Applied Animal Behaviour Science* 75, H. 3, 249–260.
- MATT, K.S. (1993): Neuroendocrine mechanisms of environmental integration. - *American Zoologist* 33, H. 2, 266–274.
- MAXIMENKO, A. (1930): Material zum Studium der *Mm. serrati dorsales* der Säugetiere. 2. Mitteilung. - *Zeitschrift für Anatomie und Entwicklungsgeschichte* 92, H. 2, 151–177.
- MAYEAUX, D.J. & JOHNSTON, R.E. (2002): Discrimination of individual odours by hamsters (*Mesocricetus auratus*) varies with the location of those odours. - *Animal Behaviour* 64, H. 2, 269–281.
- MAYER, A.D. & ROSENBLATT, J.S. (1984): Parturition changes in maternal responsiveness and nest defense in *Rattus norvegicus*. - *Journal of Comparative Psychology* 98, H. 2, 177–188.

- MC CLINTOCK, M.K. (1983): Modulation of the estrous cycle by pheromones from pregnant and lactating rats. - *Biology of Reproduction* 28, H. 4, 823–829.
- MCCLINTOCK, M.K. & ADLER, N.T. (1978): The role of the female during copulation in wild and domestic Norway rats (*Rattus norvegicus*). - *Behaviour* 67, H. 1, 67–95.
- MCCLINTOCK, M.K. & ANISKO, J.J. (1982): Group mating among Norway rats I. Sex differences in the pattern and neuroendocrine consequences of copulation. - *Animal Behaviour* 30, H. 2, 398–409.
- MCCLINTOCK, M.K.; ANISKO, J.J. & ADLER, N.T. (1982): Group mating among Norway rats II. The social dynamics of copulation: competition, cooperation, and mate choice. - *Animal Behaviour* 30, H. 2, 410–425.
- MCINROY, J.K.E.; BROUSMICHE, D.G. & WYNNE-EDWARDS, K.E. (2000): Fathers, fat, and maternal energetics in a biparental hamster: Paternal presence determines the outcome of a current reproductive effort and adipose tissue limits subsequent reproductive effort. - *Hormones and Behavior* 37, H. 4, 399–409.
- MCMANUS, J.J. (1972): Water relations of the chinchilla *Chinchilla laniger*. - *Comparative Biochemistry and Physiology Part A* 41, 445–450.
- MCMILLAN, H.J. & WYNNE-EDWARDS, K.E. (1998): Evolutionary change in the endocrinology of behavioral receptivity: Divergent roles for progesterone and prolactin within the genus *Phodopus*. - *Biology of Reproduction* 59, H. 1, 30–38.
- MCMILLAN, H.J. & WYNNE-EDWARDS, K.E. (1999): Divergent reproductive endocrinology of the estrous cycle and pregnancy in dwarf hamsters (*Phodopus*). - *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology* 124, H. 1, 53–67.
- MCPHEE, M.E.; RIBBECK, A.E. & JOHNSTON, R.E. (2009): Male golden hamsters (*Mesocricetus auratus*) are more reactive than females to a visual predator cue. - *Journal of Ethology* 27, H. 1, 137–141.
- MEANEY, M.J. & STEWART, J. (1981): A descriptive study of social development in the rat (*Rattus norvegicus*). - *Animal Behaviour* 29, H. 1, 34–45.
- MENAKER, L. & NAVIA, J.M. (1973): Appetite regulation in the rat under various physiological conditions: the role of dietary protein and calories. - *Journal of Nutrition* 103, H. 3, 347–352.
- MERCHANT, J.C.; KERR, P.J.; SIMMS, N.G.; HOOD, G.M.; PECH, R.P. & ROBINSON, A.J. (2003): Monitoring the spread of myxoma virus in rabbit *Oryctolagus cuniculus* populations on the southern tablelands of New South Wales, Australia. III. Release, persistence and rate of spread of an identifiable strain of myxoma virus. - *Epidemiology and Infection* 130, H. 1, 135–147.
- MESERVE, P.L.; SHADRICK, E.J. & KELT, D.A. (1987): Diets and selectivity of two Chilean predators in the northern semi-arid zone. - *Revista Chilena de Historia Natural* 60, H. 1, 93–99.
- METZ, G.A.S. & WHISHAW, I.Q. (2000): Skilled reaching an action pattern: stability in rat (*Rattus norvegicus*) grasping movements as a function of changing food pellet size. - *Behavioural Brain Research* 116, H. 2, 111–122.
- MILLER, S.D.; ROTTMANN, J.; RAEDEKE, K.J. & TABER, R.D. (1983): Endangered mammals of Chile: Status and conservation. - *Biological Conservation* 25, H. 4, 335–352.
- MOHAMMED, A.H.; ZHU, S.W.; DARMOPIL, S.; HJERLING-LEFFER, J.; ERNFORS, P.; WINBLAD, B.; DIAMOND, M.C.; ERIKSSON, P.S. & BOGDANOVIC, N. (2002): Environmental enrichment and the brain. - In: HOFMAN, M.A.; BOER, G.J.; HOLTMAAT, A.J.G.D.; VAN SOMEREN, E.J.W.; VERHAAGEN, J. & SWAAB, D.F. (Hrsg): *Progress in Brain Research. Plasticity in the Adult Brain: From Genes to Neurotherapy*. - Elsevier Science B.V., 109–133.
- MOLLISON, D. & BACON, P. (Hrsg) (1985): *Population dynamics and epidemiology of territorial animals*. - Institut of Terrestrial Ecology, Merlewood Research Station, Cumbria, S. 40.
- MOORE, C.L. (1981): An olfactory basis for maternal discrimination of sex of offspring in rats (*Rattus norvegicus*). - *Animal Behaviour* 29, 383–386.

- MORENO, S.; BELTRÁN, J.F.; COTILLA, I.; KUFFNER, B.; LAFFITE, R.; JORDÁN, G.; AYALA, J.; QUINTERO, C.; JIMÉNEZ, A.; CASTRO, F.; CABEZAS, S. & VILLAFUERTE, R. (2007): Long-term decline of the European wild rabbit (*Oryctolagus cuniculus*) in south-western Spain. - *Wildlife Research* 34, H. 8, 652.
- MORENO, S.; VILLAFUERTE, R. & DELIBES, M. (1996): Cover is safe during the day but dangerous at night: the use of vegetation by European wild rabbits. - *Canadian Journal of Zoology* 74, 1656–1660.
- MORLEY-FLETCHER, S.; REA, M.; MACCARI, S. & LAVIOLA, G. (2003): Environmental enrichment during adolescence reverses the effects of prenatal stress on play behaviour and HPA axis reactivity in rats. - *European Journal of Neuroscience* 18, H. 12, 3367–3374.
- MULLEN, B.J. & MARTIN, R.J. (1990): Macronutrient selection in rats: Effect of fat type and level. - *Journal of Nutrition* 120, 1418–1425.
- MUTZE, G.; COOKE, B. & ALEXANDER, P. (1998): The initial impact of rabbit hemorrhagic disease on European rabbit populations in South Australia. - *Journal of Wildlife Diseases* 34, H. 2, 221–227.
- N**
- NAHEED, G. & KHAN, J.A. (1990): “Poison shyness” and “Bait shyness” developed by wild rats (*Rattus rattus* L.). IV. Effect of poisoning with thalious sulphate. - *Applied Animal Behaviour Science* 26, H. 1–2, 49–56.
- NAKATSUYAMA, E. & FUJITA, O. (1995): The influence of the food size, distance and food site on food carrying behavior in rats (*Rattus norvegicus*). - *Journal of Ethology* 13, H. 1, 95–103.
- NAVARRETE, S.A. & CASTILLA, J.C. (1993): Predation by Norway rats in the intertidal zone of central Chile. - *Marine Ecology Progress Series* 92, 187–199.
- NECHAY, G. (2000): Status of hamsters: *Cricetus cricetus*, *Cricetus migratorius*, *Mesocricetus newtoni*, and other hamster species in Europe. - *Council of Europe*, S. 73.
- NELSON, D.E. & TAKAHASHI, J.S. (1991): Sensitivity and integration in a visual pathway for circadian entrainment in the hamster (*Mesocricetus auratus*). - *The Journal of Physiology* 439, 115–145.
- NEUMANN, K. (2007): Untersuchungen zur Systematik der Hamster (Cricetinae) sowie zur genetischen Populationsstruktur und Phylogeografie des Feldhamsters *Cricetus cricetus* (Linnaeus, 1758) und des Goldhamsters *Mesocricetus auratus* (Waterhouse, 1839). - Habilitation, Martin-Luther-Universität, Halle-Wittenberg, S. 166.
- NIEDER, L.; CAGNIN, M. & PARISI, V. (1982): Burrowing and feeding behaviour in the rat. - *Animal Behaviour* 30, 837–844.
- NIETHAMMER, J. (1975): Zur Taxonomie und Ausbreitungsgeschichte der Hausratte (*Rattus rattus*). - *Zoologischer Anzeiger* 194, 405–415.
- NIKLOWITZ, P. & HOFFMANN, K. (1988): Pineal and pituitary involvement in the photoperiodic regulation of body weight, coat color and testicular size of the Djungarian hamster, *Phodopus sungorus*. - *Biology of Reproduction* 39, H. 2, 489–498.
- NORDLUND, A.; LIDFORS, L.; LINDH, A.S. & EWALDSSON, B. (2007): Behavioural effects of the shelter design on male guinea pigs. - *Scandinavian Journal of Laboratory Animal Sciences* 34, H. 1, 9–16.
- O**
- O'DELL, B.L.; MORRIS, E.R.; PICKETT, E.E. & HOGAN, A.G. (1957): Diet composition and mineral balance in guinea pigs. - *Journal of Nutrition* 63, 65–77.
- ODENDAAL, J.S.J. (2005): Science-based assessment of animal welfare: Companion animals. - *Revue scientifique et technique-Office international des épizooties* 24, H. 2, 493–502.
- OFUSORI, D.A. & CAXTON-MARTINS, E.A. (2008): A comparative histomorphometric study of the stomach of rat (*Rattus norvegicus*), bat (*Eidolon helvum*), and pangolin (*Manis tricuspis*) in relation to diet. - *International Journal of Morphology* 26, H. 3, 669–674.

- OFUSORI, D.A.; CAXTON-MARTINS, E.A.; KOMOLAFE, O.O.; OLUYEMI, K.A.; ADEEYO, O.A.; AJAYI, S.A.; OLUWAYINKA, P.O.; ADELAKUN, E.A.; KEJI, S.T. & ADESANYA, O.A. (2008): A comparative study of the ileum in rat (*Rattus norvegicus*), bat (*Eidolon helvum*), and pangolin (*Manis tricuspis*) as investigated using histological method. - International Journal of Morphology 26, H. 1, 137–141.
- OHLINGER, V.F.; HAAS, B.; MEYERS, G.; WEILAND, F. & THIEL, H.J. (1990): Identification and characterization of the virus causing rabbit hemorrhagic disease. - Journal of Virology 64, H. 7, 3331–3336.
- OLSSON, I.A.S.; NEVISON, C.M.; PATTERSON-KANE, E.G.; SHERWIN, C.M.; VAN DE WEERD, H.A. & WÜRBEL, H. (2003): Understanding behaviour: The relevance of ethological approaches in laboratory animal science. - Applied Animal Behaviour Science 81, H. 3, 245–264.
- OLSSON, I.A.S. & WESTLUND, K. (2007): More than numbers matter: The effect of social factors on behaviour and welfare of laboratory rodents and non-human primates. - Applied Animal Behaviour Science 103, H. 3–4, 229–254.
- OPAZO, J.C. (2005): A molecular timescale for caviomorph rodents (Mammalia, Hystricognathi). - Molecular Phylogenetics and Evolution 37, H. 3, 932–937.
- OPAZO, J.C.; SOTO-GAMBOA, M. & BOZINOVIC, F. (2004): Blood glucose concentration in caviomorph rodents. - Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology 137, H. 1, 57–64.
- OSGOOD, W.H. (1941): The technical name of the chinchilla. - Journal of Mammalogy 22, H. 4, 407.
- OSTOJIC, H.; CIFUENTES, V. & MONGE, C. (2002): Hemoglobin affinity in Andean rodents. - Biological Research 35, H. 1.
- OWENS, D.R.; MENGES, R.W.; SPROUSE, R.F.; STEWART, W. & HOOPER, B.E. (1975): Naturally occurring Histoplasmosis in the chinchilla (*Chinchilla laniger*). - Journal of Clinical Microbiology 1, H. 5, 486–488.
- OZELCI, A.; ROMSOS, D.R. & LEVEILLE, G.A. (1978): Influence of initial food restriction on subsequent body weight gain and body fat accumulation in rats. - Journal of Nutrition 108, H. 11, 1724–1732.
- P**
- PACHECO DE ARAÚJO, A.C. & CAMPOS, R.A. (2005): Systematic study of the brain base arteries and their blood supply sources in the chinchilla (*Chinchilla lanigera*, Molina, 1782). - Brazilian Journal of Morphological Science 22, 221–232.
- PACHECO, V. (2002): Mamíferos del Perú. - In: CEBALLOS, G. & SIMONETTI, J.A. (Hrsg): Diversidad y conservación de los mamíferos neotropicales. - Conabio-UNAM, México, D.F., 503–550.
- PALMER LARRIVEE, G. & ELVEHJEM, C.A. (1954): Studies on the nutritional requirements of chinchillas. - Journal of Nutrition 52, 427–436.
- PALOMARES, F. (2003): The negative impact of heavy rains on the abundance of a Mediterranean population of European rabbits. - Mammalian Biology 68, 224–234.
- PAWLOWICZ, A.; DEMNER, A. & LEWIS, M.H. (2010): Effects of access to voluntary wheel running on the development of stereotypy. - Behavioural Processes 83, H. 3, 242–246.
- PAYNE, A.P. (1994): The harderian gland: a tercentennial review. - Journal of Anatomy 185, Pt 1, 1–49.
- PAYNE, A.P. & SWANSON, H.H. (1970): Agonistic behaviour between pairs of hamsters of the same and opposite sex in a neutral observation area. - Behaviour 36, H. 4, 259–269.
- PEDEN, B.F. & TIMBERLAKE, W. (1990): Environmental influences on flank marking and urine marking by female and male rats (*Rattus norvegicus*). - Journal of Comparative Psychology 104, H. 2, 122–130.
- PELLIS, S.M. & IWANIUK, A.N. (1999): The roles of phylogeny and sociality in the evolution of social play in muroid rodents. - Animal Behaviour 58, H. 2, 361–373.
- PELLIS, S.M. & PELLIS, V.C. (1997): The juvenile onset of play fighting in laboratory rats (*Rattus norvegicus*). - Developmental Psychobiology 31, H. 3, 193–205.

- PÉREZ, C.; CANAL, J.R.; DOMINGUEZ, E.; CAMPILLO, J.E.; GUILLEN, M. & TORRES, M.D. (1997): Individual housing influences certain biochemical parameters in the rat. - *Laboratory Animals* 31, H. 4, 357–361.
- PÉREZ, W.; VAZQUEZ, N. & JERBI, H. (2011): Gross anatomy of the intestine and their peritoneal folds in the chinchilla (*Chinchilla lanigera*). - *Journal of Morphological Sciences* 28, H. 3, 180–183.
- PETERSEN, M.R.; PROSEN, C.A.; MOODY, D.B. & STEBBINS, W.C. (1977): Operant conditioning in the guinea pig. - *Journal of the Experimental Analysis of Behavior* 27, H. 3, 529–532.
- PFEIFFER, C.A. & JOHNSTON, R.E. (1994): Hormonal and behavioral responses of male hamsters to females and female odors: Roles of olfaction, the vomeronasal system, and sexual experience. - *Physiology & Behavior* 55, H. 1, 129–138.
- PFISTER, J.F.; CRAMER, C.P. & BLASS, E.M. (1986): Suckling in rats extended by continuous living with dams and their preweanling litters. - *Animal Behaviour* 34, H. 2, 415–420.
- POCOCK, R.I. (1917): Work of the beavers in the society's gardens. - *Proceedings of the Zoological Society of London* 1917, H. 1, 100–103.
- POLSKY, R.H. (1977a): The ontogeny of predatory behaviour in the golden hamster (*Mesocricetus a. auratus*). I. The influence of age and experience. - *Behaviour* 61, H. 1–2, 26–56.
- POLSKY, R.H. (1977b): The ontogeny of predatory behaviour in the golden hamster (*Mesocricetus a. auratus*). II. The nature of the experience. - *Behaviour* 61, H. 1–2, 58–80.
- PONMANICKAM, P. & ARCHUNAN, G. (2006): Identification of a-2u globulin in the rat preputial gland by MALDI-TOF analysis. - *Indian Journal of Biochemistry & Biophysics* 43, 319–322.
- PONZIO, M.F.; MONFORT, S.L.; BUSSO, J.M.; DABBENE, V.G.; RUIZ, R.D. & DE CUNEO, M.F. (2004): A non-invasive method for assessing adrenal activity in the chinchilla (*Chinchilla lanigera*). - *Journal of Experimental Zoology* 301A, H. 3, 218–227.
- POPOVA, T.A.; MUZYKO, E.A.; KUSTOVA, M.V.; BYCHENKOVA, M.A.; PERFILOVA, V.N.; PROKOFIEV, I.I.; SAMOYLOVA, M.A.; TYURENKOV, I.N.; LATYPOVA, G.M. & KATAEV, V.A. (2018): The effect of the *Primula veris* solid herbal extract on the development of oxidative stress and the functional state of cardiomyocyte mitochondria of rats with experimental chronic heart failure. - *Biochemistry (Moscow), Supplement Series B: Biomedical Chemistry* 12, H. 4, 339–349.
- PORTER, G. & LACEY, A. (1969): Breeding the chinese hamster (*Cricetulus griseus*) in monogamous pairs. - *Laboratory Animals* 3, H. 1, 65–68.
- PORTER, G.; SCOTT, P.P.; WALKER, A.I. & OTHERS (1970): Caging standards for rats and mice: Recommendations by the Laboratory Animal Science Association Working Party of Caging and Penning. - *Laboratory Animals* 4, H. 1, 61–66.
- PORTER, R.H. (1988): The ontogeny of sibling recognition in rodents: superfamily Muroidea. - *Behavior Genetics* 18, H. 4, 483–494.
- PORTFORS, C.V. (2007): Types and functions of ultrasonic vocalizations in laboratory rats and mice. - *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science* 46, H. 1, 28–34.
- POUCET, B.; CHAPUIS, N.; DURUP, M. & THINUS-BLANC, C. (1986): A study of exploratory behavior as an index of spatial knowledge in hamsters. - *Animal Learning & Behavior* 14, H. 1, 93–100.
- POUND, N. & GAGE, M.J.G. (2004): Prudent sperm allocation in Norway rats, *Rattus norvegicus*: A mammalian model of adaptive ejaculate adjustment. - *Animal Behaviour* 68, H. 4, 819–823.
- PRELL, H. (1934): Die gegenwärtig bekannten Arten der Gattung *Chinchilla* Bennett. - *Zoologischer Anzeiger* 108, H. 5–6, 97–104.
- PRICE, E.O. (1973): Some behavioral differences between wild and domestic Norway rats: Gnawing and platform jumping. - *Animal Learning & Behavior* 1, H. 4, 312–316.
- PRICE, E.O. (1980): Sexual behaviour and reproductive competition in male wild and domestic Norway rats. - *Animal Behaviour* 28, 657–667.

PRICE, E.O. (1999): Behavioral development in animals undergoing domestication. - *Applied Animal Behaviour Science* 65, H. 3, 245–271.

PRICE, E.O.; BELANGER, P.L. & DUNCAN, R.A. (1976): Competitive dominance of wild and domestic Norway rats (*Rattus norvegicus*). - *Animal Behaviour* 24, H. 3, 589–599.

PRIETO, J.; GONZÁLEZ-SOLÍS, J.; RUIZ, X. & JOVER, L. (2003): Can rats prey on gull eggs? An experimental approach. - *Biodiversity & Conservation* 12, H. 12, 2477–2486.

## Q

QUADAGNO, D.M.; SHRYNE, J.; ANDERSON, C. & GORSKI, R.A. (1972): Influence of gonadal hormones on social, sexual, emergence, and open field behaviour in the rat (*Rattus norvegicus*). - *Animal Behaviour* 20, H. 4, 732–740.

## R

RALLS, K. (1971): Mammalian scent marking. - *Science* 171, 443–449.

RAMIREZ, I. (1989): Resistance to dietary hyperphagia in juvenile rats. - *Journal of Nutrition* 119, 1333–1339.

RAPPOLD, S. (2001): Vergleichende Untersuchungen zur Urolithiasis bei Kaninchen und Meerschweinchen. - Ph.D. Thesis, Tierärztliche Hochschule Hannover, Hannover, S. 142.

REBURN, C.J. & WYNNE-EDWARDS, K.E. (1999): Hormonal changes in males of a naturally biparental and a uniparental mammal. - *Hormones and Behavior* 35, 163–176.

REES DAVIES, R. & REES DAVIES, J.A.E. (2003): Rabbit gastrointestinal physiology. - *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice* 6, H. 1, 139–153.

REHLING, A. & TRILLMICH, F. (2007): Weaning in the guinea pig (*Cavia aperea* f. *porcellus*): Who decides and by what measure? - *Behavioral Ecology and Sociobiology* 62, H. 2, 149–157.

REHLING, A. & TRILLMICH, F. (2008): Changing supply and demand by cross-fostering: Effects on the behaviour of pups and mothers in guinea pigs, *Cavia aperea* f. *porcellus*, and cavies, *Cavia aperea*. - *Animal Behaviour* 75, H. 4, 1455–1463.

RENNER, M.J. (1987): Experience-dependent changes in exploratory behavior in the adult rat (*Rattus norvegicus*): Overall activity level and interactions with objects. - *Journal of Comparative Psychology* 101, H. 1, 94–100.

RENNER, M.J. & ROSENZWEIG, M.R. (1986): Object interactions in juvenile rats (*Rattus norvegicus*): Effects of different experiential histories. - *Journal of Comparative Psychology* 100, H. 3, 229–336.

REZENDE, E.L.; BOZINOVIC, F. & GARLAND JR, T. (2004): Climatic adaptation and the evolution of basal and maximum rates of metabolism in rodents. - *Evolution* 58, H. 6, 1361–1374.

RHEKER, I. (2001): Untersuchungen zur Bedeutung der Heimtiere in der tierärztlichen Fortbildung in Bezug zur Entwicklung des Heimtieranteils am Gesamtaufkommen der Patienten der Klinik für kleine Haustiere, der Klinik für Zier- und Wildvögel sowie der Klinik für Fischkrankheiten der Tierärztlichen Hochschule Hannover. - Ph.D. Thesis, Tierärztliche Hochschule Hannover, Hannover, S. 257.

RICE, E.K. (1988): The chinchilla: Endangered whistler of the Andes. - *Animal Kingdom* 58, 727–735.

RICHARD, P.B. (1960): Un parc a castors dans la region de Paris. - *Mammalia* 24, H. 4, 545–555.

RICHARDS, M.P.M. (1966): Maternal behaviour in virgin female golden hamsters (*Mesocricetus auratus* Waterhouse): The role of the age of the test pup. - *Animal Behaviour* 14, 303–309.

RILEY, S. (1921): Some observations on beaver culture with reference to the national forests. - *Journal of Mammalogy* 2, H. 4, 197–206.

ROBINSON, M.; GAUTIER, C. & MOUCHIROUD, D. (1997): Evolution of isochores in rodents. - *Molecular Biology and Evolution* 14, H. 8, 823–828.

ROBITAILLE, J.A. & BOVET, J. (1976): Field observations on the social behavior of the Norway rat,



- Rattus norvegicus* (Berkenhout). - Biology of Behaviour 1, 289–308.
- RODRÍGUEZ-SERRANO, E. & BOZINOVIC, F. (2009): Interplay between global patterns of environmental temperature and variation in nonshivering thermogenesis of rodent species across large spatial scales. - Global Change Biology 15, H. 9, 2116–2122.
- ROOD, J.P. (1972): Ecological and behavioural comparisons of three genera of Argentine caviés. - Ballière Tindall, London, S. 83.
- ROSENFELD, S. (2014): Guinea Pig: Domestication. - In: SMITH, C. & SMITH, C. (Hrsg): Encyclopedia of Global Archaeology - Springer New York, New York, NY, 3172–3175.
- ROSENGARTEN, A. (2004): Untersuchungen zur kurzfristigen Ernährung von Kaninchen und Meerschweinchen über eine orogastrale Sonde bei Variation der Zusammensetzung (Komponenten, Nährstoffgehalt und Energiedichte) des applizierten Futters. - Ph.D. Thesis, Tierärztliche Hochschule Hannover, Hannover, S. 149.
- ROSS, J. & SANDERS, M.F. (1987): Changes in the virulence of myxoma virus strains in Britain. - Epidemiology and Infection 98, H. 1, 113–117.
- ROSS, J.; TITTENSOR, A.M.; FOX, A.P. & SANDERS, M.F. (1989): Myxomatosis in farmland rabbit populations in England and Wales. - Epidemiology and Infection 103, H. 2, 333–357.
- ROSS, P.D. (1994): *Phodopus roborovskii*. - Mammalian Species 459, 1–4.
- ROSS, P.D. (1995): *Phodopus campbelli*. - Mammalian Species 503, 1–7.
- ROSS, P.D. (1998): *Phodopus sungorus*. - Mammalian Species 595, 1–9.
- ROWE, D.L. & HONEYCUTT, R.L. (2002): Phylogenetic relationships, ecological correlates, and molecular evolution within the Cavoidea (Mammalia, Rodentia). - Molecular Biology and Evolution 19, H. 3, 263–277.
- ROWELL, T.E. (1961): The family group in golden hamsters: Its formation and break-up. - Behaviour 17, H. 2, 81–94.
- ROWLANDS, I.W. (1966): Proceedings of the society for the study of fertility. Annual Conference, 5th July to 9th July 1966. - Journal of Reproduction and Fertility 12, 405–422.
- ROY, B.N. & WYNNE-EDWARDS, K.E. (1995): Progesterone, estradiol, and prolactin involvement in lactation, including lactation following a postpartum mating, in the Djungarian hamster (*Phodopus campbelli*). - Biology of Reproduction 52, H. 4, 855–863.
- RUF, T. & HELDMAIER, G. (2000): Djungarian Hamsters - Small graminivores with daily torpor. - In: HALLE, S. & STENSETH, N.C. (Hrsg): Activity patterns in small mammals. 217–234.
- RUSSELL, J.C.; MCMORLAND, A.J.C. & MACKAY, J.W.B. (2010): Exploratory behaviour of colonizing rats in novel environments. - Animal Behaviour 79, H. 1, 159–164.
- RUSSELL, J.C.; TOWNS, D.R. & CLOUT, M.N. (2008): Review of rat invasion biology: Implications for island biosecurity. - Science for Conservation 286, 5–53.
- RUTTE, C. & TABORSKY, M. (2007): Generalized reciprocity in rats. - PLoS Biology 5, H. 7, 1421–1425.
- RUTTE, C. & TABORSKY, M. (2008): The influence of social experience on cooperative behaviour of rats (*Rattus norvegicus*): direct vs generalised reciprocity. - Behavioral Ecology and Sociobiology 62, 499–505.
- RUVOËN-CLOUET, N.; GANIÈRE, J.P.; ANDRÉ-FONTAINE, G.; BLANCHARD, D. & LE PENDU, J. (2000): Binding of rabbit hemorrhagic disease virus to antigens of the ABH histo-blood group family. - Journal of Virology 74, H. 24, 11950–11954.
- RYAN, J.M. (1989): Comparative myology and phylogenetic systematics of the Heteromyidae (Mammalia, Rodentia). - Miscellaneous Publications, Museum of Zoology, University of Michigan 176, 1–103.
- RYCHLIK, L. (1990): Thermal versus tactile stimuli and audible vocalization in rat pups. - Journal of Ethology 8, H. 2, 69–74.

## S

- SACHSER, N. (1994): Sozialphysiologische Untersuchungen an Hausmeerschweinchen. Gruppenstrukturen, soziale Situation und Endokrinium, Wohlergehen. - Paul Parey Verlag, Berlin, Hamburg, S. 101.
- SACHSER, N. (1998): Of domestic and wild guinea pigs: Studies in sociophysiology, domestication, and social evolution. - *Naturwissenschaften* 85, H. 7, 307–317.
- SACHSER, N.; DÜRSCHLAG, M. & HIRZEL, D. (1998): Social relationships and the management of stress. - *Psychoneuroendocrinology* 23, H. 8, 891–904.
- SAKAR, D.; PREVENDAR CRNIĆ, A.; JANIĆ, D. & SAKAR, T. (2005): Safety of peroral sulfadimidine sodium treatment in chinchillas (*Chinchilla lanigera*). - *Veterinarski Arhiv* 75, H. 4, 283–291.
- SALES, G.D. (1972): Ultrasound and aggressive behaviour in rats and other small mammals. - *Animal Behaviour* 20, 88–100.
- SAMBRAUS, H.H. & STEIGER, A. (Hrsg) (1997): Das Buch vom Tierschutz. - Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart, S. 947.
- SANCHEZ, W.K.; CHEEKE, P.R. & PATTON, N.M. (1985): Effect of dietary crude protein level on the reproductive performance and growth of New Zealand White rabbits. - *Journal of Animal Science* 60, H. 4, 1029–1039.
- SARICH, V.M. (1985): Rodent macromolecular systematics. - In: LUCKETT, W.P. & HARTENBERGER, J.-L. (Hrsg): *Evolutionary Relationships among Rodents: A Multidisciplinary Analysis* - Plenum Press, New York and London, 423–452.
- SASSI, P.L.; BORGHI, C.E. & BOZINOVIC, F. (2007): Spatial and seasonal plasticity in digestive morphology of caviés (*Microcavia australis*) inhabiting habitats with different plant qualities. - *Journal of Mammalogy* 88, H. 1, 165–172.
- SCHANK, J.C. (2001): Oestrous and birth synchrony in Norway rats, *Rattus norvegicus*. - *Animal Behaviour* 62, H. 3, 409–415.
- SCHERBARTH, F. (2007): Characteristics and consequences of wheel-running behaviour in Djungarian hamsters (*Phodopus sungorus*). - Ph.D. Thesis, Gottfried Wilhelm Leibniz Universität, Hannover, S. 115.
- SCHERBARTH, F.; ROZMAN, J.; KLINGENSPOR, M.; BRABANT, G. & STEINLECHNER, S. (2007): Wheel running affects seasonal acclimatization of physiological and morphological traits in the Djungarian hamster (*Phodopus sungorus*). - *AJP: Regulatory, Integrative and Comparative Physiology* 293, H. 3, R1368–R1375.
- SCHIFFMAN, H.R.; LORE, R.; PASSAFIUME, J. & NEEB, R. (1970): Role of vibrissae for depth perception in the rat (*Rattus norvegicus*). - *Animal Behaviour* 18, 290–292.
- SCHLEIF, O. (2001): Ein Beitrag zur tiergerechten Haltung der Ratte anhand der Literatur. - Ph.D. Thesis, Tierärztliche Hochschule Hannover, Hannover, S. 349.
- SCHLOLAUT, W. (2002): Das Hauskaninchen als Nutztier. - *Lohmann Information* 2, 1–11.
- SCHMIDT, H. (1977): Rennmäuse und Tanzmäuse. - Albrecht Philler Verlag, Minden.
- SCHNEEBERGER, K.; DIETZ, M. & TABORSKY, M. (2012): Reciprocal cooperation between unrelated rats depends on cost to donor and benefit to recipient. - *BMC Evolutionary Biology* 12, 1–7.
- SCHNEEBERGER, K.; RÖDER, G. & TABORSKY, M. (2020): The smell of hunger: Norway rats provision social partners based on odour cues of need. - *PLOS Biology* 18, H. 3, e3000628.
- SCHNEIDER, M.; BARTL, J. & ERHARD, M. (2006): Vocalizations of chinchillas living in sociable groups. - ACVBAVSAB Scientific Sessions, 9–12.
- SCHÜDDEMAGE, M. (2000): Untersuchungen zum Einfluß von Naturlicht im Vergleich zu zwei verschiedenen Kunstlichtregimen auf die Reproduktionsparameter weiblicher und männlicher Kaninchen (*Oryctolagus cuniculus*). - Ph.D. Thesis, Justus-Liebig-Universität, Gießen, S. 153.
- SCHUG, K. (2005): Untersuchungen zur Energiebewertung von Standardmischfuttermitteln für

- Ratten. - Ph.D. Thesis, Ludwig-Maximilians-Universität, München, S. 124.
- SCHULZE SIEVERT, U.E. (2002): Ein Beitrag zur tiergerechten Haltung der Mongolischen Wüstenrennmaus anhand der Literatur. - Ph.D. Thesis, Tierärztliche Hochschule Hannover, Hannover, S. 226.
- SCHUM, J. & WYNNEEDWARDS, K. (2005): Estradiol and progesterone in paternal and non-paternal hamsters (*Phodopus*) becoming fathers: Conflict with hypothesized roles. - *Hormones and Behavior* 47, H. 4, 410–418.
- SCOTTI, M.-A.L.; BELÉN, J.; JACKSON, J.E. & DEMAS, G.E. (2008): The role of androgens in the mediation of seasonal territorial aggression in male Siberian hamsters (*Phodopus sungorus*). - *Physiology & Behavior* 95, H. 5, 633–640.
- SCRIBNER, S.J. & WYNNE-EDWARDS, K.E. (1994a): Disruption of body temperature and behavior rhythms during reproduction in dwarf hamsters (*Phodopus*). - *Physiology & Behavior* 55, H. 2, 361–369.
- SCRIBNER, S.J. & WYNNE-EDWARDS, K.E. (1994b): Moderate water restriction differentially constrains reproduction in two species of dwarf hamster (*Phodopus*). - *Canadian Journal of Zoology* 72, H. 9, 1589–1596.
- SCRIBNER, S.J. & WYNNE-EDWARDS, K.E. (1994c): Thermal constraints on maternal behavior during reproduction in dwarf hamsters (*Phodopus*). - *Physiology & Behavior* 55, H. 5, 897–903.
- SELLERS, R.F. (1987): Possible windborne spread of myxomatosis to England in 1953. - *Epidemiology and Infection* 98, H. 1, 119–125.
- SELVARAJ, R. & ARCHUNAN, G. (2002): Chemical identification and bioactivity of rat (*Rattus rattus*) urinary compounds. - *Zoological Studies* 41, H. 2, 127–135.
- SELZER, D. & HOY, S. (2003): Comparative investigations on behaviour of wild and domestic rabbits in the nestbox. - *World Rabbit Science* 11, H. 1, 13–21.
- SERRA VIALTA, M.T. (1979): Composicion botanica y variacion estacional de la alimentacion de *Chinchilla lanigera* en condiciones naturales. - *Ciencias Forestales* 1, H. 4, 11–18.
- SHARPE, R.M. (1975): The influence of the sex of litter-mates on subsequent maternal behaviour in *Rattus norvegicus*. - *Animal Behaviour* 23, 551–559.
- SHINN, L.A.; KANE, E.A.; WISEMAN, H.G. & CARY, C.A. (1935): Variations in the carotene content of farm feeds. - *Journal of Animal Science* 1935, H. 1, 190–192.
- SHIRLEY, E.K. & SCHMIDT-NIELSEN, K. (1967): Oxalat metabolism in the pack rat, sand rat, hamster, and white rat. - *Journal of Nutrition* 91, 496–502.
- SHOSHANI, J.; GOODMAN, M.; CZELUSNIAK, J. & BRAUNITZER, G. (1985): A phylogeny of Rodentia and other eutherian orders: Parsimony analysis utilizing amino acid sequences of alpha and beta hemoglobin chains. - In: LUCKETT, W.P. & HARTENBERGER, J.-L. (Hrsg): *Evolutionary Relationships among Rodents: A Multidisciplinary Analysis* - Plenum Press, New York and London, 191–210.
- SIEGEL, H.I. (Hrsg) (1985): *The hamster. Reproduction and behavior*. - Plenum Press, New York and London, S. 440.
- SILVA, S.I. (2005): Posiciones tróficas de pequeños mamíferos en Chile: una revisión. - *Revista Chilena de Historia Natural* 78, H. 3, 589–599.
- SILVA, T. DE O.; KREUTZ, L.C.; BARCELLOS, L.J.G.; BORELLA, J.; SOSO, A.B. & SOUZA, C. (2005): Reference values for chinchilla (*Chinchilla laniger*) blood cells and serum biochemical parameters. - *Ciência Rural* 35, H. 3, 602–606.
- SIMPSON, B.H.; JOLLY, R.D. & THOMAS, S.H.M. (1969): *Phalaris arundinacea* as a cause of deaths and incoordination in sheep. - *New Zealand Veterinary Journal* 17, H. 12, 240–244.
- SINGLETON, G.R. & AUSTRALIAN CENTRE FOR INTERNATIONAL AGRICULTURAL RESEARCH (1999): *Ecologically-based management of rodent pests*. - Australian Centre for International Agricultural Research, Canberra.
- SMITH, A.L. & CORROW, D.J. (2005): Modifications to husbandry and housing conditions of laboratory rodents for improved well-being. - *ILAR Journal* 46, H. 2, 140–147.

- SMITH, D.C. (1970): Carbohydrate digestion in the chinchilla. - M.Sc. Thesis, University of British Columbia, Vancouver, S. 91.
- SMITH, E.F.S. (1991): The influence of nutrition and postpartum mating on weaning and subsequent play behaviour of hooded rats. - *Animal Behaviour* 41, 513–524.
- SMIT-VIS, J.H. & SMIT, G.J. (1963): Occurrence of hibernation in the golden hamster, *Mesocricetus auratus* Waterhouse. - *Experientia* 19, H. 7, 363–364.
- SMOTHERMAN, W.P.; BELL, R.W.; HERSHBERGER, W.A. & COOVER, G.D. (1978): Orientation to rat pup cues: Effects of maternal experiential history. - *Animal Behaviour* 26, 265–273.
- SOKOLOFF, G. & BLUMBERG, M.S. (2002): Contributions of endothermy to huddling behavior in infant Norway rats (*Rattus norvegicus*) and Syrian golden hamsters (*Mesocricetus auratus*). - *Journal of Comparative Psychology* 116, H. 3, 240–246.
- SOKOLOFF, G.; BLUMBERG, M.S.; BOLINE, E.A.; JOHNSON, E.D. & STREEPER, N.M. (2002): Thermoregulatory behavior in infant Norway rats (*Rattus norvegicus*) and Syrian golden hamsters (*Mesocricetus auratus*): Arousal, orientation, and locomotion. - *Journal of Comparative Psychology* 116, H. 3, 228–239.
- SOLOMON, J.A. & GLICKMAN, S.E. (1977): Attraction of male golden hamsters (*Mesocricetus auratus*) to the odors of male conspecifics. - *Behavioral Biology* 20, H. 3, 367–376.
- SOMERS, N.; D'HAESE, B.; BOSSUYT, B.; LENS, L. & HOFFMANN, M. (2008): Food quality affects diet preference of rabbits: Experimental evidence. - *Belgian Journal of Zoology* 138, H. 2, 170–176.
- SOMMER, S. (2005): The importance of immune gene variability (MHC) in evolutionary ecology and conservation. - *Frontiers in Zoology* 2, H. 1, 1–16.
- SØRENSEN, D.B.; KROHN, T.; HANSEN, H.N.; OTTESEN, J.L. & HANSEN, A.K. (2005): An ethological approach to housing requirements of golden hamsters, Mongolian gerbils and fat sand rats in the laboratory – A review. - *Applied Animal Behaviour Science* 94, H. 3–4, 181–195.
- SPEAKMAN, J.R. & HAMBLY, C. (2007): Starving for life: what animal studies can and cannot tell us about the use of caloric restriction to prolong human lifespan. - *The Journal of Nutrition* 137, H. 4, 1078–1086.
- SPOTORNO, A.E.; MANRIQUEZ, G.; FERNANDEZ, A.; MARIN, J.C.; GONZALEZ, F. & WHEELER, J. (2007): Domestication of guinea pigs from a southern peru-northern chile wild species and their middle pre-columbian mummies. - In: KELT, D.A.; LESSA, E.P.; SALAZAR-BRAVO, J. & PATTON, J.L. (Hrsg): *The Quintessential Naturalist: Honoring the Life and Legacy of Oliver P. Pearson*. - University of California Publications in Zoology, 367–388.
- SPOTORNO, A.E.; MARÍN, J.C.; MANRÍQUEZ, G.; VALLADARES, J.P.; DE RICO, E. & RIVAS, C. (2006): Ancient and modern steps during the domestication of guinea pigs (*Cavia porcellus* L.). - *Journal of Zoology* 270, H. 1, 57–62.
- SPOTORNO, A.E.; VALLADARES, J.P.; MARIN, J.C.; PALMA, R.E. & ZULETA, C. (2004): Molecular divergence and phylogenetic relationships of chinchillids (Rodentia: Chinchillidae). - *Journal of Mammalogy* 85, H. 3, 384–388.
- SPOTORNO, A.E.; VALLADARES, J.P.; MARIN, J.C. & ZEBALLOS, H. (2004): Molecular diversity among domestic guinea-pigs (*Cavia porcellus*) and their close phylogenetic relationship with the Andean wild species *Cavia tschudii*. - *Revista Chilena de Historia Natural* 77, H. 2, 243–250.
- SPOTORNO, A.E.; ZULETA, C.; GANTZ, A.; SAIZ, F.; RAU, J.; ROSENMAN, M.; CORTES, A.; RUIZ, G.; YATES, L.; COUVE, E. & MARIN, J.C. (1998): Sistemática y adaptación de mamíferos, aves e insectos fitófagos de la Región de Antofagasta, Chile. - *Revista Chilena de Historia Natural* 71, 501–526.
- STAATLICHE LEHR- UND VERSUCHSANSTALT FÜR VIEHALTUNG UND GRÜNLANDWIRTSCHAFT AULENDORF (2002): Strukturwert und strukturierte Rohfaser in Milchviehrationen. Vergleich der Beurteilungssysteme. - Staatliche Lehr- und Versuchsanstalt für Viehhaltung und Grünlandwirtschaft, Aulendorf, S. 13.
- STEINER, A.P. & REDISH, D. (2014): Behavioral and neurophysiological correlates of regret in rat

- decision-making on a neuroeconomic task. - *Nature Neuroscience AOP*, 1–10.
- STEINIGER, F. (1950): Beiträge zur Soziologie und sonstigen Biologie der Wanderratte. - *Zeitschrift für Tierpsychologie* 7, 356–379.
- STETSON, M.H.; ELLIOTT, J.A. & GOLDMAN, B.D. (1986): Maternal transfer of photoperiodic information influences the photoperiodic response of prepubertal Djungarian hamsters (*Phodopus sungorus sungorus*). - *Biology of Reproduction* 34, H. 4, 664–669.
- STEVENS, C.E. & HUME, I.D. (1998): Contributions of microbes in vertebrate gastrointestinal tract to production and conservation of nutrients. - *Physiological Reviews* 78, H. 2, 393–427.
- STOLBA, A. (1977): Sozialsystem adulter Chinesischer Zwerghamster (*Cricetulus griseus*). - *Zeitschrift für Tierpsychologie* 45, 389–413.
- STÖPPELER, S. (2009): Untersuchung der stamm- und geschlechtsspezifischen Faktoren der nicht-alkoholischen Fettlebererkrankung (NAFLD) an der Ratte. - Ph.D. Thesis, Tierärztliche Hochschule Hannover, Hannover, S. 129.
- STRICHER, S. (1999): Ein Beitrag zur tiergerechten Haltung des Hamsters anhand der Literatur. - Ph.D. Thesis, Tierärztliche Hochschule Hannover, Hannover.
- STRUPP, B.J. & LEVITSKY, D.A. (1984): Social transmission of food preferences in adult hooded rats (*Rattus norvegicus*). - *Journal of Comparative Psychology* 98, H. 3, 257–266.
- SUBCOMMITTEE ON LABORATORY ANIMAL NUTRITION & COMMITTEE ON ANIMAL NUTRITION, BOARD ON AGRICULTURE, NATIONAL RESEARCH COUNCIL (Hrsg) (1995): Nutrient requirements of laboratory animals. 4th rev. ed. - National Academy Press, Washington, D.C., S. 173.
- SULIK, M.; SOBOLEWSKA, E.; SEREMAK, B.; EYCHMIELEWSKA, H. & FRACZAK, B. (2007): Radiological evaluation of chinchilla mastication organs. - *Bulletin of the Veterinary Institute in Pulawy* 51, H. 1, 121–124.
- SURRIDGE, A.K.; IBRAHIM, K.M.; BELL, D.J.; WEBB, N.J.; RICO, C. & HEWITT, G.M. (1999): Fine-scale genetic structuring in a natural population of European wild rabbits (*Oryctolagus cuniculus*). - *Molecular Ecology* 8, 299–307.
- SWANSON, L.J. & CAMPBELL, C.S. (1979): Induction of maternal behavior in nulliparous golden hamsters (*Mesocricetus auratus*). - *Behavioral and Neural Biology* 26, H. 3, 364–371.
- ## T
- TAKAHASHI, L.K. & BLANCHARD, R.J. (1982): Attack and defense in laboratory and wild Norway and black rats. - *Behavioural Processes* 7, 49–62.
- TANG-MARTINEZ, Z.; MUELLER, L.L. & TAYLOR, G.T. (1993): Individual odours and mating success in the golden hamster *Mesocricetus auratus*. - *Animal Behaviour* 45, 1141–1151.
- TANIGUCHI, K. & MOCHIZUKI, K. (1983): Comparative morphological studies on the vomeronasal organ in rats, mice, and rabbits. - *Japanese Journal of Veterinary Science* 45, H. 1, 64–76.
- TARAVOSH-LAHN, K. (2008): The development of agonistic behavior in male golden hamsters: from behavior to brain. - Ph.D. Thesis, University of Texas, Austin, S. 111.
- TAYLOR, K.D. (1978): Range of movement and activity of common rats (*Rattus norvegicus*) on agricultural land. - *Journal of Applied Ecology* 15, 663–677.
- TAYLOR, R.H. & THOMAS, B.W. (1989): Eradication of Norway rats (*Rattus norvegicus*) from Hæwa Island, Fiordland, using brodifacoum. - *New Zealand Journal of Ecology* 12, 23–32.
- TETENS, M. (2007): Intensive Kaninchenhaltung in Deutschland. - Ph.D. Thesis, Tierärztliche Hochschule Hannover, Hannover, S. 155.
- THENIUS, E. (1950): Das Meerschweinchen - biologisch betrachtet. - *Biologische Zeitschrift Österreichs*, Wien 2, 414–422.
- THOM, M.D. & HURST, J.L. (2004): Individual recognition by scent. - *Annales Zoologici Fennici* 41, 765–787.

- THOMAS, D.A. & BARFIELD, R.J. (1985): Ultrasonic vocalization of the female rat (*Rattus norvegicus*) during mating. - *Animal Behaviour* 33, 720–725.
- THOMAS, D.A.; TAKAHASHI, L.K. & BARFIELD, R.J. (1983): Analysis of ultrasonic vocalizations emitted by intruders during aggressive encounters among rats (*Rattus norvegicus*). - *Journal of Comparative Psychology* 97, H. 3, 201–206.
- THOMPSON, H.V. & KING, C.M. (1994): The European rabbit. The history and biology of a successful colonizer. - Oxford University Press, Oxford, New York, Tokyo, S. 245.
- THOR, D.H. & HOLLOWAY, W.R. (1984): Sex and social play in juvenile rats (*Rattus norvegicus*). - *Journal of Comparative Psychology* 98, H. 3, 276–284.
- TIEFER, L. (1969): Copulatory behaviour of male *Rattus norvegicus* in a multiple-female exhaustion test. - *Animal Behaviour* 17, 718–721.
- TIGHE, F.G.; EDMONDS, J.W.; NOLAN, I.F.; SHEPHERD, R.C.H. & GOCS, A. (1977): Myxomatosis on the Western Plains of Victoria. - *Journal of Hygiene* 79, 209–217.
- TIMONIN, M. & WYNNEEDWARDS, K. (2006): Neither reduced photoperiod, nor female-related social cues, nor increased maternal thermal stress result in a paternally responsive *Phodopus sungorus* male. - *Physiology & Behavior* 88, H. 4–5, 309–316.
- TODRANK, J.; HETH, G. & JOHNSTON, R.E. (1998): Kin recognition in golden hamsters: Evidence for kinship odours. - *Animal Behaviour* 55, 377–386.
- TODRANK, J.; HETH, G. & JOHNSTON, R.E. (1999): Social interaction is necessary for discrimination between and memory for odours of close relatives in golden hamsters. - *Ethology* 105, H. 9, 771–782.
- TONG, H.H.; BLUE, L.E.; JAMES, M.A. & DEMARIA, T.F. (2000): Evaluation of the virulence of a *Streptococcus pneumoniae* neuraminidase-deficient mutant in nasopharyngeal colonization and development of otitis media in the chinchilla model. - *Infection and Immunity* 68, H. 2, 921–924.
- TORRES, J.M.; SÁNCHEZ, C.; RAMIREZ, M.A.; MORALES, M.; BÁRCENA, J.; FERRER, J.; ESPUNA, E.; PAGÈS-MANTÉ, A. & SÁNCHEZ-VIZCAÍNO, J.M. (2001): First field trial of a transmissible recombinant vaccine against myxomatosis and rabbit hemorrhagic disease. - *Vaccine* 19, H. 31, 4536–4543.
- TORRES-CONTRERAS, H.; SILVA-ARÁNGUIZ, E.; MARQUET, P.A.; CAMUS, P.A. & JAKSIC, F.M. (1997): Spatiotemporal variability of rodent subpopulations at a semiarid Neotropical locality. - *Journal of Mammalogy* 78, H. 2, 505–513.
- TRAWEGER, D.; TRAVNITZKY, R.; MOSER, C.; WALZER, C. & BERNATZKY, G. (2006): Habitat preferences and distribution of the brown rat (*Rattus norvegicus* Berk.) in the city of Salzburg (Austria): Implications for an urban rat management. - *Journal of Pest Science* 79, H. 3, 113–125.
- TRILLMICH, F.; LAURIEN-KEHNEN, C.; ADRIAN, A. & LINKE, S. (2006): Age at maturity in cavies and guinea-pigs (*Cavia aperea* and *Cavia aperea* f. *porcellus*): Influence of social factors. - *Journal of Zoology* 268, H. 3, 285–294.
- TRILLMICH, F.; SÖTEMANN, C. & CLARA, M. (2007): Age at maturity in cavies: Are precocial mammals different? - *Ecoscience* 14, H. 3, 300–305.
- TSCHUDIN, A.; CLAUSS, M.; CODRON, D. & HATT, J.-M. (2011): Preference of rabbits for drinking from open dishes versus nipple drinkers. - *Veterinary Record* 168, H. 7, 190–190.
- TSCHUDIN, A.; CLAUSS, M.; CODRON, D.; LIESEGANG, A. & HATT, J.-M. (2011): Water intake in domestic rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) from open dishes and nipple drinkers under different water and feeding regimes: Water intake in rabbits. - *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition* 95, H. 4, 499–511.
- TURCEK, F. & STIAVNICA, B. (1959): Beitrag zur Kenntnis der Frasspflanzen des Wildkaninchens, *Oryctolagus cuniculus* (Linnè, 1758), in freier Wildbahn. - *Säugetierkundliche Mitteilungen* 7, 151–153.
- VAN TWYVER, H. (1969): Sleep patterns of five rodent species. - *Physiology & Behavior* 4, H. 6, 901–905.
- TYNES, V.V. (Hrsg) (2010): Behavior of exotic pets. - Wiley-Blackwell, Chichester, United Kingdom, S. 234.

## U

UEDA, S. & IBUKA, N. (1995): An analysis of factors that induce hibernation in Syrian hamsters. - *Physiology & Behaviour* 58, H. 4, 653–657.

## V

VACCAREZZA, O.L.; SEPICH, L.N. & TRAMEZZANI, J.H. (1981): The vomeronasal organ of the rat. - *Journal of Anatomy* 132, H. 2, 167–185.

VALLADARES, P.; ZULETA, C. & SPOTORNO, A. (2014): *Chinchilla lanigera* (Molina 1782) and *C. chinchilla* (Lichtenstein 1830): Review of their distribution and new findings. - *Animal Biodiversity and Conservation* 37, H. 1, 89–93.

VAN DEN BERG, C.L.; HOL, T.; VAN REE, J.M.; SPRUIJT, B.M.; EVERTS, H. & KOOLHAAS, J.M. (1999): Play is indispensable for an adequate development of coping with social challenges in the rat. - *Developmental Psychobiology* 34, 129–138.

VANDENBERGH, J.G. (1971): The effects of gonadal hormones on the aggressive behaviour of adult golden hamsters (*Mesocricetus auratus*). - *Animal Behaviour* 19, H. 3, 589–594.

VASILIEVA, N.Y.U.; LAI, S.-C.; PETROVA, E.V. & JOHNSTON, R.E. (2001): Development of species preferences in two hamsters, *Phodopus campbelli* and *Phodopus sungorus*: effects of cross-fostering. - *Ethology* 107, H. 3, 217–236.

VELLA, E.T.; EVANS, C.C.D.; NG, M.W.S. & WYNNE-EDWARDS, K.E. (2005): Ontogeny of the transition from killer to caregiver in dwarf hamsters (*Phodopus campbelli*) with biparental care. - *Developmental Psychobiology* 46, H. 2, 75–85.

VOLCANI, R.; ZISLING, K.; SKLAN, D. & NITZAN, Z. (1973): The composition of chinchilla milk. - *British Journal of Nutrition* 29, H. 1, 121–125.

VONLANTHEN, E.M. (2003): Einflüsse der Laufradnutzung auf ausgewählte ethologische, morphologische und reproduktionsbiologische Parameter beim Syrischen Goldhamster (*Mesocricetus auratus*). - Ph.D. Thesis, Universität Bern, Bern, S. 155.

VORIS, J.C.; YOAKUM, J.D. & YOCUM, C.F. (1954): Notes on chinchilla liberation in California. - *Journal of Mammalogy* 36, H. 2, 302.

VOSS, R. (1979): Male accessory glands and the evolution of copulatory plugs in rodents. - *Occasional Papers of the Museum of Zoology, University of Michigan* 689, 1–27.

## W

WAHLERT, J.H. (1968): Variability of rodent incisor enamel as viewed in thin section, and the microstructure of the enamel in fossil and recent rodent groups. - *Breviora* 309, 1–18.

WALLACE, R.J. (2003): Patterns of feeding and food pellet retrieval by Norway rats during food deprivation. - *Journal of Ethology* 21, H. 2, 111–116.

WANG, D.-H.; PEI, Y.-X.; YANG, J.-C. & WANG, Z.-W. (2003): Digestive tract morphology and food habits in six species of rodents. - *Folia Zoologica* 52, H. 1, 51–56.

WATT, A.S. (1962): The effect of excluding rabbits from grassland (*Xerobrometum*) in Breckland, 1936–60. - *Journal of Ecology* 50, H. 1, 181–198.

WATT, A.S. (1981): A comparison of grazed and ungrazed grassland A in East Anglian Breckland. - *Journal of Ecology* 69, 499–508.

VAN DE WEERD, H.A.; VAN DEN BROEK, F.A.R. & BAUMANS, V. (1996): Preference for different types of flooring in two rat strains. - *Applied Animal Behaviour Science* 46, 251–261.

WEINANDY, R. (2002): Sozialverhalten, Reproduktionsbiologie und Wohlergehen der Mongolischen Wüstenrennmaus, *Meriones unguiculatus* (Milne Edwards 1867). - Habilitation, Martin-Luther-Universität, Halle-Wittenberg, S. 153.

WEINER, J. & GÓRECKI, A. (1981): Standard metabolic rate and thermoregulation in five species of Mongolian small mammals. - *Journal of Comparative Physiology B* 145, 127–132.

WEINERT, D.; SCHÖTTNER, K.; SUROV, A.V.; FRITZSCHE, P.; FEOKTISTOVA, N.Y.; USHAKOVA,



- M.V. & RYURIKOV, G.B. (2009): Circadian activity rhythms of dwarf hamsters (*Phodopus* spp.) under laboratory and semi-natural conditions. - Russian Journal of Theriology 8, H. 1, 47–58.
- WEIR, B.J. (1967): The care and management of laboratory hystricomorph rodents. - Laboratory Animals 1, H. 2, 95–104.
- WEIR, B.J. (1970): The management and breeding of some more hystricomorph rodents. - Laboratory Animals 4, H. 1, 83–97.
- WEIR, B.J. (1973): The induction of ovulation and oestrus in the chinchilla. - Journal of Reproduction and Fertility 33, H. 1, 61–68.
- WEISS, S. (2005): Verhaltensuntersuchungen an Chinchillas in ausgestalteten Kletterkäfigen. - Ph.D. Thesis, Ludwig-Maximilians-Universität, München, S. 143.
- WHISHAW, I.Q. (1990): Time estimates contribute to food handling decisions by rats: Implications for neural control of hoarding. - Psychobiology 18, H. 4, 460–466.
- WHISHAW, I.Q.; HAUN, F. & KOLB, B. (1999): Analysis of behavior in laboratory rodents. - In: WINDHORST, U. & JOHANSSON, H. (Hrsg): Modern techniques in neuroscience research. - Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, 1243–1275.
- WHISHAW, I.Q. & KOLB, B. (Hrsg) (2005): The behavior of the laboratory rat. A handbook with tests. - Oxford University Press, New York, S. 504.
- WHISHAW, I.Q.; SARNA, J.R. & PELLIS, S.M. (1998): Evidence for rodent-common and species-typical limb and digit use in eating, derived from a comparative analysis of ten rodent species. - Behavioural Brain Research 96, H. 1, 79–91.
- WILLIAMS, V.J. & SENIOR, W. (1985): The effects of coprophagy in the adult rat on rate of passage of digesta and on digestibility of food fed ad libitum and in restricted amounts. - The Journal of Nutrition 115, H. 9, 1147–1153.
- WISKER, E.; BACH KNUDSEN, K.E.; DANIEL, M.; EGGUM, B.O. & FELDHEIM, W. (1997): Energy values of non-starch polysaccharides: comparative studies in humans and rats. - The Journal of Nutrition 127, H. 1, 108–116.
- WISKER, E.; BACH KNUDSEN, K.E.; DANIEL, M.; FELDHEIM, W. & EGGUM, B.O. (1996): Digestibilities of energy, protein, fat and nonstarch polysaccharides in a low fiber diet and diets containing coarse or fine whole meal rye are comparable in rats and humans. - Journal of Nutrition 126, 481–488.
- WÖHR, M. & SCHWARTING, R.K.W. (2007): Ultrasonic communication in rats: Can playback of 50-khz calls induce approach behavior? - PLoS ONE 2, H. 12, e1365.
- WOLF, P.; BUCHER, L.; ZUMBROCK, B. & KAMPHUES, J. (2007): Untersuchungen zur Wasseraufnahme von Kaninchen, Meerschweinchen und Chinchilla als Heimtiere – Grunddaten und Einflussfaktoren. - DVG-Tagungsbericht, 1–8.
- WOLFLE, T.L. (2005): Environmental enrichment. - ILAR Journal 46, H. 2, 79–82.
- WORTHINGTON, J.M. & FULGHUM, R.S. (1988): Cecal and fecal bacterial flora of the Mongolian gerbil and the chinchilla. - Applied and Environmental Microbiology 54, H. 5, 1210–1215.
- WYNNE-EDWARDS, K.E. (1995): Biparental care in Djungarian but not Siberian dwarf hamsters (*Phodopus*). - Animal Behaviour 50, 1571–1585.
- WYNNE-EDWARDS, K.E. (1998): Evolution of parental care in *Phodopus*: Conflict between adaptations for survival and adaptations for rapid reproduction. - American Zoologist 38, H. 1, 238–250.
- WYNNE-EDWARDS, K.E.; HUCK, U.W. & LISK, R.D. (1987): Influence of pre-and post-copulatory pair contact on pregnancy success in Djungarian hamsters, *Phodopus campbelli*. - Journal of Reproduction and Fertility 80, H. 1, 241–249.
- WYNNE-EDWARDS, K.E. & LISK, R.D. (1989): Differential effects of paternal presence on pup survival in two species of dwarf hamster (*Phodopus sungorus* and *Phodopus campbelli*). - Physiology & Behavior 45, 465–469.
- WYNNE-EDWARDS, K.E.; SUROV, A.V. & TELITZINA, A.Y. (1992): Field studies of chemical signaling: Direct observations of dwarf hamsters (*Phodopus*) in Soviet Asia. - In: DOTY, R.L. & MÜLLER-SCHWARZE, D. (Hrsg): Chemical Signals in Vertebrates 6 - Plenum Press, New York, 485–491.

## Y

YAMADA, Y. (1999): Quantitative and qualitative differences between adult and juvenile agonistic behavior. - *Journal of Ethology* 17, H. 2, 63–71.

YAMADA-HAGA, Y. (2002): Characteristics of social interaction between unfamiliar male rats (*Rattus norvegicus*): Comparison of juvenile and adult stages. - *Journal of Ethology* 20, H. 1, 55–62.

YIGIT, N. (2003): Age-dependant cranial variations in *Mesocricetus brandti* (Mammalia: Rodentia) distributed in Turkey. - *Turkish Journal of Zoology* 27, 65–71.

YIGIT, N.; COLAK, E.; GATTERMANN, R.; NEUMANN, K.; ÖZKURT, S.; GHARKHELOO, M.M.; FRITZSCHE, P. & COLAK, R. (2006): Morphological and biometrical comparisons of *Mesocricetus* Nehring, 1898 (Mammalia. Rodentia) species distributed in the Palaearctic region. - *Turkish Journal of Zoology* 30, 291–299.

YIGIT, N.; COLAK, E.; SÖZEN, M. & ÖZKURT, S. (1998): The taxonomy and karyology of *Rattus norvegicus* (Berkenhout, 1769) and *Rattus rattus* (Linnaeus, 1758) (Rodentia: Muridae) in Turkey. - *Turkish Journal of Zoology* 22, 203–212.

YOUNG, R.J. (2003): Environmental enrichment for captive animals. - Blackwell Science Ltd., Oxford, United Kingdom, S. 228.

## Z

ZENTRALAUSSCHUSS DER DEUTSCHEN LANDWIRTSCHAFT (Hrsg) (2008): Positivliste für Einzelfuttermittel. 7. Aufl. - DLG, Berlin, 7. Auflage.

ZHAO, X.-Q.; JORGENSEN, H.; GABERT, V.M. & EGGUM, B.O. (1996): Energy metabolism and protein balance in growing rats housed in 18 degree celsius or 28 degree celsius environments and fed different levels of dietary protein. - *The Journal of Nutrition* 126, H. 8, 2036–2043.

ZHENG, S. (1984): A revision of the fossile cricetines (Rodentia, Mammalia) from Zhoukoudian, the Peking Man Site. - *Vertebrata Palasiatica* 22, H. 3, 179–197.

ZIPSER, B.; SCHLEKING, A.; KAISER, S. & SACHSER, N. (2014): Effects of domestication on biobehavioural profiles: a comparison of domestic guinea pigs and wild cavies from early to late adolescence. - *Frontiers in Zoology* 11, H. 1, 30.

ZUMBROCK, B. (2002): Untersuchungen zu möglichen Einflüssen der Rasse auf die Futteraufnahme und -verdaulichkeit, Größe und Füllung des Magen-Darm-Traktes sowie zur Chymusqualität bei Kaninchen (Deutsche Riesen, Neuseeländer und Zwergkaninchen). - Ph.D. Thesis, Tierärztliche Hochschule Hannover, Hannover, S. 149.