

Die virtuelle Heimtierklinik - ein interaktives Lehrprogramm für Studierende

von Laura Imhof

Inaugural-Dissertation zur Erlangung der Doktorwürde der Tierärztlichen
Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München

**Die virtuelle Heimtierklinik - ein interaktives Lehrprogramm
für Studierende**

von Laura Imhof

aus Hanau

München 2020

Aus dem Zentrum für Klinische Tiermedizin der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Lehrstuhl für Aviäre Medizin und Chirurgie

Arbeit angefertigt unter der Leitung von:
Univ.-Prof. Dr. Rüdiger T. Korb

**Gedruckt mit der Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München**

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Reinhard K. Straubinger, Ph. D.

Berichterstatter: Univ.-Prof. Dr. Rüdiger T. Korbelt

Korreferent/en: Univ.-Prof. Dr. Thomas W. Göbel

Tag der Promotion:

25.07.2020

Für meine Eltern und für meine Schwester

"Das Schönste am Lernen ist, dass niemand uns das Erlernte wegnehmen kann."

B. B. King

INHALTSVERZEICHNIS

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS.....	9
BEDIENUNGSHINWEISE.....	11
I. EINLEITUNG.....	13
II. LITERATURÜBERSICHT.....	15
2.1 Taxonomie von Kleinsäufern.....	15
2.2 Anatomie von Kleinsäufern.....	21
2.2.1 Bewegungsapparat.....	21
2.2.2 Herz-Kreislauf-System.....	26
2.2.3 Verdauungsapparat.....	27
2.2.3.1 Odontologische Grundlagen.....	27
2.2.3.2 Zahnformeln.....	29
2.2.3.3 Gastrointestinaltrakt.....	31
2.2.4 Atmungsapparat.....	36
2.2.5 Harnorgane.....	38
2.2.6 Reproduktionsorgane.....	40
2.3 Haltung und Fütterung von Kleinsäufern.....	45
2.3.1 Haltungsempfehlungen.....	45
2.3.2 Fütterungsempfehlungen.....	50
2.4 Untersuchung von Kleinsäufern.....	55
2.4.1 Signalement.....	55
2.4.2 Anamnese.....	56
2.4.3 Handling.....	56
2.4.4 Klinische Allgemeinuntersuchung.....	65
2.5 Bildgebende Diagnostik.....	70
2.6 Entnahme und Untersuchung klinischer Proben.....	72
2.6.1 Blutentnahme.....	72
2.6.2 Kotuntersuchung.....	77
2.6.3 Harnuntersuchung.....	78
2.6.3.1 Makroskopie.....	78
2.6.3.2 Physikalische Untersuchung.....	79

2.6.3.3	Chemische Untersuchung.....	79
2.6.3.4	Mikroskopie.....	80
2.6.3.5	Mikrobiologische Untersuchung.....	81
2.6.4	Harngewinnungsmethoden.....	81
2.6.5	Bakteriologische Proben.....	82
2.7	Applikation von Medikamenten.....	84
2.7.1	Orale Applikation.....	84
2.7.2	Subkutane Applikation.....	84
2.7.3	Intramuskuläre Applikation.....	85
2.7.4	Intravenöse Applikation.....	85
2.7.5	Intraperitoneale Applikation.....	86
2.7.6	Kutane Applikation.....	86
2.7.7	Intrakonjunktivale Applikation.....	87
2.8	Impfungen.....	88
2.9	Besonderheiten bei als Nutztieren gehaltenen Kleinsäugetern.....	90
2.10	E-Learning und webbasiertes Lernen.....	92
2.10.1	Begriffsdefinition von webbasiertem Lernen.....	92
2.10.2	Ausbildung in der Tiermedizin.....	93
2.10.3	Vor- und Nachteile zu herkömmlichen Lehrmethoden.....	94
2.11	Didaktische Komponenten des Lernprogrammes.....	96
2.11.1	Einsatz von Bild- und Videoaufnahmen.....	96
2.11.2	Textgestaltung.....	96
2.11.3	Fragen zur Selbstkontrolle.....	97
2.11.4	Die Websprachen der erstellten Website.....	97
2.12	Die praktische Ausbildung am lebenden Patienten als Tierschutzaspekt.....	98
III.	MATERIAL UND METHODEN.....	99
3.1	Didaktisches Konzept.....	99
3.2	Erstellung des Lernprogrammes.....	102
3.3	Anfertigung der Bild- und Videomaterialien.....	105
3.4	Anfertigung der Texte.....	108
IV.	ERGEBNISSE.....	109

4.1	Lernprogramm: Die virtuelle Heimtierklinik.....	109
4.2	Bilddaufnahmen.....	113
V.	DISKUSSION.....	115
5.1	Universitäre Ausbildung in der Kleinsäugermedizin.....	115
5.2	Erstellung eines Lernprogrammes.....	117
5.3	Technologieeinsatz zum interaktiven Lernen unter Berücksichtigung der Didaktik.....	121
5.3.1	Vor- und Nachteile von E-Learning gegenüber analogem Lernen.....	124
5.3.2	Digitale Erreichbarkeit in Bezug auf die virtuelle Heimtierklinik.....	126
5.4	Förderung des Tierschutzes in der tiermedizinischen Ausbildung....	127
5.5	Einschränkungen der Arbeit.....	131
VI.	ZUSAMMENFASSUNG.....	135
VII.	SUMMARY.....	137
VIII.	LITERATURVERZEICHNIS.....	139
IX.	ANHANG.....	175
9.1	Abbildungsverzeichnis.....	175
9.2	Tabellenverzeichnis.....	176
9.3	Dateien.....	177
9.3.1	Einverständniserklärung.....	177
X.	DANKSAGUNG.....	179

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

A.	Arteria
Abs.	Absatz
AMG	Arzneimittelgesetz
BGBI	Bundesgesetzblatt
CW	Halswirbel
C	Eckzahn (Caninus)
CBT	Computer based training
CC	Creative Cloud
CD-ROM	Compact Disc Read-Only Memory
co.	company
CSS	Cascading Style Sheets
d	Tag
DVD	Digital Versatile Disc
EG	Europäische Gemeinschaft
E-Learning	Electronic-Learning
G	Gauge
g	Gramm
GB	Gigabyte
HD	High Definition
HDD	Hard Disk Drive
HG	Quecksilbersäule
HTML	Hypertext Markup Language
I	Schneidezahn (Inzisivus)
i. m.	intramuskulär
i. p.	intraperitoneal
i. v.	intravenös
KGW	Körpergewicht
l	Liter
L	Lendenwirbel
LFGB	Lebens- und Futtermittelgesetzbuch
LMU	Ludwig-Maximilians-Universität
M	Mahlzahn, großer Backenzahn (Molar)
M.	Musculus
MC	Multiple-Choice
MHz	Megahertz

MP	Megapixel
No.	Nummer
Nr.	Nummer
P	Vormahlzahn, kleiner Backenzahn (Prämolar)
PC	Personal Computer
pH	potentia hydrogenii
PLZ	Postleitzahl
Proc.	Processus
RHD	Rabbit Haemorrhagic Disease
s	Sekunde
S	Kreuzwirbel
SaaS	Software-as-a-Service
s. c.	subkutan
sp.	Spezies
spp.	species pluralis
T	Brustwirbel
TAppV	Verordnung zur Approbation von Tierärztinnen und Tierärzten
TierSchG	Tierschutzgesetz
TNK	Tränennasenkanal
TVT	Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz e.V.
UK	United Kingdom
USA	United States of America
USB	Universal Serial Bus
USG	Urinspezifisches Gewicht
u. U.	unter Umständen
V.	Vena
Vv.	Venae
v. Chr.	vor Christus
VHB	Virtuelle Hochschule Bayern
VO	Verordnung
WBT	Web based training

BEDIENUNGSHINWEISE

Das Lernprogramm "die virtuelle Heimtierklinik" befindet sich auf der beiliegenden CD-ROM. Die CD-ROM ist so eingerichtet, dass das Lernprogramm automatisch startet. Sollte dies auf Ihrem PC nicht funktionieren, kann das Programm über das Chrome HTML Dokument "index" gestartet werden.

Wichtiger Hinweis: multimediale/interaktive Darstellungen können nur mit aktivem Internetzugang aufgerufen werden. Zur optimalen Darstellung empfiehlt sich die Benutzung eines gängigen Webbrowsers. Erfolgreich getestet wurde das vorliegende Programm mit den aktuellen Versionen von Google Chrome und Firefox. Eine fehlerfreie Anzeige auf Tablets oder Smartphones kann nicht garantiert werden.

I. EINLEITUNG

"Was Du mir sagst, das vergesse ich. Was Du mir zeigst, daran erinnere ich mich. Was Du mich tun lässt, das verstehe ich." Konfuzius, ca. 500 v. Chr.

Die Behandlung von Kleinsäugetern besitzt eine immer größer werdende Bedeutung in der heutigen Tiermedizin. Nach Angaben des Zentralverbands zoologischer Fachbetriebe von 2018/2019 leben 5,4 Millionen Kleintiere in sechs Prozent der Haushalte (Anonymus, (2018a)).

Die vorliegende Arbeit orientiert sich an der üblicherweise verwendeten Einteilung der Kleinsäugeter in Hasenartige, Nagetiere und Frettchen. Größtenteils handelt es sich, mit Ausnahme des Frettchens, um Fluchttiere, die während der Behandlung einem besonderen Stress ausgesetzt sind. In diesem Zusammenhang bedeuten sowohl das Handling als auch der Transport zum Tierarzt sowie die Untersuchung an sich große Stressfaktoren für das Tier. Eine fachgerechte, schonende Pflege ist ausschlaggebend für die Gesunderhaltung der Tiere. Weiterhin weisen Kleinsäugeter physiologische und anatomische Besonderheiten auf, die besonderes Wissen bei ihrer Behandlung erfordern. In einer Studie von Rheker (2001) wird die Bedeutung von Heimtieren in der tierärztlichen Fortbildung in Bezug auf die 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 beschrieben. Noch 1990 lag die Gesamtzahl von Patienten in der Klinik für kleine Haustiere bei 14105, während sie 1999 bei 22979 Patienten lag. Unter diesen Patienten befanden sich im Jahre 1990 563 Heimtierpatienten, 1999 waren es bereits 1855. Nur 8,6 % der Fortbildungsveranstaltungen fallen auf reine Heimtierversammlungen.

Die universitäre Ausbildung im Rahmen des tiermedizinischen Studiums beinhaltet aktuell die Kleinsäugetermedizin nur in einem sehr geringen Maße. Die anatomischen, physiologischen und verhaltensassoziierten Unterschiede zu den anderen Tierarten, die während des Studiums in Theorie und Praxis behandelt werden, sind allerdings groß. Um fehlerhafte Behandlungen oder Diagnostiken, unnötig lange und kostenintensive Untersuchungen zu vermeiden, ist es notwendig, die Ausbildung der Studierenden im Bereich der Kleinsäugetermedizin zu verbessern bzw. in ihrem Umfang zu erhöhen. Auch bei der Ausbildung steht das Wohl der Tiere an erster Stelle. Aufgrund tierschutzrechtlicher Aspekte sowie tierethischer Standpunkte ist der Einsatz lebender Kleinsäugeter in der praktischen Lehre nur begrenzt möglich.

Aufgrund des erhöhten Patientenaufkommens und der hohen ökonomischen Bedeutung der Behandlung muss der Untersuchungsprozess strukturiert und auf aufeinander aufbauenden Untersuchungsschritten erfolgen. Dabei zeigen Studien von Döring (2018) und Müllerleile (2017) bereits die Potenziale von online Lernprogrammen auf. Ein online Lernprogramm bietet den Studierenden die Möglichkeit, die theoretischen Grundlagen für den Erwerb von praktischen Fertigkeiten anhand von interaktiven und audiovisuellen Methoden zu erlernen und zu festigen. Die Verlagerung des Erlernens erster Grundlagen weg vom Tier auf eine virtuelle und gleichzeitig hocheffiziente Ausbildungsgrundlage stellt dabei einen aktiven Beitrag zum Tierschutz dar. Die Lerninhalte werden über das E-Learning in elektronischer Form angeboten. Wie bereits Konfuzius ca. 500 v. Chr. sagte, verinnerlichen und verstehen die Lernenden Inhalte, die ihnen gezeigt werden oder die sie selbst "tun" dürfen, besser. Was nur gesagt wird, gerät schnell wieder in Vergessenheit. Das Lernprogramm soll eine Ergänzung und Alternativmethode zu der herkömmlichen tiermedizinischen Ausbildung an den Universitäten darstellen.

Das Ziel der Erstellung des Online-Lernprogrammes "Die virtuelle Heimtierklinik", welches fortan als integraler Bestandteil der bereits existierenden "Virtuellen Exotenklinik" u. a. mit Modulen zur Ziervogel-, Reptilien- und Fischmedizin zu sehen ist, besteht in der didaktischen Vermittlung propädeutischer Grundlagen und des fachgerechten Umgangs mit Kleinsäugetern während einer klinischen Untersuchung. Die Studierenden sollen auf Kurse am lebenden Tier vorbereitet werden, das einzelne Tier soll somit entlastet und dessen Schmerzen, Leiden und Schäden vermieden werden. Das Lernprogramm richtet sich sowohl an die Studierenden der Tiermedizin als auch an Interessierte aus anderen Fachbereichen.

Die Methoden, die innerhalb des Lernprogrammes eingesetzt werden sind Skizzen, hochwertige Bild- und Videoaufnahmen, Multiple-Choice-Fragen und ein interaktives virtuelles Mikroskop. Damit werden die Lehrinhalte anschaulich präsentiert und eine strukturierte und zielgerichtete Wissensvermittlung sichergestellt.

Das Lernprogramm wird im Kursprogramm der Virtuellen Hochschule Bayern (Virtuelle Hochschule Bayern, Luitpoldstr. 5, 96052 Bamberg) integriert werden und kann dort von den Studierenden nach vorheriger Anmeldung belegt werden.

II. LITERATURÜBERSICHT

2.1 Taxonomie von Kleinsäugetern

Kleinsäugeter lassen sich in verschiedene Gruppen unterteilen. Dazu zählen üblicherweise die Hasenartigen (Lagomorpha), die Nagetiere (Rodentia) und das Frettchen (*Mustela putorius furo*). Das Hauskaninchen stammt von dem europäischen Wildkaninchen (*Oryctolagus cuniculus*) ab. Es ist der Ordnung der Hasenartigen (Lagomorpha) und der Familie der Hasen (Leporidae) zuzuordnen (Meredith&Lord, 2014; Fehr et al., 2015b). Wie das Chinchilla (*Chinchilla lanigera*) und der Degu (*Octodon degus*) gehört auch das Hausmeerschweinchen (*Cavia porcellus*) in die Ordnung der Nagetiere (Rodentia) und zur Teilordnung der Meerschweinchenverwandten (Caviomorpha) (Heinemann et al., 1969). Aus diesem Grund werden diese Tierarten in den einzelnen Kapiteln zusammen vorgestellt. Ebenfalls der Ordnung der Nagetiere zuzuordnen, hier aber der Unterordnung der Mäuseverwandten (Myomorpha) zuzuordnen zählend sind die Ratten (*Rattus norvegicus f. domestica*), die Hausmäuse (*Mus musculus*, im Folgenden häufig auch nur kurz als Maus bezeichnet) und die mongolischen Rennmäuse (*Meriones unguiculatus*, im Folgenden auch häufig mit dem Synonym Gerbil bezeichnet), die ebenfalls gemeinsam vorgestellt werden und die Goldhamster (*Mesocricetus auratus*) sowie die vielen Arten der Zwerghamster (*Phodopus sungorus*, *Phodopus campbelli*, *Phodopus roborowskii* und *Cricetulus griseus*) (Fehr et al., 2015b). Das Frettchen lässt sich der Ordnung der Hundeartigen (Canoidea) zuordnen und zur Unterordnung der Marderverwandten (Musteloidea). Es entstammt dem europäischen Iltis (*Mustela putorius*) (Starck, 1995). Nachfolgend sind die physiologischen Grundlagen der Kleinsäugeter in Tabelle 1-10 dargestellt.

Tabelle 1: Physiologische Grunddaten von Kaninchen. Die Angaben von Ewringmann (2016) beziehen sich dabei auf Zwergkaninchen, die von Fehr et al. (2015b) und Donnelly (2011) auf alle Kaninchen.

	Ewringmann (2016)	Fehr et al. (2015b)	Donnelly (2011)
Gewicht	< 2 kg	1 - 8 kg	1 - 7 kg
maximales Alter	~ 8 Jahre	6 - 13 Jahre	9 - 10 Jahre
Geschlechtsreife	4 - 6 Monate	4 - 6 Monate	keine Angaben
Farbe	Alle Farben möglich	keine Angaben	keine Angaben
Herzfrequenz	150 - 300 Schläge/min	130 - 325 Schläge/min	180 - 250 Schläge/min
Atemfrequenz	30 - 100 Züge/min	35 - 100 - 280 Züge/min	30 - 60 Züge/min
Körpertemperatur	38,0 - 39,0 °C	38,0 - 39,9 °C	38,5 - 40,0 °C

Tabelle 2: Physiologische Grunddaten von Meerschweinchen

	Ewringmann und Glöckner (2012)	Fehr et al. (2015b)
Gewicht	keine Angabe	Weibchen 700 - 1000 g Böckchen 900 - 1500 g
maximales Alter	6 - 8 Jahre	6 - 8 Jahre
Geschlechtsreife	Weiblich 4.- 10. Lebenswoche Männlich 3.- 6. Lebenswoche	Weiblich 4. - 5. Lebenswoche Männlich 8. - 10. Lebenswoche
Herzfrequenz	230 - 280 Schläge/min	240 - 310 Schläge/min
Atemfrequenz	50 - 120 Züge/min	100 - 130 Züge/min
Körpertemperatur	37,9 - 39,7 °C	37,5 - 39,5 °C

Tabelle 3: Physiologische Grunddaten von Chinchillas

	Ewringmann und Glöckner (2012)	Fehr et al. (2015b)
Gewicht	keine Angabe	400 - 600 g
maximales Alter	15 - 20 Jahre	10 - 20 Jahre
Geschlechtsreife	Weiblich 20.- 24. Lebenswoche Männlich 20.- 26. Lebenswoche	Weiblich 4. - 6. Monat Männlich 8. - 9. Monat
Herzfrequenz	200 - 350 Schläge/min	40 - 100 - 240 Schläge/min
Atemfrequenz	60 - 150 Atemzüge/min	40 - 80 - 120 Züge/min
Körpertemperatur	38,2 - 39,4 °C	37,5 - 39,5 °C

Tabelle 4: Physiologische Grunddaten von Degus

	Ewringmann und Glöckner (2012)	Fehr et al. (2015b)
Gewicht	keine Angabe	170 - 350 g
maximales Alter	5 - 7 Jahre	3 - 5 Jahre
Geschlechtsreife	Weiblich 8.- 10. Lebenswoche Männlich 8.- 12. Lebenswoche	ab 8 Wochen
Herzfrequenz	240 - 390 Schläge/min	240 - 390 Schläge/min
Atemfrequenz	80 - 150 Züge/min	80 - 150 Züge/min
Körpertemperatur	37,9 - 39,5 °C	38,1 - 39,5 °C

Tabelle 5: Physiologische Grunddaten von Ratten

	Ewringmann und Glöckner (2014)	Fehr et al. (2015b)
Gewicht	250 - 350 g (adult weiblich) 400 - 550 g (adult männlich)	250 - 300 g Weibchen 350 - 500 g Männchen
maximales Alter	1,5 - 3 Jahre	21 - 48 Monate
Geschlechtsreife	4. - 6. Lebenswoche	40 - 70 Tage
Herzfrequenz	250 - 450 Schläge/min	300 - 500 Schläge/min
Atemfrequenz	70 - 120 Züge/min	85 - 110 Züge/min
Körpertemperatur	37,5 - 39,5 °C	37,5 °C

Tabelle 6: Physiologische Grunddaten von Mäusen

	Ewringmann und Glöckner (2014)	Fehr et al. (2015b)
Gewicht	20 - 40 g	18 - 35 g Weibchen 20 - 40 g Männchen
maximales Alter	1,5 - 2 Jahre	24 - 36 Monate
Geschlechtsreife	4. - 6. Lebenswoche	28 - 49 Tage
Herzfrequenz	350 - 600 Schläge/min	300 - 800 Schläge/min
Atemfrequenz	70 - 220 Züge/min	100 - 200 Züge/min
Körpertemperatur	38,0 - 39,5 °C	37,5 °C

Tabelle 7: Physiologische Grunddaten der mongolischen Rennmaus

	Ewringmann und Glöckner (2014)	Fehr et al. (2015b)
Gewicht	65 - 120 g	Weiblich 70 - 100 g Männlich 80 - 130 g
maximales Alter	3 - 4,5 Jahre	3 - 4 Jahre
Geschlechtsreife	7. - 8. Lebenswoche	63 - 84 Tage
Herzfrequenz	260 - 450 Schläge/min	260 - 430 Schläge/min
Atemfrequenz	70 - 130 Züge/min	70 - 120 Züge/min
Körpertemperatur	37,0 - 39,0 °C	36,0 - 39,0 °C

Tabelle 8: Physiologische Grunddaten von dem Goldhamster

	Ewringmann und Glöckner (2014)	Fehr et al. (2015b)
Gewicht	90 - 160 g (adult weiblich) 80 - 150 g (adult männlich)	95 - 130 g Weibchen 85 - 130 g Männchen
maximales Alter	2 - 3 Jahre	2 - 3 Jahre
Geschlechtsreife	6 - 14 Wochen	6 - 14 Wochen
Herzfrequenz	250 - 500 Schläge/min	200 - 500 Schläge/min
Atemfrequenz	50 - 120 Atemzüge/min	35 - 135 Züge/min
Körpertemperatur	37,5 - 39,0 °C	36,1 - 38,9 °C

Tabelle 9: Physiologische Grunddaten vom Dsungarischen Zwerghamster

	Ewringmann und Glöckner (2014)	Fehr et al. (2015b)
Gewicht	30 - 50 g	19 - 36 g Weibchen 19 - 45 g Männchen
maximales Alter	2 - 3 Jahre	2 - 3 Jahre
Geschlechtsreife	5. - 6. Lebenswoche	4 - 5 Wochen
Herzfrequenz	500 - 560 Schläge/min	200 - 500 Schläge/min
Atemfrequenz	90 - 120 Züge/ min	35 - 135 Züge/min
Körpertemperatur	37,5 - 39,0 °C	36,1 - 38,9 °C

Tabelle 10: Physiologische Grunddaten von Frettchen

	Fehr et al. (2015a)	Fehr et al. (2015b)	Donnelly (2011)
Gewicht	Rüde 1 - 2 kg Fähe 0,6 - 1 kg	Rüde 1 - 2 kg Fähe 0,5 - 1 kg	Rüde 1 - 2 kg Fähe 0,6 - 1 kg
maximales Alter	7 - 10 Jahre	7 - 10 Jahre	6 - 12 Jahre
Geschlechtsreife	8. - 12. Monat	Im Frühjahr, folgend auf das Geburtsjahr	8. - 12. Monat
Farbe	Alle Farben	keine Angabe	keine Angabe
Herzfrequenz	200 - 400 Schläge/min	180 - 250 Schläge/min	200 - 400 Schläge/min
Atemfrequenz	33 - 36 Züge/min	30 - 40 Züge/min	33 - 36 Züge/min
Körpertemperatur	37,8 - 38,8 °C	38,0 - 39,0 °C	37,8 - 40,0 °C

2.2 Anatomie von Kleinsäufern

Im nachfolgenden Abschnitt werden die wesentlichen anatomischen Begriffe von Kleinsäufern eingeführt und durch die Abbildungen 1-5 untermalt. Zunächst werden der Bewegungsapparat sowie das Herz-Kreislauf-System vorgestellt. Anschließend folgen Verdauungsapparat, der Atmungsapparat, die Harnorgane sowie die Reproduktionsorgane.

2.2.1 Bewegungsapparat

Die Knochen der Kleinsäuger, besonders die langen Röhrenknochen, sind sehr fein und neigen häufig zu Frakturen, insbesondere zu Splitterfrakturen. Das Kaninchen-Skelett ist sehr leicht, es macht sieben bis acht Prozent des Gesamtkörpergewichts aus (Brewer&Cruise, 1994b). Am Ende des Kapitels verweisen zwei Tabellen auf die Wirbelformeln und die Zehenanzahl der einzelnen Spezies.

Kaninchen

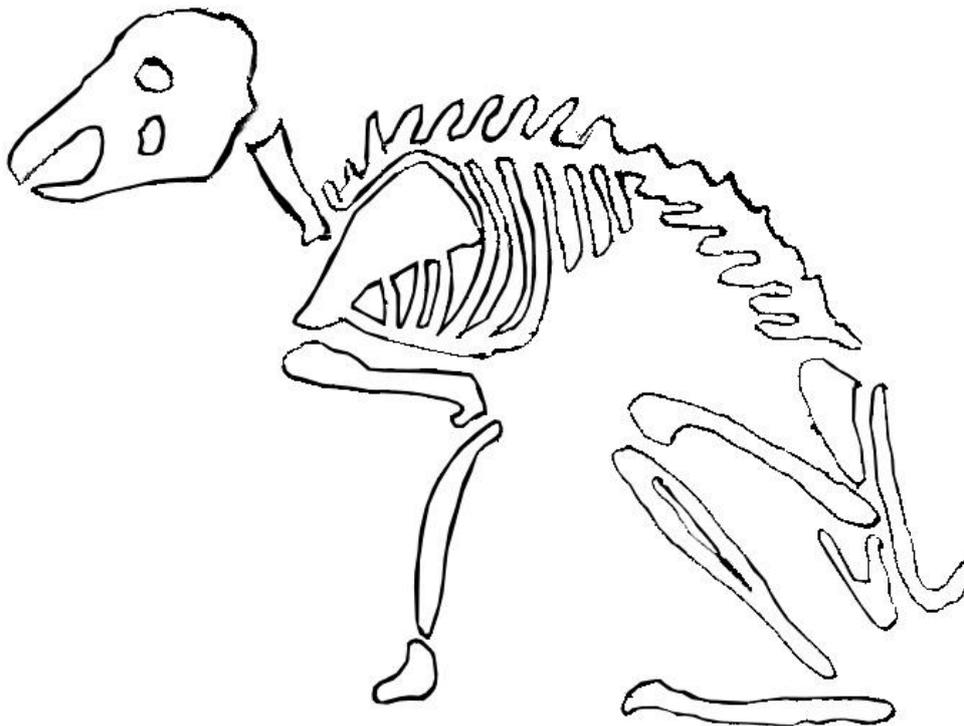


Abbildung 1: Skizze Kaninchenskelett

Kaninchen haben eine hoppelnde Gangart, können aber einen so genannten "meerschweinchenähnlichen" Gang zeigen, wenn sie verängstigt sind (Ewringmann, 2016). Die Wirbelformel des Kaninchens lautet CW7, T12, L7, S4, SW16 (Krause, 1884). Nach einer Studie von Greenaway et al. (2001) haben 44 % der Kaninchen T12 und L7, 33 % T13 und L6 und 23 % T13 und L7. Die ersten sieben der zwölf Rippenpaare sind mit dem

Sternum verbunden, Costae verae. Die 10.-12./13. Rippen sind so genannte falsche Rippen (Krause, 1884). Die Vordergliedmaßen der Kaninchen sind kurz und dünn, Radius und Ulna sind miteinander verschmolzen und gebogen. Zwischen ihnen befindet sich kaum Zwischenraum und sie sind gegeneinander unbeweglich (Krause, 1884; Mütschard, 2015b). Am Vorderfuß besitzen Kaninchen fünf Zehen, wovon die erste Zehe zwei Phalangen besitzt. Die zweite bis fünfte Zehe besteht aus drei Phalangen. Das Karpalgelenk besteht in der proximalen Reihe aus vier und in der distalen Reihe aus fünf Knochen. Die Hintergliedmaßen sind lang und kräftig und haben vier Zehen (Krause, 1884; Mütschard, 2015b). Die Verschmelzung der Tibia und Fibula ab dem mittleren Drittel führt zu einer Unbeweglichkeit dieser Beiden (Krause, 1884; Mütschard, 2015b). Die sechs Hinterfußwurzelknochen bestehen aus drei Reihen: der proximalen Reihe mit zwei Knochen (Sprungbein (Talus) und Fersenbein (Kalkaneus)), der mittleren Reihe (ein zentraler Knochen) und der distalen Reihe mit drei Knochen (den zweiten, dritten und vierten Tarsalknochen) (Krause, 1884).

Meerschweinchen, Chinchilla und Degu

Meerschweinchen stellen eine Zwischenform vom Sohlen- zum Zehengänger dar. Die Tiere können sich sowohl in geduckter als auch in erhobener Stellung fortbewegen (Thenius, 1950; Drescher&Hamel, 2012). Chinchillas sind gute Kletterer, die sich hoppelnd am Boden fortbewegen. Im Gegensatz zu den Hinterbeinen sind die Vorderbeine deutlich kürzer und schwächer ausgebildet. Mit ihren langen und beweglichen Zehen der Vorderbeine fällt es ihnen leicht Nahrung fest zu halten (Ewringmann&Glöckner, 2012). Degus bewegen sich laufend fort. Das Sprungvermögen ist gut ausgebildet.

Die ersten sechs der 13 bis 14 Rippenpaare der Meerschweinchen artikulieren mit dem Sternum, was eine intensive Brustatmung erlaubt. Die letzten beiden Rippenpaare sind knorpelig. Bei den Chinchillas enden die vier bis fünf letzten Rippen frei als Fleischrippen, Costae fluctuantes (Mütschard, 2015d).

Meerschweinchen haben je eine Zehe weniger als Kaninchen. An den Vorderbeinen befinden sich vier und an den Hinterbeinen drei Zehen (Thenius, 1950; Fehr et al., 2015b; Mütschard, 2015d).

Radius und Ulna von Chinchillas stehen in gelenkiger Verbindung, geringfügige Pronationen und Supinationen sind möglich. Fünf Metakarpalknochen und fünf Zehen sind am Vorderfuß ausgebildet. Die erste Zehe besitzt zwei, die anderen drei Phalangen. Proximal sind Tibia und Fibula synostotisch miteinander verbunden, was sie gegeneinander unbeweglich macht. Vier Metatarsalknochen sind am Hinterfuß ausgebildet. Das Os metatarsale I und das Os tarsale I sind miteinander verschmolzen. Vier Zehen sind ausgebildet, wovon alle aus drei Phalangen bestehen, die länger und stärker sind als an der Vordergliedmaße (Fehr et al.,

2015b; Mütschard, 2015e).

An den Vorderpfoten der Degus befinden sich vier Zehen, der Daumen ist zurückgebildet. Die Hinterpfoten weisen fünf Zehen auf. An allen Zehen, inklusive der Daumen, befinden sich schwarze, scharfe Krallen (Hutterer, 1994).

Ratte, Maus, Gerbil und Hamster

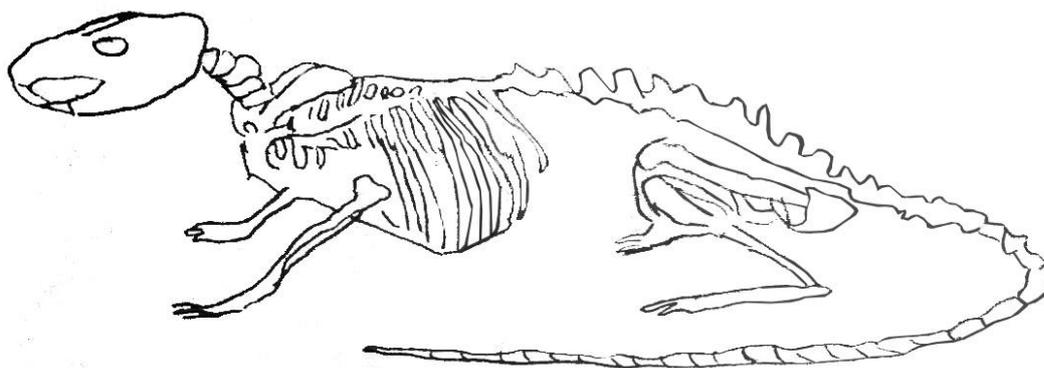


Abbildung 2: Skizze Rattenskelett

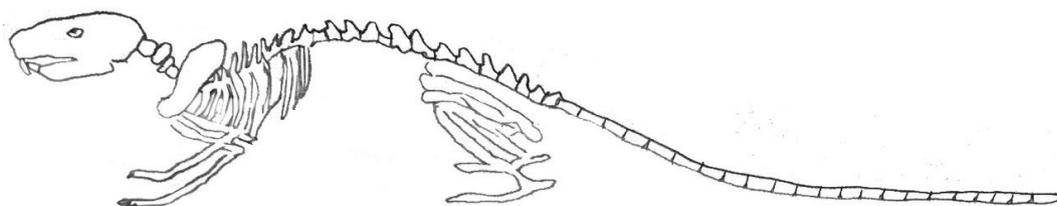


Abbildung 3: Skizze Mausskelett



Abbildung 4: Skizze Hamsterskelett

Rennmäuse können eine hoppelnde Gangart zeigen, die mit der des Chinchillas vergleichbar ist (Ewringmann&Glöckner, 2014). Der weit nach hinten geöffnete Brustkorb der mongolischen Rennmaus wird unten durch sieben sternale und fünf asternale Rippen eingegrenzt, von denen die beiden letzten Fleischrippen darstellen (Wissdorf&Irmer, 1979a). Die letzten vier bis fünf Rippen von Ratte und Maus enden frei als

Fleischrippen, Costae fluctuantes (Mütschard, 2015g, 2015a).

Goldhamster besitzen 13 Rippen, davon sieben Wahre, Costae verae. Die zwei letzten Rippenpaare enden als freie Fleischrippen, Costae fluctuantes (Mütschard, 2015c). Die Hintergliedmaßen der Ratten und Mäuse sind kräftiger entwickelt als die Vordergliedmaßen und besitzen fünf Zehen. Sie weisen im Bereich des Hüft- und Kniegelenks starke Winkelungen auf. Im Gegensatz dazu sind an den Vordergliedmaßen vier Zehen ausgebildet, der Daumen ist rudimentär, nicht immer ist eine Krallen zu finden. Die anderen Zehen sind vollständig entwickelt (Ewringmann&Glöckner, 2014). Bei erwachsenen Tieren entspricht die Schwanzlänge der Kopf-Rumpf-Länge (Fehr et al., 2015b). Tibia und Fibula sind miteinander verwachsen. Ratten und Mäuse sind Sohlengänger, die Plantarfläche bis zum Tarsalgelenk ist haarlos (Mütschard, 2015g, 2015a).

Die Fibula der mongolischen Rennmaus ist schmal und liegt seitlich hinter der Tibia. In der unteren Hälfte verschmelzen die Knochen miteinander (Wissdorf&Irmer, 1979c). An den Vorderpfoten ist die erste Zehe rudimentär ausgebildet, die übrigen vier Zehen wie auch die fünf Zehen der Hinterpfoten sind mit je drei Phalangen vollständig ausgebildet (Wissdorf&Irmer, 1979b, 1979c; Wagner&Farrar, 1987).

Gold- und Zwerghamster haben einen den Ratten und Mäusen gleichenden anatomischen Aufbau des Skeletts. Auch bei ihnen werden an den Hintergliedmaßen fünf und an den Vordergliedmaßen vier Zehen gefunden (Bivin et al., 1987). Beim Goldhamster sind die Ober- und Unterarmknochen sowie das Schulterblatt kräftig ausgebildet (Ewringmann&Glöckner, 2014). Die Vordergliedmaße der Hamster haben unbehaarte Handflächen, die von einer Epidermis überzogen werden, die stark verhornt ist. Eine Auswärtsdrehung wird durch das Unterarmskelett gestattet. Am Daumen befinden sich zwei Phalangen. Der Unter- und der Oberarm sind relativ verkürzt, was die Stabilität erhöhen soll. Die Hintergliedmaße gleicht der von Ratte und Maus (Mütschard, 2015c).

Frettchen

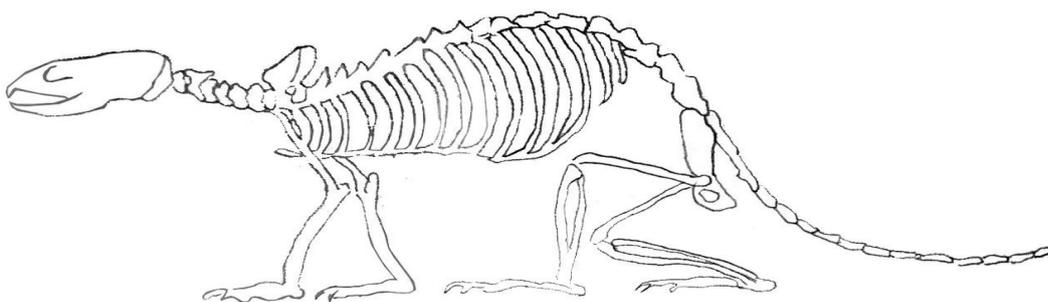


Abbildung 5: Frettchen Skizze

Der Körperbau der Frettchen ist schmal und langgestreckt. Die Körperlänge beträgt bei Fähen 31-35 cm, davon misst der Schwanz 11-14 cm, die der Rüden 36-46 cm, mit 13-19 cm Schwanzlänge (Mütschard, 2015f). Im Gegensatz zu den anderen Heimtierarten ist der Thorax groß und langgezogen (Fehr et al., 2015a). Frettchen haben an der Vordergliedmaße fünf Zehen, die erste davon ist die Kürzeste. Auch die Hintergliedmaße ist mit fünf langen Zehen ausgestattet. Die kräftigen, scharfen Krallen können nicht zurückgezogen werden. Frettchen fußen plantigrad (Fehr et al., 2015a). Das Schlüsselbein, die Clavicula, ist ein kleiner, flacher Knochen, der auf Röntgenbildern kраниomedial des Schultergelenks sichtbar ist. Eine kräftige Kaumuskulatur ist entwickelt (Mütschard, 2015f). Ober- und Unterkiefer sind kurz ausgebildet und das Kiefergelenk wird durch den Processus condylaris der Mandibula und eine Gelenkfläche des Os temporale gebildet. Unmittelbar hinter dem Gelenk weist die Gelenkfläche einen kleinen Processus auf, der eine Gelenkluxation beim Öffnen des Fanges verhindert (Fehr et al., 2015a).

Tabelle 11: Wirbelformeln

Tierart	Wirbelformel
Kaninchen	CW7, T12, L7, S4, SW16 (Krause, 1884)
Meerschweinchen	CW7, T13-14, L6, S2-3, SW4-6 (Clemons&Seeman, 2018)
Chinchilla	CW7, T14, L6, S3, SW22 (Mütschard, 2015e)
Ratte und Maus	CW7, T13, L6, S3, SW27-31(Mütschard, 2015g, 2015a)
Gerbil	CW7, T12, L7, S4, SW20-24 (Wissdorf&Irmer, 1978)
Goldhamster	CW7, T13, L6, S4, SW13-14 (Bivin et al., 1987)
Frettchen	CW7, T14-15, L5-7, S3, SW14-18 (Fehr et al., 2015a)

Tabelle 12: Zehenanzahl

Tierart	Anzahl der Zehen
Kaninchen	Vorne: 5; Hinten: 4
Meerschweinchen	Vorne: 4; Hinten: 3
Chinchilla	Vorne: 5; Hinten: 4
Degu	Vorne: 4 (5); Hinten: 5
Ratte, Maus, Gerbil, Goldhamster	Vorne: 4; Hinten: 5
Frettchen	Vorne: 5; Hinten: 5

2.2.2 Herz-Kreislauf-System

Das Herz ist das zentrale Organ des Herz-Kreislauf-Systems. Man unterscheidet bei den Haussäugetieren zwischen dem großen bzw. dem Körperkreislauf, der für die Versorgung der Organe zuständig ist und dem kleinen bzw. dem Lungenkreislauf, der für den Gasaustausch sorgt. Zwischen diesen beiden ist das Herz geschaltet (König et al., 2009). Alle Säugetiere besitzen ein Herz mit vier Kammern, das durch die Venen und Arterien Blut empfängt und wieder abgibt (Rowlatt, 1990). Das Herz der Kleinsäuger ist ähnlich aufgebaut wie das des Menschen, nur dass der schmale Brustkorb es mehr median liegen lässt (Jaffé&Gavallér, 1958).

Kaninchen

Das Herz des Kaninchens befindet sich kranial im vorderen Drittel des Thorax und reicht vom ersten bis zum zweiten Rippenknorpel. Die Herzspitze ragt bis zum dritten Interkostalraum und die Herzbasis weist nach rostral und rechts (Krause, 1884; Kern, 1927). Das Kaninchenherz gleicht einem Kegel, der dorsoventral eingedrückt ist. Es ist keine eindeutige Grenze zwischen der Vorkammer und der Kammer auszumachen (Kern, 1927). Der vollständig links gelegene Ventrikel stellt den Hauptteil der Herzmuskelspitze dar. Der rechts gelegene, rechte Ventrikel, wird von der breiten Basis ausgehend zur Spitze schmaler (Kern, 1927). Die zwischen rechtem Vorhof und rechter Kammer gelegene Trikuspidalklappe ist nur mit zwei Klappensegeln ausgebildet. Da bei den Kaninchen eine geringere Möglichkeit besteht bei Verengungen Umgehungskreisläufe zu schaffen, als bei anderen Tieren, sind sie anfälliger für einen plötzlichen Herztod (Dauborn, 2014). Der Thorax ist im Vergleich zur Größe des Abdomens klein (Johnson-Delaney&Orosz, 2011a). Das Gewicht des Herzens im blutleeren Zustand liegt bei 0,2-0,4 % des Körpergewichts (Hoffmann, 1956a; Jaffé&Gavallér, 1958).

Meerschweinchen, Chinchilla und Degu

Das Herz nimmt einen großen Raum im Thorax ein und ist von kleinen Lungenhälften umgeben. Zum größten Teil liegt es links der Medianebene mit einer nach kaudo-ventral gerichteten Spitze und der Form eines stumpfen Kegels, der seitlich abgeplattet ist. Es gibt zwei Perikardschichten, die äußere ist faserig und dicker als die innere seröse Schicht (Heatley, 2009; Ewringmann&Glöckner, 2012). Die Vorhöfe können von den Kammern getrennt werden. Sowohl die Vorkammern als auch die linke Kammer sind dünnwandig (Hoffmann, 1956a). Laut Jaffé und Gavallér (1958) ist der Herzbeutel im Vergleich zu anderen Kleinsäugetieren kaum mit dem Brustbein verwachsen. Das Herzgewicht wird mit 0,25-0,58 % (0,43 %) des Körpergewichts angegeben, das entspricht im Mittel 2,1 g bei 500 g Körpergewicht (Hoffmann, 1956a; Drescher&Hamel, 2012).

Ratte, Maus, Gerbil und Hamster

Das Herz der Ratte ist laut Kohn und Clifford (2015) auf der Mittellinie des Thorax zwischen dem dritten und fünften Rippenpaar zu finden, die Spitze nahe des Diaphragmas gelegen (Kohn&Clifford, 2015). Durch das Lig. sternopericardiacum ist der Herzbeutel mit dem Sternum verwachsen (Mütschard, 2015g). Die Anatomie des Rattenherzes unterscheidet sich nicht wesentlich von dem des Menschen (Hebel&Stromberg, 1986; Bivin et al., 1987). Die rechten und die linken Vorhöfe und Hauptkammern des Herzens sind gut erkennbar (Jacoby et al., 2015). Das Mäuseherz hat eine sehr kleine Größe, ein Gewicht von 150-180 mg, und eine Herzfrequenz von durchschnittlich 600 Schlägen pro Minute (Gardin et al., 1995; Doevendans et al., 1998). Die Herz-Kreislauf Anatomie der mongolischen Rennmaus ähnelt den Systemen anderer Nagetiere. Das Herz des Hamsters befindet sich in der Mittellinie der Brusthöhle und berührt die Brustwand zwischen der dritten und fünften Rippe (Bivin et al., 1987).

Frettchen

Das Herz befindet sich kaudal im Thorax, im Bereich der sechsten und achten Rippe. Die Herzspitze ist nach links gelagert (Fehr et al., 2015a). Die Form des Herzens ist kegelförmig (Spennemann&Bruski, 2005). Eine einzelne A. brachiocephalica kommt von der Aorta und zweigt sich sowohl in die linke und die rechte A. carotis als auch in die rechte A. subclavia auf (Fehr et al., 2015a). Fehr et al. (2015a) geben an, dass diese besondere Anatomie eine dauerhafte Blutversorgung bei extremen Drehungen des Halses gewährleisten soll. Das Herzgewicht wird mit 0,45-0,47 % des Körpergewichts angegeben. Nach Truex et al. (1974) beträgt das durchschnittliche Herzgewicht männlicher Frettchen (errechnet durch die Einbeziehung von 12 Tieren) bei einem durchschnittlichen Gewicht von 1102 g mit 5,0 g etwa 0,45 % des Körpergewichts. Bei weiblichen Frettchen lag das durchschnittliche Herzgewicht (berechnet aus 10 weiblichen Frettchen mit einem durchschnittlichen Körpergewicht von 780,8 g) bei 3,7 g (0,47 % des Körpergewichts).

2.2.3 Verdauungsapparat

2.2.3.1 Odontologische Grundlagen

Das Gebiss der Kaninchen, Meerschweinchen, Chinchillas und Degus unterscheidet sich grundsätzlich von dem anderer Heimtiere wie Hamstern, Ratten, Mäusen und Frettchen. Alle Zähne der Leporidae und Caviomorpha wachsen lebenslang. Solche Zähne werden als elodont bezeichnet (Arnold, 2006; Böhmer, 2011).

Die Schneidezähne von Ratte, Maus, Rennmaus und Hamster sind ebenfalls elodont, ihre Backenzähne verändern sich jedoch nicht. Elodonte Zähne (lebenslang wachsende Zähne)

zeigen einen länglichen Zahnkörper, dessen Zahnapex wurzeloffen ist und lebenslang geöffnet bleibt. Dort befindet sich das germinative Keimgewebe (Böhmer, 2011; Ewringmann&Glöckner, 2014). Das zweite, kleinere Oberkiefer Inzisivi-Paar, die sogenannten Stifftähne, stellt ein Charakteristikum der Hasenartigen dar und ist ein wesentliches Unterscheidungsmerkmal zu den Rodentia (Nachtsheim, 1936; Gorell&Verhaert, 2006). Laut Schneider (1978) lassen sich die Hasenartigen demnach den Duplicidendata zuordnen. Das Vorkommen von nur einem Inzisivipaar im Oberkiefer ist die Gemeinsamkeit aller Rodentia, sie werden demnach auch als Simplicidendata bezeichnet (Nachtsheim, 1936; Schneider, 1978). Die Zähne aller Kleinsäuger bestehen aus dem Zahnschmelz (Enamelum), Dentin (Dentinum dentis) und Zement (Cementum dentis), wobei die Ausprägung und Lokalisation je nach Zahn unterschiedlich ist. Der Zahnhalteapparat (Desmodont) ermöglicht die Verankerung in der Alveole (Bishop, 1995; Böhmer, 2011).

Das Frettchen gehört zu den obligaten Fleischfressern (Carnivoren) (Nemec et al., 2016) mit brachyodonten Zähnen (Fehr et al., 2015a; Mitchell&Tully, 2015). Die Zähne haben eine Zahnkrone (Corona dentis) die in die Mundhöhle ragt, einen Zahnhals (Collum dentis) und die Zahnwurzel (Radix dentis) mit einem geschlossenen Foramen apicale (Böhmer, 2011). Die nachfolgenden Tabellen führen verschiedene Begriffe auf, die in der Zahnmedizin verwendet werden.

Tabelle 13: Terminologie der Lagebezeichnungen und deren Bedeutung (Böhmer, 2011)

Terminus	Beschreibung
Inzisal	An den Inzisivi zur Schneidefläche hin
Koronal	Am Zahn Ausrichtung zur Okklusionsfläche
Apikal	Am Zahn Ausrichtung zum Apex
Basal	Alternativ zu apikal bei wurzellosen Zähnen
Okklusal	An den Backenzähnen auf der Okklusionsfläche
Lingual	Medialer Zahnbereich bei den Unterkieferbackenzähnen
Palatinal	Medialer Zahnbereich bei den Oberkieferbackenzähnen
Vestibulär	Nahe dem Vestibulum oris = Bereich zwischen den Zähnen und den Lippen bzw. Wangen
Approximal, interdental	Bereiche, wo benachbarte Zähne aneinanderstoßen
Rostral, mesial	Kraniale Richtung am Kiefer
Distal	Kaudale Richtung am Kiefer

Tabelle 14: Termini zur Charakterisierung von Zahneigenschaften und deren Bedeutung (Böhmer, 2011)

Terminus	Beschreibung
Hypsodont	Hoher Zahnkörper, hohe klinische Krone
Mesodont	Mittelhoher Zahnkörper
Brachyodont	Kurze, niedrige Krone
Elodont	Lebenslang wachsend
Radikulär elodont	Kontinuierlich wachsend und schließlich eine Wurzel bildend
Aradikulär elodont	Lebenslang wachsend und keine Wurze bildend
Anelodont	Nicht lebenslang wachsend, begrenztes Zahnwachstum während der Zahnentwicklung
Hypselodont	Hoher Zahnkörper und lebenslang wachsend
Bunodont	Okklusionsfläche mit niedrigen, runden Schmelzhöckern
Lophodont	Okklusionsfläche mit transversalen Schmelzleisten oder -falten ("lophs")
Loxodont	Waschbrettartige Okklusionsfläche mit multiplen, parallelen Querleisten (Elefant)
Bilophodont	Zwei transversale Schmelzleisten
Polylophodont	Mehrere transversale Schmelzleisten
Selenodont	Mesio-distal verlaufende, halbmondförmige Schmelzleisten (Paarhufer)
Lophoselenodont	Okklusionsfläche mit longitudinalen, halbmondförmigen Schmelzleisten
Secodont	Schneidende Zähne
Monophyodont	Nur bleibende Zähne ausgebildet (Milchgebiss fehlt)
Diphyodont	Gebiss mit Zahnwechsel (Milchgebiss und bleibendes Gebiss)
Heterodont	Gebiss mit unterschiedlichen Zähnen (Form, Funktion)
Homodont	Gebiss aus einheitlichen Zähnen

2.2.3.2 Zahnformeln

Kaninchen

Die Zahnformel gibt eine Übersicht über die Zähne die bei den Säugetieren vorkommen. Bei den Kaninchen lautet sie $I2 C0 P3 M3 / I1 C0 P2 M3 = 28$. Die Zähne sind heterodont und diphyodont (Aboalrejal et al., 2015). Die Schneidezähne sind physiologisch annähernd gleich lang, die Inzisivi des Oberkiefers stehen vor den unteren Inzisivi, die zwischen die oberen und die dahinter liegenden Stifzähne greifen. Die Backenzähne stehen versetzt zueinander

(Böhmer, 2011). Die multiplen transversal verlaufenden Schmelzleisten geben den Backenzähnen die Bezeichnung bilophodont. Durch sie wird die Nahrung zusätzlich zerkleinert. Der Kauvorgang erfolgt durch laterolaterale Mahlbewegungen des Unterkiefers (Häupl&Wunderer, 1958; Böhmer, 2011). Die oberen Backenzähne verschieben sich mit zunehmendem Alter der Tiere nach bukkal, die unteren nach lingual. Die Ausbildung des Kiefergelenks als Schlittengelenk erlaubt die mahlenden Bewegungen (Böhmer, 2011). Für die Inzisivi wird ein Wachstum von 2-2,4 mm pro Woche angegeben (Harcourt-Brown, 2009). Eine Studie von Wyss et al. (2016) ergab ein Wachstum der maxillären Inzisivi von 1,9 mm in der Woche im Vergleich zu einem Wachstum von 2,2 mm pro Woche der mandibulären Inzisivi. Das Wachstum der Backenzähne differiert zwischen monatlich 3-4 mm (Crossley, 2010) bzw. wöchentlich 1,4-3,2 mm (Müller et al., 2014).

Meerschweinchen, Chinchilla und Degu

Rodentia sind durch Monophyodontie gekennzeichnet, ein Zahnwechsel fehlt bzw. erfolgt bereits intrauterin (Capello, 2006; Fehr et al., 2015b). Alle Zähne sind aradikulär hypsodont (Capello, 2006; Osofsky&Verstraete, 2006). Beide Unterkieferhälften sind fest miteinander verwachsen, die Backenzähne werden durch ein Diastema von den Schneidezähnen getrennt. Rodentia haben ein heterodontes Gebiss (Böhmer, 2011).

Das schlittenförmige Kiefergelenk erlaubt bei der Kaubewegung eine Verschiebung des Unterkiefers nach vorne. Beim Zermahlen bewegt es sich also nach vorne und hinten (Böhmer, 2011).

Rodentia haben insgesamt 20 bleibende Zähne. Die Zahnformel lautet I1 C0 P1 M3/ I1 C0 P1 M3 (Capello, 2006; Osofsky&Verstraete, 2006). Das Verhältnis der Länge der Ober- zu den Unterkieferschneidezähnen beträgt beim Meerschweinchen 1:2-3 (Böhmer, 2011). Bei den meisten Nagetieren, außer dem Meerschweinchen, ist der Zahnschmelz der Schneidezähne gelb-orange (Crossley, 1995). Eine Schmelzschicht ist nur labial ausgebildet. Die Ober- und Unterkieferschneidezähne wachsen bei Meerschweinchen mit einer Geschwindigkeit von 1,9 bzw. 2,4 mm in der Woche (Osofsky&Verstraete, 2006).

Bei den Chinchillas sollte das Verhältnis der Ober- zu den Unterkiefer-Inzisivi 1:2 betragen, die Backenzähne stehen mit ihren Kauflächen waagrecht zueinander (Mütschard, 2015e). Kronenzement verbindet die je drei transversalen, dicht beieinander liegenden Lamellen der Backenzähne der Chinchillas miteinander (Trilophodontie) (Böhmer, 2011). Die Backenzähne der Degus werden als hypsodont bezeichnet, da sie die Form einer Acht darstellen (Hutterer, 1994). Die Backenzähne der Meerschweinchen haben eine glatte Kaufläche mit einer Neigung von 40 ° (Böhmer, 2011).

Ratte, Maus, Gerbil und Hamster

Myomorpha (Mäuseverwandte) haben sehr große und kräftige aradikuläre, elodonte und hypsodonte Inzisivi und brachyodonte (kurzkronige) Backenzähne (Verstraete, 2003). Die Wachstumsraten der Inzisivi bei Ratten betragen 2,1 bzw. 2,9 mm in der Woche (Osofsky&Verstraete, 2006). Der erste Molar besitzt fünf, die zwei anderen Backenzähne drei Wurzeln. Bei der isognathen Kieferstellung, die bei den Myomorpha vorkommt, haben sowohl Ober- als auch Unterkiefer die gleiche Breite (Böhmer, 2011). Die Zahnformel der Myomorpha lautet $I1 C0 P0 M3 = 16$ (Capello, 2006; Osofsky&Verstraete, 2006). Die unteren Inzisivi sind länger als die oberen, das Verhältnis sollte bei 3:1 von Unter- zu Oberkiefer liegen (Fehr et al., 2015b). Die Symphysen des Unterkiefers sind bindegewebig verbunden, eine leichte Beweglichkeit der Zähne ist daher hier physiologisch (Ewringmann&Glöckner, 2014). Eine Besonderheit beim Hamster stellen die Backentaschen dar. Sie stülpen die Backenschleimhaut aus und breiten sich vom Maulwinkel bis zum Schulterbereich aus. In ihnen können Hamster die Nahrung transportieren und speichern. Um die Backentaschen zu entleeren, reiben die Tiere mit ihren Vorderbeinen darüber (Ewringmann&Glöckner, 2014).

Frettchen

Frettchen sind obligate Fleischfresser mit einem Fleischfressergebiss, bestehend aus 34 Zähnen im bleibenden Gebiss, und einer Zahnformel, die im Ober- und Unterkiefer $I3 C1 P3 M1 / I3 C1 P3 M2 = 34$ lautet. Die Zahnformel des Milchgebisses lautet $I4 C1 P3 M0 / I3 C1 P3 M0 = 30$ Zähne (Johnson-Delaney, 2008; Evans&An, 2014).

Die sechs oberen Inzisivi sind ein wenig länger, als die sechs unteren. Die kleinen Schneidezähne sind einwurzelig. Im Gegensatz zu anderen Carnivoren haben Frettchen nur drei maxilläre Prämolaren, der Vierte ist während der Entwicklung zurückgegangen. Der dritte maxilläre Prämolare (P3) besitzt drei Wurzeln. Der einzige maxilläre Molar hat ebenfalls drei Wurzeln. Die restlichen Prämolaren besitzen zwei Wurzeln. Frettchen haben im Vergleich zu anderen Kleinsäugetieren einen zusätzlichen mandibularen Prämolaren und Molaren. Der erste Molar im Unterkiefer ist zweiwurzelig, der M2 besitzt nur eine Wurzel (Johnson-Delaney, 2008; Fehr et al., 2015a).

2.2.3.3 Gastrointestinaltrakt

Kaninchen

Der auf der linken Seite liegende einhöhlige Magen hat eine Wand, die aus einer sehr dünnen Muskelfaserschicht besteht, die keine Eigenkontraktion zulässt. Die Muskulatur in der Kardial- und Pylorusregion, also am Eingang und Ausgang des Magens, ist gut entwickelt. Das macht ein Erbrechen unmöglich (Brewer, 2006; Donnelly, 2011). Aufgrund der schwach ausgeprägten Muskulatur und der geringen Eigenkontraktion muss das Kaninchen regelmäßig Futter aufnehmen, um den Transport der Nahrung vom Magen in den

Darm zu gewährleisten. Nur durch das Nachschieben durch Futter kann der Magen entleert werden. Hier wird auch von einem Stopfmagen gesprochen (Fehr et al., 2004; Wolf, 2016). Innerhalb von 24 Stunden nimmt das Kaninchen physiologischerweise 60-80 Mahlzeiten auf, der Magen ist dauerhaft gefüllt und bei gesunden Tieren gibt es keine Nüchternphasen (Kötsche&Gottschalk, 1990). Der Magen hat ein Fassungsvermögen von 50 ml (Mütschard, 2015b).

Der Kaninchendarm ist in den Dünndarm und Dickdarm eingeteilt. Der Dünndarm beginnt mit dem Duodenum, in dessen Windungen gelegen sich das Pankreas befindet. An das Duodenum schließen sich Jejunum und Ileum an (Krause, 1884). Mit 12 % des gastrointestinalen Volumens nimmt der Dünndarm einen kleinen Anteil ein (Brewer, 2006). Dem Dünndarm schließt sich der Dickdarm an, der sich aus dem Caecum (Blinddarm), dem Colon und dem Rectum zusammensetzt (Krause, 1884). Der rechtsseitig liegende Blinddarm ist groß, er kann ein Drittel des Bauchraums einnehmen und stellt fast 42 % des Volumens des Gastrointestinaltraktes dar (Brewer, 2006). Das Colon unterteilt sich in das Colon ascendens, das Colon transversum und das Colon descendens. Dem Colon descendens schließt sich das Rectum an (Krause, 1884). Caecotrophie beschreibt die Aufnahme von weichem Blinddarmkot direkt vom Anus (Harcourt-Brown, 2002a). Blinddarmkot enthält die Ergebnisse bakterieller Umwandlung von Hemicellulose, Cellulose und Polysacchariden im Caecum, das sich hauptsächlich aus Aminosäuren, flüchtigen Fettsäuren sowie aus B-Vitaminen, Vitamin C + K zusammensetzt (Harcourt-Brown, 2002a).

Die Leber des Kaninchens besteht aus vier Lappen, dem Lobus hepatis dexter (anterior und posterior), dem Lobus quadratus, dem Lobus caudatus sowie einem Lobus hepatis sinister (anterior und posterior) (Krause, 1884). Die Gallenblase liegt innerhalb des Lobus hepatis dexter und des Lobus quadratus (Hoffmann, 1956a). Die Milz liegt links an der großen Magen-Kurvatur (Krause, 1884).

Die grampositive Darm-Mikrobiota der Herbivore verbieten den Einsatz einiger Antibiotika. Hier wird von der PLACE-Regel gesprochen: **P**enicillin, **L**incomycin, **A**mpicillin/**A**moxicillin, **C**lindamycin/**C**ephalosporine, **E**rythromycin dürfen bei dem Meerschweinchen, dem Chinchilla, dem Degu und dem Hamster niemals, bei den Kaninchen nicht oral und nur nach strenger Indikation angewendet werden. Antibiotika, die sich besser eignen, sind Enro-/Marbofloxacin, Metronidazol und Chloramphenicol (Hein, 2017). Die Gabe anderer Antibiotika kann zu einer lebensbedrohlichen Störung der normalen Darm-Mikrobiota führen. Die daraus entstehende Dysbiose ermöglicht eine Vermehrung von Clostridien und coliformen Bakterien und die anschließende Freisetzung von Toxinen. Kaninchen, Meerschweinchen, Chinchillas und Hamster sind besonders anfällig. Betalactame, Makrolide und Lincosamide sind am häufigsten für resultierende Erkrankungen verantwortlich. In der

Regel tritt innerhalb von 24 bis 48 Stunden nach Verabreichung des Arzneimittels ein meist tödlich verlaufender Durchfall auf. Ratten, Mäuse, Rennmäuse und Frettchen sind weniger anfällig (Wheler, 2013).

Meerschweinchen, Chinchilla, Degu

Der Magen liegt auf der linken Seite des Bauchraums und kann aus dem Thorax herausragen (Gorgas, 1967; Drescher&Hamel, 2012). Er hat ein Fassungsvermögen von 20-30 ml (Künzel, 2004; Drescher&Hamel, 2012). Auch bei den Caviomorpha besitzt, wie bei den Kaninchen, die Magenwand nur eine sehr dünne Muskelfaserschicht und es ist weder ein Transport des Futters durch Eigenkontraktion, noch ein Erbrechen möglich (Künzel, 2004).

Der Dünndarm ist der längste Teil des Gastrointestinaltraktes (Cooper&Schiller, 1975b) und wird in Duodenum, Jejunum und Ileum unterteilt (Drescher&Hamel, 2012), das Ileum mündet in den Blinddarmkopf. Der Dickdarm wird in Caecum, Colon und Rectum unterteilt (Cooper&Schiller, 1975b; Drescher&Hamel, 2012). Das Caecum der Meerschweinchen nimmt einen Drittel der Bauchhöhle ein und macht 65 % des Gastrointestinaltraktes aus (Anderson, 1987; Künzel, 2004).

Es wird zwischen dem Blinddarmkot (Caecotrophe) und dem Hartkot unterschieden. Im Gegensatz zum Blinddarmkot enthält der pelletierte Hartkot überschüssige Faser, die Ausscheidung erfolgt über den Tag verteilt. Meerschweinchen, Chinchillas, Degus und Hamster scheiden nur Hartkot aus, betreiben aber teilweise Koprophagie (das Fressen des eigenen Kotes) zur Stabilisierung der Darmmikrobiota. Der Hartkot stellt jedoch, wie der Blinddarmkot auch, zusätzlich eine Protein- und Vitaminquelle für sie dar (Hein, 2017). Ob Meerschweinchen Blinddarmkot bilden und aufnehmen, ist aktuell noch umstritten. Stevens und Hume (1998) geben an, dass Meerschweinchen zwar Koprophagie betreiben, im Gegensatz zu Kaninchen aber keine Caecotrophe bilden. Nach anderen Literaturen betreiben Meerschweinchen Caecotrophie (Drescher&Hamel, 2012; Matter&Woermann, 2015).

Das gleiche gilt für Degus. So wurde einerseits berichtet, dass sie Blinddarmkot vom Anus aufnehmen und damit ihren Bedarf an B-Vitaminen und Vitamin K decken (Altmann et al., 1994). Laut Sakaguchi und Ohmura (1992) trifft die Caecotrophie nicht bei den Degus zu.

Die Leber des Meerschweinchens weist laut Quesenberry et al. (2004) die Unterteilung in sechs Lappen auf, den Lobus dexter, Lobus medius, Lobus sinister lateralis, Lobus sinister medialis, Lobus caudatus und Lobus quadratus. Sie hat eine rotbraune Farbe (Künzel, 2004). Die Gallenblase ist kirschgroß und in den Lobus quadratus eingebettet (Cooper&Schiller, 1975b; Drescher&Hamel, 2012). Die Milz liegt kaudal des Zwerchfells auf

der linken Seite (Künzel, 2004). Das Pankreas besitzt drei Lappen (Lobus pancreatis cranialis und caudalis, Corpus pancreatis) (Künzel, 2004).

Die Leber des Chinchillas hat eine rosarote Farbe, sie befindet sich zwischen Magen und Zwerchfell. Im Querschnitt ist die Milz dreieckig. Das Pankreas stellt einen stark gelappten Abschnitt dar (Mütschard, 2015e).

Unterteilt wird die Leber des Degus in einen Lobus dexter lateralis + medialis, einen Lobus quadratus, einen Lobus sinister medialis + lateralis sowie in einen Lobus caudatus (mit dem Processus papillaris sowie dem Processus caudatus). Die Gallenblase befindet sich zwischen dem Lobus quadratus und dem Lobus hepatis dexter medialis. Das Pankreas besteht aus einem Lobus pancreatis dexter und sinister, sowie einem Corpus pancreatis (González, 1990).

Ratte, Maus, Gerbil und Hamster

Der Magen des Gerbils erstreckt sich, an der linken Bauchwand liegend, vom Bereich des neunten oder zehnten Thorakalwirbels bis in die Regio umbilicalis. Er ist einhölig und aus dem großen Vormagenbereich (Pars proventricularis) und der kleineren Drüsenmagenabteilung (Pars intestinalis) zusammengesetzt (Schendel, 1972; Schendel&Wissdorf, 1973; Isenbügel, 1985). Auch Ratten und Mäuse besitzen einen einhöhligen Magen, der durch eine Trennungslinie, Margo plicatus, in zwei Bereiche unterteilt ist. Erstens in den kranialen Bereich (drüsenfreie Pars proventricularis), in dem verhorntes Epithel vorzufinden ist und zweitens in den kaudalen Bereich, der einen glandulären Teil hat (Pars glandularis) (Hebel&Stromberg, 1986; Komarek, 2000).

Laut Horn et al. (2013) können auch Mäuse und Ratten nicht erbrechen.

Der Hamster verfügt über einen zweihöhligen Magen. Linksseitig liegen der drüsenfreie Vormagen, die Pars cardiaca, medial der Drüsenmagen, Pars pylorica. Der Vormagen hat eine dicke Muskelschicht. In den beiden Bereichen liegen unterschiedliche pH-Werte vor. Durch einen muskulösen Sphinkter sind die beiden Abschnitte voneinander getrennt. Auch Hamstern ist es nicht möglich zu erbrechen (Hoover et al., 1969).

Der Dünndarm besteht bei diesen Kleinnagern ebenfalls aus Duodenum, Jejunum und Ileum (Hebel&Stromberg, 1986). Das Caecum wird in die Basis caeci, den Corpus caeci und die Apex caeci unterteilt. Der voluminöse Blinddarm der Hamster befindet sich im unteren linken Quadranten des Abdomens, so dass der Corpus ein "U" bildet, dessen Spitze medial zur Ampulle zeigt. Aufgrund des großen Caecums zählen Hamster zu den "Hindgut-Fermentern" und sind damit auch für die in der PLACE-Regel beschriebenen Antibiotika anfällig. Das Caecum ist bei Hamstern wichtiger als der Vormagen, sowohl in Bezug auf seine Größe als auch auf seine mikrobielle Aktivität (Snipes, 1979; Wheler, 2013; Marounek et al., 2016).

Hamster betreiben Koprophagie und nehmen ihren Kot direkt vom Anus auf (Fehr et al., 2015b).

Dem Caecum folgt das Colon, welches in das Colon ascendens, Colon transversum und Colon descendens unterteilt wird und dem sich das Rectum anschließt (Hebel&Stromberg, 1986).

Die Leber der Ratte wird in den Lobus hepatis dexter und Lobus hepatis sinister unterteilt, beide weiter in einen medialen und einen lateralen Leberlappen und einen Lobus caudatus. Ein Lobus quadratus und die Gallenblase fehlen (Popesko, 2003). Bei der Maus werden Lobus hepatis dexter und sinister in einen medialen und in einen lateralen Bereich geteilt, weitere Lappen sind der Lobus caudatus und ein kleiner Lobus quadratus (Popesko, 2003). Die Leber des Gerbils ist von einer rotbraunen Farbe und unterteilt sich in folgende Abschnitte: Lobus sinister lateralis und medialis, Lobus dexter lateralis und medialis, Processus caudatus und papapillaris. Die Gallenblase ist bohnenförmig (Schendel, 1972; Schendel&Wissdorf, 1973; Isenbügel, 1985). Die verhältnismäßig große Milz ist zungenförmig. Beim Gerbil hat sie eine hellrote bis bräunliche Farbe (Schendel, 1972; Schendel&Wissdorf, 1973). Sowohl bei der Ratte als auch bei der Maus wird der Pankreaskörper in zwei Schenkel unterteilt, den Lobus pancreatis dexter und sinister (Hebel&Stromberg, 1986). Gegliedert wird das Pankreas des Gerbils in einen Lobus pancreatis dexter und sinister und in den Corpus pancreatis (Schendel, 1972; Schendel&Wissdorf, 1973; Mütschard, 2015g, 2015a).

Frettchen

Der einhöhlige Magen lässt eine J-Form erkennen und reicht im leeren Zustand vom elften Brustwirbel bis zum ersten Lendenwirbel, im gefüllten Zustand kann er sich links bis zum zweiten Lendenwirbel ausdehnen (Hoffmann, 1956b). Frettchen können erbrechen, der M. sphincter pylori ist nur mäßig entwickelt (Evans&An, 2014). Mit einer Länge von 182-198 cm schließt sich der Dünndarm an den Magen an. Es wird von einem Jejunioileum gesprochen, da Jejunum und Ileum makroskopisch nicht voneinander abzugrenzen sind. Das Caecum fehlt dem Frettchen. Das Colon wird in Colon ascendens, Colon transversum und Colon descendens unterteilt (Hoffmann, 1956b; Evans&An, 2014).

Verglichen mit dem Körpergewicht besitzen Frettchen eine große Leber. An ihr sind sechs Lappen ausgebildet, der Lobus sinister lateralis, Lobus sinister medialis, Lobus quadratus, Lobus dexter medialis, Lobus dexter lateralis und Lobus caudatus. Zwischen dem Lobus quadratus und dem Lobus dexter medialis befindet sich die Gallenblase (Evans&An, 2014). Das Pankreas, das eine rosa-rötliche Farbe hat, wird in einen linken Lappen, Lobus pancreatis sinister (Milzschenkel) und in einen rechten Lappen, Lobus pancreatis dexter (Duodenalschenkel) unterteilt, die im Corpus pancreatis zusammenfinden (Evans&An, 2014).

Die Milz befindet sich parallel zur großen Krümmung des Magens und ist dem Lobus pancreatis sinister benachbart (Evans&An, 2014).

2.2.4 Atmungsapparat

Kaninchen

Kaninchen sind obligate Nasenatmer, die Verbindung der Epiglottis mit dem weichen Gaumen erlaubt eine direkte Passage der Luft zwischen Nase und Trachea (Brewer&Cruise, 1994a). Bei Kaninchen ist die orotracheale Intubation sehr schwierig und eine nasotracheale Intubation aufgrund der engen Nasenluftwege fast unmöglich. Die Anatomie von Kaninchen führt zu diesen Schwierigkeiten. Sie haben einen schmalen Oropharynx, ein weiches Gaumensegel, das die Glottis bedeckt, eine große Zunge mit einer stark verdickten Basis und große Inzisivi. Die Zunge neigt dazu, die Sicht auf die Epiglottis zu versperren. Die Kehlkopföffnung ist sehr eng und ventral steil abfallend und daher schwer zu lokalisieren. Darüber hinaus kann bei Kaninchen bei einer Intubation leicht ein Laryngospasmus induziert werden. Aufgrund dieser Einschränkungen stellt die Intubation eine technische Herausforderung dar. Bei einer Obstruktion beider Nasenhöhlen fällt es Kaninchen aus diesen anatomischen Gründen schwer über die Mundhöhle atmen (Davis&Malinin, 1974; Tran et al., 2001; Böhmer et al., 2002). Bei der Intubation bestimmt der Durchmesser der Stimmritze (Rima glottidis) und nicht die Breite der Trachea die Tubusgröße. Hier werden die Tubusgrößen 2,5-3,5 (-4,0) verwendet. Die Tuben können mit aber auch ohne Cuff (so genannte Magill-Tuben oder Cole-Tuben) sein (Böhmer et al., 2002). Atmung und Schlucken sind bei Kaninchen gleichzeitig möglich (Mütschard, 2015b).

Kaninchen haben einen ausgeprägten Geruchssinn. Die haarlosen Nasenöffnungen der Kaninchen sind sehr empfindlich, in der Minute bewegen sie sich bis zu 120 mal. Im Bereich der Nasenhöhle finden sich muköse Drüsen, die Schutz vor Keimen und Fremdkörpern bieten und die Schleimhaut vor dem Austrocknen schützen (Bojsen-Moller, 1964; Brewer&Cruise, 1994b). Die Trachea besitzt etwa 50 geschlossene Knorpelspannen. Das Lumen der Trachea nimmt nach unten verlaufend hin ab (Krause, 1884). Verglichen zum Abdomen haben Kaninchen einen sehr kleinen Thorax, das Lungengewicht ist im Vergleich zum Wildkaninchen um 39 % reduziert (Kötsche&Gottschalk, 1990). Die linke Lunge ist schmaler als die rechte, sie wird in zwei Lappen unterteilt, einen oberen und einen unteren. Der rechten Lunge zugehörig sind drei Lappen, der obere der mittlere und der untere (zwei Abschnitte: Lobus inferior lateralis und medialis) (Krause, 1884). Laut (Ewringmann, 2016) wird die linke Lunge in drei Lappen unterteilt, einen kranialen, medialen und kaudalen, die rechte Lunge besitzt vier Lappen, den kranialen, medialen, kaudalen und den Lobus accessorius.

Meerschweinchen, Chinchilla und Degu

Caviomorpha haben einen stark ausgeprägten Geruchssinn (Drescher&Hamel, 2012). Sie sind ebenso obligate Nasenatmer (Baran, 2010; Ewringmann&Glöckner, 2012; Turner et al., 2017). Die Knorpelspannen der dickwandigen Trachea der Meerschweinchen besitzen am dorsalen Ende eine weite Lücke, somit hat die Trachea, mit einem Durchmesser von drei bis fünf Millimeter, eine Hufeisenform (Drescher&Hamel, 2012). Die beiden gleichgroßen, das Herz umgebenden, Lungen weisen tiefe Einschnitte zwischen den Lungenlappen auf (Drescher&Hamel, 2012). Mütschard (2015d) unterteilt die rechte Lunge in vier Lappen (cranial, medial, caudal und accessorius) und die linke Lunge in drei Lappen (cranial, medial und caudal). Die Bronchialwand ist mit Muskelsträngen ausgebildet, was Meerschweinchen ermöglicht, einige Abschnitte der Lunge auszuschalten, indem sie die Bronchien zusammenziehen (Drescher&Hamel, 2012; Mütschard, 2015d). Vergleichbar mit dem Meerschweinchen ist die Lunge der Chinchillas, deren rechter Teil sich in vier Lappen (cranial, medius, caudal und accessorius) und linker Teil sich in drei Lappen (cranial, medius und caudal) gliedert (Ewringmann&Glöckner, 2012; Mütschard, 2015e).

Hystricomorpha haben eine komplexe Pharynxanatomie, hervorgehoben durch das Ostium palatinum, das sich am weichen Gaumen befindet und bis zum Zungengrund reicht und die endotracheale Intubation zu einer Herausforderung macht (Sharp, 2017; Turner et al., 2017). Degus haben multiple Nasenknorpel mit sehr engen Lumina. Eine geringe Verstopfung der Nasenhöhle kann bereits zur Maulatmung führen. Sie besitzen die Fähigkeit, Wasser aus der ausgeatmeten Luft in ihren Nasengängen zu kondensieren und zu absorbieren (Jekl et al., 2016).

Ratte, Maus und Gerbil

Ratte, Maus und Gerbil sind ebenfalls obligate Nasenatmer. Unter Wasser kann die Ratte die Nasenlöcher verschließen und über zwei Minuten ohne Luftholen tauchen (Weiß-Geißler, 2004). Die Trachea ist dorsoventral leicht abgeflacht, die Knorpelspannen werden durch die Ligamenta anularia verbunden. Auf den Trachealspannen befindet sich der M. trachealis. Die Lungen der Ratte und der Maus werden in eine rechte und in eine linke unterteilt. Die linke Lunge besitzt einen einzigen Lappen, die rechte voluminösere Lunge vier Lappen (kranial, medius, kaudal und accessorius) (Mütschard, 2015g). Im Gegensatz zu Ratte und Maus weist die linke Lunge drei Lappen und die rechte Lunge vier Lappen auf (Williams, 1974).

Frettchen

Die oberen und unteren Atemwege von Frettchen haben mehrere Ähnlichkeiten mit denen der Menschen. Frettchen sind wie die meisten anderen Säugetiere, mit Ausnahme der Primaten, obligatorische Nasenatmer. Die Nasenhöhle ist in einen rechten und linken Nasengang unterteilt und hat dorsale und ventrale Nasenmuscheln (Johnson-

Delaney&Orosz, 2011b). Frettchen haben eine Trachea mit 60-70 Knorpelspannen. Die langgezogene Form der Lunge lässt diese dorsal bis zum elften Interkostalraum reichen. Die linke Lunge hat zwei Lappen (cranial und caudal), die rechte Lunge hingegen hat vier Lappen (cranial, medial, caudal und accessorius) (Fehr et al., 2015a; Mütschard, 2015f).

2.2.5 Harnorgane

Kaninchen, Meerschweinchen, Chinchillas und Degus haben einen besonderen Kalziumstoffwechsel (Kamphues, 1991; Göbel et al., 2005; Donnelly, 2011; Ewringmann, 2016). Kalzium wird nicht bedarfsorientiert, sondern nahrungsabhängig resorbiert. Überschüssiges Kalzium wird bei den meisten Tieren, wie auch bei Chinchillas und Degus, über den Kot ausgeschieden, bei Kaninchen und Meerschweinchen über die Nieren (Kamphues, 1991; Göbel et al., 2005; Fromm&Gäbel, 2010; Donnelly, 2011; Ewringmann, 2016).

Kaninchen

Kaninchen haben glatte, einwarzige, bohnenförmige Nieren, wobei sich die linke Niere extrathorakal, die rechte Niere hingegen fast komplett intrathorakal befindet (Hoffmann, 1956a; Brewer, 2006). Die Nieren sind nicht von der Bauchfellhöhle umschlossen und liegen retroperitoneal (Wingerd, 1985). Laut Brewer und Cruise (1994b) und Donnelly (2011) haben die Kaninchen und die Nagetiere unipapilläre Nieren, alle anderen Säugetiere besitzen multipapilläre Nieren (Krause, 1884; Donnelly, 2011). Kaninchen haben die Möglichkeit einer Autoregulation der Nierenfunktion (Brewer&Cruise, 1994b; Ewringmann, 2016). Die Nieren setzen sich zusammen aus der Nierenkapsel, dem Hilus, dem Sinus renalis, dem Pelvis renalis, dem Cortex renalis und der Medulla renalis (Brewer, 2006). Die Harnblase hat die Form einer Birne und eine sehr dünne Wand. Die kurze Urethra der weiblichen Tiere mündet dorsal von dem Scheideneingang, hinter der Clitoris, nach außen. Die Harnröhre der männlichen Tiere ist schmal mit einer kurzen Pars prostatica und einer langen Pars membranacea und endet an der Penisspitze (Krause, 1884). Die Nebennieren befinden sich medial des jeweiligen kranialen Nierenpols, haben eine rundliche bis ovale Form. Direkt bei den Nebennieren verläuft die V. vasa caudalis (Hoffmann, 1956a; Wingerd, 1985).

Meerschweinchen, Chinchilla und Degu

Die Anpassungsfähigkeit der Nagetiere an verschiedene Umgebungen erfordert umfangreiche anatomische und physiologische Besonderheiten. Es wird vermutet, dass Nagetiere, die in trockenen Umgebungen heimisch sind, größere Nieren haben als andere Nagetierarten (Diaz et al., 2006).

Die bohnenförmigen Nieren des Meerschweinchens liegen beidseits retroperitoneal, von dichtem Fettgewebe umgeben, ventral von der Lendenwirbelsäule (Cooper&Schiller, 1975a; Göbel et al., 2005; Drescher&Hamel, 2012). Die linke Niere liegt weiter kaudal und reicht bis zum dritten Lendenwirbel, die rechte Niere hingegen befindet sich weiter kranial und reicht bis zum zweiten Lendenwirbel (Cooper&Schiller, 1975a; Drescher&Hamel, 2012). Die Niere unterteilt sich in Nierenrinde und -mark. In das große Pelvis renalis mündet die Papilla renalis (Cooper&Schiller, 1975a; Drescher&Hamel, 2012). Die Nebennieren liegen kraniomedial der Nieren (Cooper&Schiller, 1975a). Die Harnblase ist sehr dünnwandig, birnenförmig und je nach Füllungszustand erbsen- bis kirschgroß (Cooper&Schiller, 1975a; Drescher&Hamel, 2012). Die weibliche Harnröhre mündet in dem kurzen Vestibulum vaginae (Mütschard, 2015d). Die Harnröhre der männlichen Tiere wird in die Pars pelvina und Pars spongiosa gegliedert, die an der Beckensymphyse ineinander übergehen (Cooper&Schiller, 1975a).

Nach einer Studie von Ferrari et al. (2013) liegen die Nieren von Chinchillas retroperitoneal, die rechte Niere liegt weiter kranial als die linke Niere. Sie haben eine einzige Papille, kortikale und medulläre Bereiche können gut voneinander abgegrenzt werden. Sie befinden sich im Bereich des ersten und zweiten Lendenwirbels. Die Harnröhre mündet von der Vagina getrennt in einem kleinen Zapfen kranial von der Vaginalöffnung nach außen. Die Nebennieren liegen am kraniomedialen Ende der Nieren (Mütschard, 2015e).

Anatomisch relevante Angaben über den Harnapparat von Degus konnten trotz intensiver Literaturrecherche kaum gefunden werden. Die Nieren der Degus sind bohnenförmig, einwarzig und glatt mit einem gut ausgebildetem Nierenmark und Nierenbecken (Fonda&Horst, 1976).

Ratte, Maus, Gerbil und Hamster

Die Nieren der Kleinnager sind glatt, einwarzig und bohnenförmig (Ruedlinger, 1974; Isenbügel, 1985; Komarek, 2000; Mütschard, 2015g). Die linke Niere befindet sich im extrathorakalen Bereich weiter kaudal als die rechte (Mütschard, 2015g). Die rechte Niere der Ratte liegt zwischen dem ersten und dritten Lendenwirbel, die linke Niere liegt eine halbe Nierenlänge weiter kaudal (Hebel&Stromberg, 1986). Die Einteilung der Niere in Nierenbecken und Nierenmark entspricht der anderer Haussäugetiere. Am Hilus der Niere mündet das Pelvis renalis in den Ureter (Hebel&Stromberg, 1986).

Die Nebennieren der Ratte und der mongolischen Rennmaus lassen sich ebenfalls am kraniomedialen Rand der Nieren finden (Ruedlinger, 1974; Hebel&Stromberg, 1986; Komarek, 2000).

Die Harnblasenwand der Ratte und der Maus ist ungewöhnlich dick. Gemeinsam mit der

Fossa clitoridis mündet beim weiblichen Tier die Harnröhre auf einer Papille im ventralen Schamwinkel (Mütschard, 2015g).

Das Nierenbecken des Gerbils ist trichterförmig und hat eine zapfenförmige Papilla renalis. Die Harnleiter verlassen die Niere am Hilus und münden dorsal in die Harnblasenwand, die in gefüllter Gestalt eine kugelförmig ist und in die Bauchhöhle hineinragt. Die Harnröhre mündet ventral der Vulva auf einem konischen Vorsprung. Die männliche Harnröhre wird in zwei Abschnitte unterteilt, das weite Beckenstück und das enge Penisstück (Ruedlinger, 1974; Isenbügel, 1985).

In gefülltem Zustand erreicht die Harnblase des Hamsters erbsengröße. Ventral von der Vagina mündet die Harnröhre des Tieres separat nach außen. Die Harnröhre der männlichen Tiere legt sich mit dem Samenleiter zusammen, diese münden ventral vor der Penisspitze. Die Nebennieren liegen auch bei dem Hamster am kranialen Nierenpol (Mütschard, 2015c).

Frettchen

Die extrathorakal und retroperitoneal liegenden Nieren sind glatt, einwarzig und bohnenförmig (Hoffmann, 1956b). Sie liegen der Lendenmuskulatur an (Evans&An, 2014). Die rechte Niere befindet sich in der Umgebung des 14. Thorakalwirbels. Sie liegt dem Processus caudatus der Leber an. Dem Pankreas benachbart, auf Höhe des Hilus der rechten Niere, befindet sich die linke Niere, die sowohl die Milz als auch die große Magen-Kurvatur mit ihrer kraniallateralen Oberfläche berührt. Die linke Niere wird medial von der Vena cava caudalis benachbart (Hoffmann, 1956b). Kraniomedial des kranialen Pols der jeweiligen Niere liegen die Nebennieren. Die linke Nebenniere hat eine ovale Form, die rechte eher eine längliche (Bakthavatchalu et al., 2016). Je nach Füllungsgrad unterscheiden sich die Form sowie die Größe der Harnblase. Mit einem Durchmesser von 1 cm kann die Harnblase ca. 10 ml aufnehmen. Die Blasenwand ist sehr dünn (Orcutt, 2003; Evans&An, 2014). Ist die Harnblase gefüllt, kann sie bis weit in die Bauchhöhle reichen (Mütschard, 2015f). Jeder Harnleiter verläuft entlang der ventralen Seite des Psoas-Muskels und mündet unmittelbar kaudal zum Blasenhalss in die dorsolaterale Oberfläche der Blase (Orcutt, 2003). Sympathische, als auch parasymphatische Nerven lösen Kontraktionen der Blase aus, bei anderen Säugetieren geht dies nur von den parasymphatischen Nerven aus (Orcutt, 2003).

2.2.6 Reproduktionsorgane

Kaninchen

Männliche Geschlechtsorgane: Die paarig angelegten Hoden steigen im Alter von 10 Wochen aus dem Abdomen in das Skrotum, einer haarlosen Aussackung (Elliott&Lord, 2014). Diese wird auch als Skrotaltasche bezeichnet. Der Leistenkanal steht mit der Bauchhöhle in offener Verbindung, sodass die Hoden zurückgezogen werden können (Krause, 1884). Die Hoden sind lang und schmal (Krause, 1884). Die Tunica albuginea

umgibt den Hoden als äußere Hülle (Wingerd, 1985). Der Hoden geht in die längliche Epididymis (Nebenhoden) über, die in Caput und Cauda unterteilt wird (Krause, 1884). Nahe der Einmündung der Urethra befinden sich die akzessorischen Geschlechtsdrüsen: die Samenblase, Prostata und Bulbourethraldrüsen (Janiak, 1971). Die Geschlechtsreife tritt mit dem dritten bis sechsten Monat ein, abhängig von der Größe des Tieres (Vella&Donnelly, 2011).

Weibliche Geschlechtsorgane: Nach Krause (1884) liegen die Ovarien auf Höhe des vierten Lendenwirbels. Sie haben eine ovale Form (Krause, 1884; Brewer&Cruise, 1994a) und ihre Länge ist doppelt so groß wie ihre Breite (Krause, 1884). Die Oberfläche wird durch die gebildeten Funktionskörper höckerig (Krause, 1884). Der Uterus der Kaninchen stellt einen Uterus duplex dar. Das heißt er hat zwei Uterushörner, die voneinander getrennt sind, und keinen gemeinsamen Uteruskörper (Brewer, 2006; Donnelly, 2011; Ewringmann, 2016). Die Uteruswand hat eine dicke muskulöse Schicht. Beide Uteri münden in die Vagina simplex (Popesko, 2003; Brewer, 2006). Ebenso haben Kaninchen zwei Cervices (Cervix duplex), die in die Vagina münden, welche in der Vulva endet (Janiak, 1971).

In der Literatur wird der Eintritt in die Geschlechtsreife mit unterschiedlichen Angaben belegt. Laut Ewringmann (2016) mit etwa drei Monaten, bei großen Rassen etwas später. Janiak (1971) hingegen spricht von einem Eintritt mit fünf bis acht Monaten, abhängig von dem Geburtsmonat der Tiere. Die Ovulation wird wie bei Frettchen und Katzen durch einen externen Reiz induziert (Vella&Donnelly, 2011) oder direkt durch den Deckakt (Kraus, 1984). Gegenseitiges Bespringen der Kaninchen und das Streicheln und Herumtragen kann ebenfalls zur Ovulation mit nachfolgender Scheinträchtigkeit (Pseudogravidität) führen (Kötsche&Gottschalk, 1990; Ewringmann, 2016). Eine Trächtigkeit dauert ca. 31 Tage, die Jungtiere werden unreif (als Nesthocker) geboren (Fehr et al., 2015b; Ewringmann, 2016).

Meerschweinchen

Männliche Geschlechtsorgane: über den Leistenkanal wandern die Hoden ab einem Alter von sechs Wochen aus dem Abdomen in die Skrotaltaschen, zwei Ausbuchtungen (Cooper&Schiller, 1975a; Drescher&Hamel, 2012; Ewringmann&Glöckner, 2012; Fehr et al., 2015b). Der Leistenkanal der Meerschweinchen ist sehr weit, die Hoden können zurück in die Bauchhöhle gezogen werden (Isenbügel, 1985; Drescher&Hamel, 2012). Der Nebenhoden wird unterteilt in Caput, Corpus und Cauda (Cooper&Schiller, 1975a). Ein großer Fettkörper umgibt den Hoden und den Nebenhoden (Drescher&Hamel, 2012). Im Penis befindet sich ein dünner, langer Penisknochen (Drescher&Hamel, 2012). Zu den akzessorischen Geschlechtsdrüsen zählen die paarige Glandula vesicularis (Cooper&Schiller, 1975a; Drescher&Hamel, 2012), die aus drei paarigen Lappen bestehende Prostata (Cooper&Schiller, 1975a; Drescher&Hamel, 2012), die paarigen Glandulae

coagulationae und die paarigen Glandulae bulbourethrales (Cooper&Schiller, 1975a). Die Geschlechtsreife tritt mit der achten bis zehnten Lebenswoche ein. Bei Meerschweinchen ist die Geschlechtsbestimmung in jedem Alter möglich. Der Penis lässt sich aus dem Präputium ausschachten. Beim männlichen Tier ist außerdem der Abstand zwischen der Anal- und Genitalöffnung größer als beim weiblichen Tier (Quesenberry et al., 2004; Drescher&Hamel, 2012).

Weibliche Geschlechtsorgane: Kaudal des hinteren Nierenpols liegen die Ovarien, die eine längsovale Form und ein höckeriges Aussehen haben. Sie liegen in der Bursa ovarica (Cooper&Schiller, 1975a; Drescher&Hamel, 2012). Aufgrund der Fetteinlagerungen in den kurzen Haltebändern der Ovarien sind diese bei einer chirurgischen Ovariectomie von ventral schwierig zu erreichen. Hierfür wird die Methode mit dem Flankenschnitt gewählt. Ventral der langen Rückenmuskulatur wird ein paralleler Schnitt vom Rippenbogen bis 2 cm nach kaudal gezogen. Nach einer stumpfen Präparation der Muskulatur und dem Eröffnen der Bauchhöhle ist der Fettkörper mit dem darin enthaltenen Eierstock sichtbar und kann abgesetzt werden. Der Schnitt wird schichtweise mit Einzelheften und resorbierbarem Nahtmaterial verschlossen (Fehr et al., 2015b). Meerschweinchen haben einen Uterus bicornis (Cooper&Schiller, 1975a; Nachtigall, 1995; Drescher&Hamel, 2012). Die Hörner laufen gemeinsam in eine einheitliche Zervix aus (Cooper&Schiller, 1975a). Meerschweinchen sind polyöstrisch. Die Neugeborenen kommen als Nestflüchter auf die Welt, weshalb die Dauer der Trächtigkeit mit 68 Tagen recht lang ist (Drescher&Hamel, 2012; Fehr et al., 2015b). Ab dem 30. Trächtigkeitstag beginnt die dehnungsfähige Beckensymphyse sich zu öffnen (Ewringmann&Glöckner, 2012). Drescher und Hamel (2012) sprechen ab dem letzten Trächtigkeitstritt von einer Lockerung der Beckensymphyse.

Chinchilla

Männliche Geschlechtsorgane: Die doppelt angelegten ovalen Hoden sind relativ schmal, aber lang und in Fettgewebe eingelagert. Bis zur Pubertät werden sie im Leistenkanal gehalten, danach steigen sie in den Ausstülpungen (Bursa testicularis) ab (Dellmann, 1961; Călămar et al., 2014). Ein Skrotum ist nicht nachweisbar. Der Nebenhoden besteht aus Caput und Cauda (Dellmann, 1961). Der Penis besteht aus einem festen Teil, der sich von der Peniswurzel bis zum Ende der Vorhaut dehnt und einem freien Teil, das auf dieser Ebene beginnt und sich bis zur Drüse erstreckt (Călămar et al., 2014). Zu den akzessorischen Geschlechtsdrüsen gehören die Glandulae seminales und die paarige Prostata (Călămar et al., 2014). Die Geschlechtsreife tritt mit einem Alter von fünf bis sechs Monaten ein (Ewringmann&Glöckner, 2012).

Weibliche Geschlechtsorgane: Die Ovarien befinden sich am hinteren Nierenpol, außerhalb der Bursa ovarica (Mütschard, 2015e). Der Uterus duplex besitzt zwei Uterushälse, die

jeweils mit einem Ostium uteri externum in der Vagina simplex münden (Tibbitts&Hillemann, 1959). Die Uterushäse sind kaudal durch ein Band, das Ligamentum intercornuale, miteinander verbunden (Mütschard, 2015e). Die Geschlechtsreife tritt mit einem Alter von vier bis sechs Monaten ein. Chinchillas sind polyöstrisch. Die Trächtigkeit beim Chinchilla beträgt 111 Tage. Die Neugeborenen kommen als Nestflüchter auf die Welt (Ewringmann&Glöckner, 2012; Fehr et al., 2015b).

Degu

Männliche Geschlechtsorgane: Auch bei den Degus ist kein Skrotum ausgebildet. Die Hoden befinden sich, von außen durch den perianalen Kreis gekennzeichnet, in einem schwach behaartem Hautbezirk mit einer rauen Oberfläche (Fehr et al., 1994). Darin befinden sich auch die Nebenhoden (Contreras&Bustos-Obregon, 1980). Kranial dieses perianalen Kreises befindet sich der Penis im Präputium (Contreras&Bustos-Obregon, 1980; Fehr et al., 1994). Zu den akzessorischen Geschlechtsdrüsen zählen die paarigen Glandulae prostaticae, die Glandulae vesiculares und die paarigen Glandulae bulbourethrales (Weir, 1974; Contreras&Bustos-Obregon, 1980; Hummer et al., 2007).

Weibliche Geschlechtsorgane: Die Oberfläche der in der Nähe des kaudalen Nierenpols liegenden Eierstöcke ist glatt (Weir&Rowlands, 1974). Auch Degus haben einen Uterus duplex. Diese sind im kaudalen Bereich von einem Ligamentum intercornuale verbunden, münden aber jeweils mit einer eigenen Zervix in die Vagina (Ewringmann&Glöckner, 2012). Beim weiblichen Degu mündet die Harnröhre auf einem Harnröhrenzapfen, der bei der Geschlechtsbestimmung mit dem Penis verwechselt werden kann. Weibliche Degus sind mit acht bis zehn Wochen geschlechtsreif. Sie sind polyöstrisch und haben eine Trächtigkeitsdauer von 85-93 Tagen (Ewringmann&Glöckner, 2012; Fehr et al., 2015b).

Ratte, Maus, Gerbil und Hamster

Männliche Geschlechtsorgane: Auch bei diesen Kleinnagern ist der Leistenkanal sehr weit und die Hoden können in die Bauchhöhle zurückgezogen werden (Hebel&Stromberg, 1986; Komarek, 2000). Die Hoden befinden sich extraabdominal (Hebel&Stromberg, 1986). Im Vergleich zur Größe der Tiere sind die Hoden sehr groß und schwellen zur Brunstzeit an (Mütschard, 2015a).

Auch bei den Kleinnagern ist ein Penisknochen eingelagert (Ruedlinger, 1974; Hebel&Stromberg, 1986). Die akzessorischen Geschlechtsdrüsen der Ratte sind die paarige Glandula vesicularis, die Glandulae ampullae, die Prostata, die paarige Glandula bulbourethralis und die Koagulationsdrüse (Hebel&Stromberg, 1986). Die Tiere sind mit vier bis sechs Wochen geschlechtsreif (Ewringmann&Glöckner, 2014). Die akzessorischen Geschlechtsdrüsen der Maus sind die paarige Glandula vesicularis, die paarige Prostata und

die Glandula bulbourethralis (Mütschard, 2015a). Die Geschlechtsreife tritt mit einem Alter von vier bis sechs Wochen ein (Ewringmann&Glöckner, 2014).

Die akzessorischen Geschlechtsdrüsen des Gerbils sind die Glandulae ampullae, die paarige Glandula vesicularis, die Prostata und die paarige Glandula bulbourethralis (Ruedlinger, 1974). Die Geschlechtsreife der Gerbils tritt mit sieben bis acht Wochen ein (Ewringmann&Glöckner, 2014).

Die akzessorischen Geschlechtsdrüsen des Hamsters sind die Glandulae ampullae, die paarige Glandula vesicularis, die paarig angelegte Prostata und die paarig angelegte Glandula bulbourethralis (Mütschard, 2015a).

Weibliche Geschlechtsorgane: Die Ovarien zeigen bedingt durch die Tertiärfollikel und Gelbkörper eine himbeerförmige Gestalt. Sind diese nicht ausgebildet, haben die Ovarien eine ovale Form. Die vollständig geschlossene Bursa ovarica umgibt die Ovarien komplett. Beide Ovarien der Ratte und des Gerbils liegen im Bereich des fünften und sechsten Lendenwirbels, das linke Ovar befindet sich kaudaler als das rechte (Böttger et al., 1976; Hebel&Stromberg, 1986). Bei der Ratte ist ein Uterus duplex ausgebildet (Johnson, 1970; Böttger et al., 1976; Hebel&Stromberg, 1986). Kaudal liegen die Uterushörner dicht nebeneinander und werden durch das Ligamentum intercornuale verbunden (Böttger et al., 1976). Jederseits ist eine Zervix ausgebildet, die dicht nebeneinander in die Vagina münden (Hebel&Stromberg, 1986; Mütschard, 2015g).

Im Gegensatz zur Ratte besitzen die Maus und der Gerbil ein kurzes Corpus uteri und die Zervix ist einheitlich (Isenbügel, 1985; Mütschard, 2015a). Die Zervix des Hamsters ist im Uterusbereich noch getrennt, weshalb beidseits ein Ostium uteri internum ausgebildet ist. Im kaudalen Bereich ist sie allerdings ungeteilt und mündet mit nur einem Ostium uteri externum in die Vagina. Die Tragzeit von Maus und Ratte beträgt 21 Tage, sie sind ganzjährig polyöstrisch (Ewringmann&Glöckner, 2014; Mütschard, 2015g). Der Gerbil hat einen polyöstrischen Zyklus. Die Trächtigkeit liegt bei 24-28 Tagen (Ruedlinger, 1974; Isenbügel, 1985). Eine Trächtigkeit beim Hamster dauert 15-18 Tage. Befindet sich das Tier im Östrus wird ein dünner, durchsichtiger Schleim aus der Vulva abgesondert (Ewringmann&Glöckner, 2014; Fehr et al., 2015b).

Frettchen

Männliche Geschlechtsorgane: Die Hoden des Frettchens ähneln denen der Katze, während der Penis dem des Hundes ähnelt. Ventral des Anus befindet sich das Skrotum. Der Peniskörper ist nicht sichtbar, aber aufgrund des J-förmigen Os penis (der dorsal der Harnröhre liegt) leicht fühlbar. Die Prostata des Frettchens stellt die einzige akzessorische Geschlechtsdrüse dar, sie befindet sich an der Basis der Harnblase und umgibt die

Harnröhre (Jacob&Poddar, 1986; Capello&Lennox, 2006; Evans&An, 2014). Im ersten Frühjahr nach ihrer Geburt sind die Frettchen mit einem Alter von acht bis 12 Monaten geschlechtsreif (Fehr et al., 2015a).

Weibliche Geschlechtsorgane: Die paarigen Ovarien befinden sich kaudal der Nieren (Evans&An, 2014). Die Bursa ovarica ist nicht gut entwickelt (Capello&Lennox, 2006). Frettchen haben einen Uterus bicornis, der aus zwei langen Hörnern besteht. Die Uterushörner weiblicher Frettchen sind lang und verschmelzen unmittelbar vor dem Gebärmutterhals zu einem kurzen Körper (Capello&Lennox, 2006; Evans&An, 2014; Fehr et al., 2015a). Die Vulva erscheint als kleiner Spalt einige Millimeter kranial der Analöffnung. Östrus- oder Hormonstimulationen aufgrund einer Nebennierenerkrankung oder im normalen Zyklus können zu einer signifikanten Vergrößerung der Vulva führen (Capello&Lennox, 2006). Weibliche Frettchen haben eine induzierte Ovulation. Im Alter von etwa sechs bis neun Monaten werden sie geschlechtsreif (Capello&Lennox, 2006). Fähen haben einen saisonal polyöstrischen Zyklus und eine Tragzeit von 41-42 Tagen (Fehr et al., 2015a).

2.3 Haltung und Fütterung von Kleinsäugetern

Das Tierschutzgesetz betont in § 1 die Verantwortung des Menschen, "das Leben und das Wohlbefinden von Tieren als Mitgeschöpfe zu schützen. Keinem Tier dürfen ohne vernünftigen Grund Schmerzen, Leiden oder Schäden zugefügt werden. Um das Tier seiner Art entsprechend angemessen zu ernähren, zu pflegen und verhaltensgerecht unterbringen zu können bedarf es erforderliche Kenntnisse und Fähigkeiten der Person, die ein Tier hält, betreut oder zu betreuen hat " (TierSchG § 2) (Tierschutzgesetz, 2006). Durch Fehler in der Haltung, Unterbringung oder Fütterung entstehen viele Erkrankungen der Heimtiere (Hollmann, 1988, 1997). Dabei unterscheiden sich die einzelnen Tierarten in ihren Anforderungen und Bedürfnissen. Einige Arten fühlen sich nur in einer Gruppenhaltung wohl (Fehr et al., 2015b), andere wiederum bevorzugen die solitäre Lebensweise (Döring&Schneider, 2017). Eine artspezifische Fortbewegung beinhaltet Laufen, Klettern, Springen und Graben. Diese Bewegungsweisen sind in den handelsüblichen Käfigen oft sehr eingeschränkt (Hollmann, 1997). Aus tierartspezifischen Unterschieden abgeleitete Empfehlungen zur Haltung und Fütterung sind im Folgenden dargestellt.

2.3.1 Haltungsempfehlungen

Kaninchen

Kaninchen sind dämmerungsaktive Tiere (Mykytowycz, 1958). Sie sind sehr sozial und sollten in Gruppen leben. Die Kolonien wildlebender Kaninchen setzen sich aus gemischtgeschlechtlichen Gruppen zusammen, die aus einem adulten Männchen, mehreren Weibchen und zahlreichen Jungtieren bestehen (Görner&Hackethal, 1988). Morgenegg

(2000) empfiehlt eine Gruppe von drei bis fünf Tieren. Bei Gruppen aus ausschließlich weiblichen Tieren kommt es häufig zu Rangordnungskämpfen. Mögliche empfehlenswerte Kombinationen sind ein kastrierter Bock mit ein bis drei Häsinnen oder zwei kastrierte Böcke mit zwei bis vier Häsinnen (Morgenegg, 2000). Eine gemeinsame Haltung von Kaninchen mit Meerschweinchen ist nicht geeignet, hier kann es aufgrund der unterschiedlichen Bedürfnisse und verschiedenen Wege der Kommunikation zu Verhaltensstörungen kommen (Drescher&Hamel, 2012; Döring&Schneider, 2017).

Die Mindestgröße für Wohnungskäfige soll laut der Tierärztlichen Vereinigung für Tierschutz (TVT) 150 cm Länge x 60 cm Breite x 50 cm Höhe ausmachen. Morgenegg (2003) empfiehlt sechs Quadratmeter für zwei Tiere und weitere zwei Quadratmeter für jedes weitere Tier. Auch Ewringmann (2016) fordert eine Mindestgröße von zwei bis drei Quadratmeter pro Tier. Darüber hinaus ist täglicher Freilauf zu ermöglichen (Hollmann, 1997; Morgenegg, 2003; Tierärztliche Vereinigung Für Tierschutz (Tvt) E.V., Stand September 2019). Das Minimum der Auslauffläche beträgt 3500 cm² Bodenfläche für ein Einzeltier oder Paar und orientiert sich am Endgewicht der Tiere (E T S, 2006). Versteck- und Unterschlupfmöglichkeiten mit zwei Ein- und Ausgängen tragen zum Sicherheitsgefühl der Tiere bei und sollten dem Tier ermöglichen sich darin umdrehen zu können. Erhöhte Ebenen geben ihnen die Möglichkeit die Umgebung zu erkunden. Für das Enrichment können Spielzeuge wie Äste oder Heuballen zur Verfügung gestellt werden (Morgenegg, 2000; Döring&Schneider, 2017). Pappkartons, Papiertüten und Spielzeuge mit Futter gefüllt beschäftigen die Tiere (Döring&Schneider, 2017). Interaktion mit Menschen führt zu weiterer Abwechslung (Döring&Schneider, 2017).

Als Einstreu empfiehlt Morgenegg (2003) Rindenmaterial und Heu. Die TVT empfiehlt Hobelspäne, Stroh- und Hanfpellets (Tierärztliche Vereinigung Für Tierschutz (Tvt) E.V., Stand September 2019). Die Einstreu sollte staubfrei sein. Für die Haltung von zwei Kaninchen im Freien rät die TVT eine Mindestgröße von sechs bis acht Quadratmetern. Jedes weitere Kaninchen benötigt weitere zwei bis drei Quadratmeter. Im Winter müssen die Tiere ihre Körpertemperatur durch Bewegung aufrechterhalten. Der Auslauf muss auf die unterschiedlichen Witterungsbedingungen ausgelegt sein. Der Standort sollte teilweise besonnt, aber auch schattig und von mindestens zwei Seiten einsehbar sein. Ein geschützter Unterschlupf als Käfig im Freilauf darf nicht fehlen. Um die Neigung der Kaninchen, ausgiebig zu graben, zu unterstützen, werden Erdhügel oder Grabsubstrat empfohlen (Morgenegg, 2003; Döring&Schneider, 2017; Tierärztliche Vereinigung Für Tierschutz (Tvt) E.V., Stand September 2019). Die optimale Umgebungstemperatur liegt bei 18°C, Temperaturen über 25°C sind kritisch (Fehr et al., 2015b).

Meerschweinchen, Chinchilla und Degu

Meerschweinchen, Chinchillas und Degus sind obligat soziale Tiere und sollten nie einzeln gehalten werden (Morgenegg, 2003; Ewringmann&Glöckner, 2012; Döring&Schneider, 2017). Bei Meerschweinchen wird kein deutlicher Tag-Nachtrhythmus beobachtet (Labortierhaltung, 2008). Wildmeerschweinchen leben territorial in polygynen Systemen (King, 1956; Asher et al., 2004). Laut Morgenegg (2003) empfiehlt es sich, nicht weniger als drei Meerschweinchen in einer Gruppe zu halten, damit sie ihre Verhaltensweisen ausleben können.

Die Gruppenhaltung von Weibchen stellt kaum Probleme dar, wohingegen Auseinandersetzungen unter den Männchen problematisch werden können (Labortierhaltung, 2008). Ein dominantes Männchen kann bis zu sieben Weibchen in seiner Gruppe haben (Döring&Schneider, 2017). Chinchillas sind nacht- und dämmerungsaktiv. In der Natur leben Chinchillas in Kolonien von zwei bis fünf Tieren, einem Bock, seinem Weibchen und den Jungtieren (Döring&Schneider, 2017). Bei ausreichend Platzangebot ist eine Gruppenhaltung getrennt nach Geschlechtern möglich. Degus sind tagaktiv und sehr revierbezogen. Die wilden Verwandten leben in Familienverbänden, die aus einem männlichen und mehreren weiblichen Tieren bestehen (Döring&Schneider, 2017). Es empfiehlt sich eine Haltung von mindestens zwei Tieren, wobei sowohl gleichgeschlechtliche (Geschwistertiere), als auch ein Bock mit zwei bis drei Weibchen zusammengehalten werden können (Ewringmann&Glöckner, 2012; Döring&Schneider, 2017). Neuzugänge lassen sich in bereits bestehende Gruppen schwierig integrieren (Döring&Schneider, 2017).

Meerschweinchen bis 450 g Körpermasse sollten 1800 cm², ab 450 g Körpermasse 2500 cm² Fläche zur Verfügung haben, mit einer Käfighöhe von mindestens 23 cm. Besser eignen sich Meerschweinchenkäfige mit mindestens 4000 cm² (E Ü). Ewringmann und Glöckner (2012) empfehlen aufgrund des Aktivitätsradius der Tiere, die in freier Natur ca. 400 Quadratmeter umfasst, eine Mindestgröße von ein bis vier Quadratmeter pro Tier. Die TVT rät zu einer Mindestgröße von 120 cm Länge x 60 cm Breite x 50 cm Höhe für Meerschweinchen. Drescher und Hamel (2012) geben bei der Mindestgröße für zwei Tiere 120 cm x 60 cm x 45 cm an, bei jedem zusätzlichen weitere 0,3 m². Bei drei bis vier Tieren rät die Tierärztliche Vereinigung Für Tierschutz (Tvt) E.V. (Stand 2011) eine Fläche von mindestens sechs m². Am wohlsten fühlen sich die Tiere bei 20-22°C. Zusätzlich sollte ihnen täglicher Freilauf ermöglicht werden (Morgenegg, 2003; Drescher&Hamel, 2012; Tierärztliche Vereinigung Für Tierschutz (Tvt) E.V., Stand 2014a).

Die TVT (Tierärztliche Vereinigung Für Tierschutz (Tvt) E.V., Stand 2012) rät bei der Unterbringung von Chinchillas zu Volieren mit einem Mindestvolumen von drei m³ für zwei Tiere. Die Grundfläche liegt mindestens bei 50 cm Breite und 150 cm Höhe, für jedes weitere

Tiere sind 0,5 m³ erforderlich. Für eine dreidimensionale Gestaltung eignen sich Etagen. Als Einstreu bewähren sich Holzspäne oder Holzstreu. Katzenstreu kann durch Verklumpungen zu Problemen im Magen-Darm-Trakt führen, wenn es aufgenommen wird. Eine für Chinchillas angenehme Umgebungstemperatur liegt bei 15-21°C (Fehr et al., 2015b; Döring&Schneider, 2017; Tierärztliche Vereinigung Für Tierschutz (Tvt) E.V., Stand 2012).

Für bis zu vier Degus des gleichen Geschlechts empfiehlt die TVT eine Größe von 100 cm x 50 cm x 100 cm (Breite x Tiefe x Höhe), für je zwei weitere Tiere ist die Fläche um 50 % zu vergrößern. Die Ausstattung verschiedener Ebenen aus Brettern bietet zusätzlichen Platz (Döring&Schneider, 2017). Die Tiere benötigen Möglichkeiten zur Flucht und zum Ausweichen. Dafür können Häuschen, Röhren oder ähnliche Unterschlüpfen verwendet werden, die sich für Chinchillas auch zum Klettern und Benagen eignen. Hobelspäne, Stroh oder Heu eignen sich als Einstreu (Labortierhaltung, 2008; Döring&Schneider, 2017). Bei Degus dürfen eine mindestens 15 cm dicke Einstreuschicht aus Kleintierstreu, Heu und Stroh und ein ausreichend großes, geschlossenes Laufrad nicht fehlen (Fehr et al., 2015b; Tierärztliche Vereinigung Für Tierschutz (Tvt) E.V., Stand 2013a). Zusätzlich muss der Degu- und Chinchillakäfig mit einem Sandbad aus Spezielsand (Sepiolith oder Attapulgit) zur Pflege des feinen Fells, das nicht durch Talgdrüsen gepflegt wird, ausgestattet sein. Der Sand sollte alle drei bis vier Wochen gewechselt werden (Fehr et al., 2015b; Döring&Schneider, 2017). Der Käfig aller Tiere muss vor direkter Sonneneinstrahlung, Feuchtigkeit, Regen und Zugluft geschützt sein (Fehr et al., 2015b; Tierärztliche Vereinigung Für Tierschutz (Tvt) E.V., Stand 2012).

Ratte, Maus, Gerbil und Hamster

Diese Kleinnager, mit Ausnahme der meisten Hamsterarten, sind sehr soziale Tiere (Barnett, 1975; Ewringmann&Glöckner, 2014; Döring&Schneider, 2017). Ratten und Mäuse sind dämmerungs- bzw. nachtaktiv (Rauth-Widmann, 2000), Gerbils sind bei entsprechenden Temperaturen dämmerungsaktiv (Döring&Schneider, 2017).

Die nachtaktiven Hamster unterscheiden sich, je nach Art, in der Haltung. Während Goldhamster streng solitär sind, können Zwerghamster, vor allem Campbell-Zwerghamster unter Umständen in kleineren Gruppen leben. Hierbei ist die beste Kombination ein kastriertes Männchen mit einem oder mehreren Weibchen oder zwei Männchen (Albright&De Matos, 2010; Döring&Schneider, 2017). Gleichgeschlechtliche Gruppen können ebenfalls zusammen gehalten werden (Rauth-Widmann, 2000). Am besten lassen sie sich in Gruppen mit gemischter Altersstruktur halten (Rauth-Widmann, 2000; Döring&Schneider, 2017).

Am besten eignet sich bei Gerbils die Haltung von zwei Tieren. Die Anzahl der Tiere sollte immer durch zwei teilbar sein, wenn man mehrere Gerbils zusammenhalten möchte.

Mögliche Zusammenstellungen sind gleichgeschlechtliche Tiere, ein Pärchen mit einem kastrierten Männchen oder eine Familiengruppe (Döring&Schneider, 2017). Die revierbezogenen Rennmäuse verlieren ihren Familiengeruch sehr schnell. Aus diesem Grund sollte die Gruppe nie getrennt werden. Muss zum Beispiel ein Tier zum Tierarzt gebracht werden, sollten alle anderen Tiere mitgenommen werden (Ewringmann&Glöckner, 2014). Gemischtgeschlechtliche Gruppen sind möglich, dabei ist es wichtig männliche Tiere zu kastrieren (Döring&Schneider, 2017).

Größenangaben für Rattenkäfige werden häufig auf das Gewicht des Tieres bezogen. Mindestmaße für Käfige werden mit 800-1500 cm² x 18 cm Höhe angegeben, je nach Gewicht wird weiterer Platz für weitere Tiere benötigt (Fehr et al., 2015b). Die TVT gibt für die Käfiggröße von bis zu drei Ratten ein Mindestmaß von 100 x 50 x 100 cm (Länge x Breite x Höhe) oder als Etagenbau 80 x 50 x 120 cm an (Tierärztliche Vereinigung Für Tierschutz (Tvt) E.V., Stand 2014d).

Die Mindestmaße der TVT liegen für Mäuse bei 80 cm Länge x 50 cm Breite x 80 cm Höhe (Fehr et al., 2015b; Tierärztliche Vereinigung Für Tierschutz (Tvt) E.V., Stand 2013b). Die ideale Unterbringung für Gerbils wird von der TVT mit den Mindestmaßen 100 x 50 x 50 cm (Länge x Breite x Höhe), besser zwei bis drei m² (Döring&Schneider, 2017) und einem Gitteraufsatz von 30 cm Höhe für zwei Tiere festgelegt. Damit feste Tunnel gebaut werden können, muss die Einstreu mindestens 50 cm tief sein (Döring&Schneider, 2017). Den Tieren muss ein großes Laufrad zur Verfügung stehen (Fehr et al., 2015b; Tierärztliche Vereinigung Für Tierschutz (Tvt) E.V., Stand 2014e).

Goldhamster benötigen eine Käfiggröße von mindestens 60 x 40 x 30 cm (Fehr et al., 2015b). Die TVT gibt eine Mindestgröße von 100 x 50 x 50 cm (Länge x Breite x Höhe) an, mit einer mindestens 20 cm tiefen grabfähigen Bodenschicht. Bei Temperaturen von 20-23° C fühlen sich Hamster am wohlsten (Tierärztliche Vereinigung Für Tierschutz (Tvt) E.V., Stand 2013c, Stand 2014c).

Zum Enrichment müssen sich Tränken, Futternäpfe, Schlafhäuschen, Äste zum Klettern, Holz und Papprohren im Käfig befinden. Stroh, Heu oder Kleintierstreu steht als Einstreu zur Verfügung. Geschlossene Laufräder in der richtigen Größe (Durchmesser größer als 30 cm) können angeboten werden. Zu kleine Laufräder führen zu Fehlstellungen und Verletzungen des Schwanzes (Fehr et al., 2015b; Döring&Schneider, 2017; Tierärztliche Vereinigung Für Tierschutz (Tvt) E.V., Stand 2013b, Stand 2014d). Gerbils und Hamster benötigen zum Entfetten des Fells wie Chinchillas ein Sandbad. Dabei sollte Sepiolith oder Attapulgit als Substrat verwendet werden (Fehr et al., 2015b; Döring&Schneider, 2017; Tierärztliche Vereinigung Für Tierschutz (Tvt) E.V., Stand 2014e).

Frettchen

Wie ihre wildlebenden Verwandten, die Iltisse, sind Frettchen dämmerungsaktiv (Bullock&Tynes, 2010). Auch Frettchen zählen zu den sozialen Tieren, die eine Paarhaltung oder eine Haltung in einer große Gruppe bevorzugen (Fehr et al., 2015b; Döring&Schneider, 2017). Für die Gruppenzusammenstellung gibt es keine besonderen Empfehlungen. Die gemeinsame Haltung mit einer Katze ist abzulehnen (Döring&Erhard, 2015).

Den Tieren sollte eine Grundfläche von mindestens 1-4 m³ geboten werden (Fehr et al., 2015b). Die Grundfläche des Käfigs sollte 2 m² pro Tier nicht unterschreiten (Fehr et al., 2015a). Die TVT empfiehlt eine große Einrichtung mit einer Fläche, die mindestens sechs m² pro Paar aufweist, und eine Mindesthöhe von 1,5 m. Zusätzlich benötigt jedes weitere Tier 1 m² (Tierärztliche Vereinigung Für Tierschutz (Tvt) E.V., Stand 2014b). Kletter- und Laufmöglichkeiten sowie Rückzugs- und Spielgelegenheiten dienen dem Enrichment. Als Unterschlupf eignen sich Holzhäuser, Röhren oder Pappkartons und auch Hängematten (Fehr et al., 2015a; Döring&Schneider, 2017). Die Tiere benötigen viel Beschäftigung und die Spielzeuge sollten oft gewechselt werden, da sonst schnell Langeweile eintritt. Der Mensch kann zwar als Spielpartner dienen, ersetzt jedoch keinen Artgenossen (Fehr et al., 2015a; Fehr et al., 2015b). Bei Temperaturen zwischen 0 und 30 °C ist eine Außenhaltung möglich. Sinken die Temperaturen unter –5 °C wird eine Wärmezufuhr notwendig (Fehr et al., 2015b). Das Gehege muss eine Grundfläche mit 3 m² / Tier haben. Der Standort sollte vor direkter Sonneneinstrahlung sowie vor Regen und Schnee geschützt und ausbruchssicher sein (Fehr et al., 2015a; Döring&Schneider, 2017).

2.3.2 Fütterungsempfehlungen

In diesem Kapitel weicht die Unterteilung der verschiedenen Spezies von den vorherigen Kapiteln ab. Die Zuordnung der Kleinsäuger erfolgt nach ernährungsphysiologischen Aspekten.

Kaninchen, Meerschweinchen, Chinchilla und Degu

Kaninchen, Meerschweinchen, Chinchilla und Degu zählen zu den herbivoren/folivoren Spezies, das heißt, sie sind Pflanzen- bzw. Blattfresser (Hirakawa, 2001; Ewringmann&Glöckner, 2012; Grant, 2014; Proenca&Mayer, 2014; Ewringmann, 2016). Wildkaninchen ernähren sich hauptsächlich von Wildgräsern, Kräutern und Blättern, die in der Natur zu finden sind (Gidenne et al., 2010). Für den normalen Verdauungsvorgang ist eine circadiane, rohfaserreiche Futteraufnahme unabdingbar (Hollmann, 1988; Kötsche&Gottschalk, 1990). Durch die Aufnahme größerer Volumina gleichen sie geringe Nährstoffkonzentrationen im Futter aus. Kaninchen fressen am Tag 60-80 mal (Kötsche&Gottschalk, 1990).

Kaninchen, Meerschweinchen, Chinchilla und Degu benötigen als Pflanzenfresser

struktureiches Raufutter, das bei den Tieren sowohl für Beschäftigung als auch für den nötigen Zahnabrieb (Aneinanderreiben der jeweiligen Gegenspieler) sorgt und essenziell für die Verdauung ist. Das Raufutter muss in Form von Kräutern, Heu und Gras ad libitum zur Verfügung stehen und sorgt durch die entsprechende Aufnahme für einen ausreichenden Sättigungszustand (Methling&Unshelm, 2002). Zur Entleerung des Magens erfordert es das kontinuierliche Nachschieben von neuem Futter (Wolf, 2016). Pro Gramm Heu benötigen Kaninchen im Durchschnitt 12 Minuten, Meerschweinchen 15 Minuten und Chinchillas 20 Minuten zur Zerkleinerung (Wolf, 2016).

Die Nahrungszusammensetzung der Pflanzenfresser wird in Frischfutter, Heu, Nagematerial und Wasser eingeteilt. Bei Kaninchen und Meerschweinchen sollten in 200 g/kg Frischfutter 10 % Obst, 20 % Gemüse und 70 % strukturiertes Grünfutter enthalten sein (Wolf, 2016). Grünfuttersorten, die den Tieren verabreicht werden dürfen, sind u. a. Gräser, Kräuter, Möhrengrün und Kohlrabiblätter. Luzerne, Brennnessel und Löwenzahn haben einen hohen Kalziumanteil und dürfen nur in Maßen verfüttert werden (Anke et al., 1962; Schiller, 2007; Wolf, 2016). Zu den Gemüsesorten zählen Möhren, Kohlrabi, Wurzelpetersilie, etc. Obst sollte nur in geringen Mengen gegeben werden, dabei darf u. a. auf Apfel und Banane zurückgegriffen werden (Wolf, 2016). In Ausnahmesituationen wie z. B. bei sehr kalten Temperaturen, Trächtigkeit oder der Aufzucht von Jungtieren, darf ein Teelöffel pelletiertes, getreidefreies Trockenfutter pro Tier pro Tag verabreicht werden (Fehr et al., 2015b; Ewringmann, 2016). Die Tiere müssen immer langsam an neues Futter gewöhnt werden um Störungen des Magen-Darm-Traktes zu vermeiden. Die Bakterienzusammensetzung im Blinddarm muss sich immer wieder neu an das jeweilige Futter anpassen (Drescher&Hamel, 2012; Fehr et al., 2015b).

Die Herbivoren sind so genannte "Hindgut-Fermenter". Die "Hindgut-Fermentation" ist ein Verdauungsprozess, der bei monogastrischen Pflanzenfressern beobachtet werden kann. Die aufgenommene Zellulose kann von den Tieren nicht enzymatisch aufgespalten werden, dieser Vorgang findet als mikrobielle Fermentation in den Verdauungsorganen statt, die dem Dünndarm folgen, also im Dickdarm und Caecum, die im Allgemeinen deutlich größer und komplexer als bei anderen Spezies sind. Unter Beteiligung verschiedener Mikroorganismen wie Kokken und Clostridien wird das Rohfasermaterial abgebaut (Kötsche&Gottschalk, 1990; Hein, 2017).

Meerschweinchen haben keine L-Gulonolactonoxidase und müssen daher das Vitamin C mit der Nahrung aufnehmen (Kuntze, 1992; Fehr et al., 2015b). Viel Vitamin C ist z. B. in Brennnesseln enthalten (Staudte, 2015). Der durchschnittliche Bedarf beträgt für Jungtiere 3 mg pro Tag, für erwachsene Tiere 10 Milligramm pro Tag und für trächtige Tiere 20 mg pro Tag (Drescher&Hamel, 2012). Fehr et al. (2015b) gibt die Menge zur Erhaltung mit

10 mg/kg/Tag bzw. während der Trächtigkeit mit 30 mg/kg/Tag an. Chinchillas dürfen, zusätzlich zu dem oben beschriebenen Frischfutter mit Grünfutter, Obst und Gemüse, kleine Stücke von Hagebutte, Rosenblüten oder Haselnüssen als Leckerei bekommen. Zweige und Äste von Haselnuss- und Obstbäumen dienen als Beschäftigung (Ewringmann&Glöckner, 2012; Döring&Erhard, 2015; Fehr et al., 2015b; Tierärztliche Vereinigung Für Tierschutz (Tvt) E.V., Stand 2012). Degus können anfällig für Diabetes mellitus sein. Aus diesem Grund dürfen sie kein bzw. nur wenig Obst oder zuckerhaltige Gemüsesorten bekommen (Ewringmann&Glöckner, 2012; Fehr et al., 2015b).

Täglich benötigen Kaninchen und Meerschweinchen zwischen 50 und 150 ml Wasser pro Kilogramm Körpermasse, abhängig von dem Fütterungsangebot und der Umgebung (Drescher&Hamel, 2012; Döring&Schneider, 2017). Der tägliche Wasserbedarf von Chinchillas liegt zwischen zwei und 12 ml pro 100 g Körpermasse pro Tag (Ewringmann&Glöckner, 2012; Fehr et al., 2015b; Tierärztliche Vereinigung Für Tierschutz (Tvt) E.V., Stand 2012).

Zu den häufigsten ernährungsbedingten Erkrankungen bei Kaninchen, Meerschweinchen, Chinchilla und Degu zählt die Adipositas, hervorgerufen durch mangelnde Bewegung und zu energiereiches Futter. Zahnfehlstellungen entstehen ebenfalls häufige durch Fütterungsfehler und begründen sich durch eine mangelnde Abnutzung der Zähne (Wolf, 2005). Aufgrund von plötzlichen Futterumstellungen, stark quellenden Futtermitteln, Trichobezoaren, energiereichem Futter oder mangelndem Flüssigkeitsangebot kann es bei den Herbivoren zu Diarrhoe, Obstipationen, Anorexie, Magenüberladungen und -tympenien kommen. Ein zu hohes Angebot von Krafftutter kann eine Adipositas und Trichophagie, eine Verhaltensstörung bei Rohfasermangel, zur Folge haben. Eine Überdosierung von Kalzium oder Vitamin D kann insbesondere bei älteren Tieren zur Urolithiasis führen (Harcourt-Brown, 2002a; Kamphues et al., 2009; Drescher&Hamel, 2012; Ewringmann, 2016).

Ratte, Maus, Gerbil und Hamster

Myomorpha, zu denen Ratte, Maus, Gerbil und Hamster zählen, haben granivore/insektivore/omnivore Nahrungsstrategien und ernähren sich von Samen, Früchten und Insekten (Grant, 2014; Wilman et al., 2014). Die Nahrungsaufnahme der Ratten erfolgt in kleinen Mahlzeiten über viele Stunden am Tag verteilt (Telle, 1966). Futtermischungen aus verschiedenen Getreidearten und Sämereien eignen sich für sie am besten. Pelletfutter (Ratten: 14-20 % Rohprotein, 5 % Rohfett, 2-5 % Rohfaser) ist kommerziell erhältlich (Wagner&Kluge, 2016). Frischfutter mit Möhren, Gurken, Paprika, etc. darf nicht fehlen (Fehr et al., 2015b). Tierische Eiweiße können ihnen über Milchprodukte und Eier hinzugefügt werden, oder in natürlicher Form über Insekten wie Mehlwürmer. Ratten haben einen Wasserbedarf von 15-80 ml/ Tag (Kamphues et al., 2009).

Für die granivoren Mäuse eignet sich als Grundfutter Nagetierfutter, dem zusätzlich Gemüse und Früchte beigefügt werden. Wichtige Grundbestandteile sind feine Sämereien und Hirsen (Ewringmann&Glöckner, 2014; Döring&Schneider, 2017). Täglich benötigt eine Maus vier bis sieben Milliliter Flüssigkeit (Ewringmann&Glöckner, 2014; Fehr et al., 2015b).

Gerbils sind vorwiegend granivor, ernähren sich aber auch insektivor (Grant, 2014). Eine Mischung aus fettreichen Sämereien eignet sich als Grundfutter. Gerbils dürfen tierische Eiweiße einmal in der Woche beigefügt bekommen (Ewringmann&Glöckner, 2014; Tierärztliche Vereinigung Für Tierschutz (Tvt) E.V., Stand 2014d). Der Wasserbedarf der Tiere liegt bei vier bis 10 Millilitern am Tag (Kamphues et al., 2009; Ewringmann&Glöckner, 2014; Grant, 2014; Fehr et al., 2015b).

Die Hauptmahlzeit der Hamster sollte abends oder nachts erfolgen. Verschiedene Getreidearten, Sonnenblumen,- und Kürbiskerne, sowie Obst, Salate und Karotten darf den Tieren angeboten werden (Kamphues et al., 2009). Tierisches Eiweiß kann einmal in der Woche in der Form von Joghurt oder Quark erreicht werden, gelegentlich Heimchen oder Mehlwürmer als lebende Futtertiere. Über den Tag nehmen die Tiere 50-150 ml/kg Wasser auf (Ewringmann&Glöckner, 2014; Fehr et al., 2015b). Fehler in der Fütterung können u. a. zu Diarrhoe, Knochenstoffwechselstörungen, Lipidämie, Wet tail oder Enteritis bei Jungtieren führen (Kamphues et al., 2009; Ewringmann&Glöckner, 2014).

Frettchen

Frettchen gehören zu den obligaten Carnivoren (Nemec et al., 2016). Katzen und Frettchen können aus den Aminosäuren Cystein und Methionin nicht das Syntheseprodukt Taurin bilden, was bedeutet, dass Taurin zusätzlich über das Futter ergänzt werden muss. Bei den Bedarfsangaben der Nährstoffe wird auf Werte von Katzen und Nerzen zurückgegriffen, da es für Frettchen noch keine wissenschaftlichen Studien gibt.

Sie ernähren sich von Beutetieren. Dazu zählen zu 60 % Kleinsäuger (Nager, Kaninchen) (Fehr et al., 2015a; Fehr et al., 2015b). Die Beutetiere bestehen aus leicht verdaulichen Proteinen. Nahrung mit einem hohen tierischen Eiweiß- (32-38 %) und Fettgehalt (20-25 %) und niedrigem Rohfasergehalt ist für die Carnivoren maßgeblich (Bell, 1993; Ahlstrøm&Skrede, 1998; Fehr et al., 2015a; Fehr et al., 2015b).

Kleine Nager, Eintagsküken, Innereien und Organe von Schlachttieren, Nudeln, Reis oder gekochte Kartoffeln können als Einzelkomponenten verfüttert werden (Hebeler&Wolf, 2001; Döring&Schneider, 2017). Häufig werden Alleinfuttermittel (Trocken- oder Feuchtfutter) für Frettchen und Katzen verwendet (Hebeler&Wolf, 2001). Trockenfutter kann den Tieren ad libitum angeboten werden, dann nehmen sie etwa 9–10 Mahlzeiten pro Tag auf. Bei Feuchtfutter sollten sie zwei bis drei Mahlzeiten pro Tag aufnehmen (Hebeler&Wolf, 2001). Häufig ist die Qualität der Fertigfutter nicht ausreichend und die Zusammensetzung nicht

ausreichend auf dem Produkt dokumentiert. So kann es vorkommen, dass in kostengünstigen Fertigfuttersorten minderwertige Proteinquellen enthalten sind, die von den Frettchen nicht gut verdaut werden können (Fehr et al., 2015b). Hundefertigfutter eignet sich nicht, da der Bedarf der Tiere damit nicht gedeckt werden kann und der enthaltene Pflanzenanteil zu hoch ist. Frettchen nehmen 75-100 ml/Tier/Tag Wasser auf, abhängig davon ob sie sich von Trocken- oder Feuchtfutter ernähren (Hebeler&Wolf, 2001; Kamphues et al., 2009; Fehr et al., 2015a; Fehr et al., 2015b).

Nehmen Frettchen mehr als sechs Stunden kein Futter auf, werden sie hypoglykämisch (Bell, 1999). Fütterungsfehler können u. a. zu Arginin,- und Taurinmangel führen. Ein Taurinmangel kann sich in Form von hypertrophischen und dilatativen Kardiomyopathien äußern, wohingegen Argininmangel eine Enzephalopathie hervorrufen kann (Hebeler&Wolf, 2001; Kamphues et al., 2009). Wird den Tieren über die Nahrung nicht genügend Kalzium zugeführt, kann dieser Kalziummangel u. a. zu Zahnverlusten, Knochendeformationen und Spontanfrakturen führen (Hebeler&Wolf, 2001; Kamphues et al., 2009). Ein sehr hoher Anteil pflanzlicher Bestandteil kann u. a. Blasengrieß oder eine Urolithiasis hervorrufen. Die dabei am häufigsten vorkommenden Steine sind die Struvit-Steine (Bell, 1993; Fehr et al., 2015b). Die Nassfütterung birgt bei Frettchen die Gefahr von Zahnverfärbungen, Zahnbelägen (Plaque) oder Zahnstein. Dies fällt hauptsächlich bei der Untersuchung von älteren Tieren auf (Bell, 1999; Fehr et al., 2015a). Infiziertes bzw. kontaminiertes Futter (z. B. nicht genügend erhitztes Frischfleisch und Schlachtnebenprodukte) kann u. a. Salmonellen, Botulinum-Toxin oder das Aujeszky-Virus enthalten. Jungtiere, die alleinig mit Fleisch gefüttert werden, sind dem Risiko einer Rachitis ausgesetzt (Kamphues et al., 2009).

Die folgende Tabelle fasst die durchschnittliche Wasseraufnahme der Kleinsäuger zusammen.

Tabelle 15: Durchschnittliche Wasseraufnahme bei Kleinsäugetern (Kamphues et al., 2009; Ewringmann&Glöckner, 2014; Fehr et al., 2015b)

Spezies	ml/Tier/Tag
Kaninchen	40-180
Meerschweinchen	40-120
Chinchilla	20-60
Degu	10-15
Ratte	15-80
Maus	4-7
Hamster	9-15
Gerbil	4-10
Frettchen	75-100

2.4 Untersuchung von Kleinsäugetern

Wird ein Heimtier in der Sprechstunde vorgestellt, sind Kenntnisse über den Umgang und den Untersuchungsgang, also über die Propädeutik für den behandelnden Tierarzt Voraussetzung und Grundlage für die Erstellung von Diagnosen, deren Therapie und Prophylaxe. Sowohl die Lehre der klinischen als auch der speziellen Untersuchungsgänge werden unter dem Begriff Propädeutik zusammengefasst (Baumgartner, 2014). Die tierärztliche Untersuchung umfasst das Feststellen des Signalements, das Erfassen der Krankengeschichte und Haltungsbedingungen (Anamnese), die visuelle Beurteilung (Adspektion) und eine klinische Untersuchung (Göbel et al., 2005).

2.4.1 Signalement

Zu Beginn der Untersuchung werden Daten zu dem vorgestellten Einzeltier aufgenommen. Hierbei werden die Rasse, das Alter, das Geschlecht und das Gewicht des vorgestellten Tieres erfragt. Diese Informationen helfen den Untersuchern, Rasseprädispositionen der

einzelnen Spezies ausschließen bzw. erahnen zu können (Rijnberk, 1993; Baumgartner, 2014; Ewringmann, 2016). Es wird zwischen Rassen und verschiedenen Farbschlägen unterschieden. Die Farbschläge variieren in der Färbung und der Zeichnung des Fells. Bei Frettchen wird u. a. zwischen Ittis hell/dunkel, Albino, Harlekin oder Silver unterschieden (Fehr et al., 2015a). Bei Meerschweinchen erfolgt zusätzlich noch eine Unterteilung in Kurz- und Langhaarmeerschweine. Zu den Kurzhaarrassen zählen u. a. die Glatthaar und Rosette, zu den Langhaarrassen die Shelties und Peruaner. Vereinzelt tritt bei Meerschweinchen die dominant vererbte Dalmatiner- und Schimmelzeichnung auf, die einen Letalfaktor bei Reinerbigkeit darstellt (Drescher&Hamel, 2012). Auch bei den Kaninchen bestehen bei einigen Rassen Prädispositionen für unterschiedliche Erkrankungen. Langhaarrassen, wie Angora-, oder Cashmerewidder, neigen zu einer Bezoarbildung. Satinkaninchen und kurzköpfige Rassen leiden häufiger an Zahnerkrankungen, als andere Rassen. Widder sind für die Entstehung abszedierender Entzündungen in den Gehörgängen prädisponiert. Viele Erkrankungen, wie z. B. Ovarialzysten, Herz-Kreislauferkrankungen oder klinisch manifeste Kokzidien, treten in unterschiedlichen Altersperioden auf. Ebenso gilt es, Geschlechtsprädispositionen zu berücksichtigen. Dazu zählen u. a. die Mamma- oder Uteruskarzinome bei den weiblichen Tieren. Das Geschlecht muss immer von den Untersuchern kontrolliert werden (Ewringmann, 2016).

2.4.2 Anamnese

Eine ausführliche Erhebung der Anamnese durch den Tierarzt oder die Tierärztin ist vor der tierärztlichen Untersuchung nötig. Sie stellt eine wichtige Grundlage für die Diagnosestellung dar. Unterschieden wird zwischen der allgemeinen und der speziellen Anamnese. Ziel der allgemeinen Anamnese ist die Erfassung der Krankengeschichte, der Haltungsart und der Fütterung, der Herkunft des Tieres und des aktuellen Impfstatus von Kaninchen und Frettchen. Die spezielle Anamnese beschäftigt sich gezielt mit der Art und der Dauer der Symptome und hinterfragt u. a. den Kot- und Harnabsatz sowie bereits durchgeführte Vorbehandlungen. Auf einem Anamnesebogen kann der Tierbesitzer im Vorfeld einige der Themenpunkte schon schriftlich ausfüllen (Rijnberk, 1993; Göbel et al., 2005; Baumgartner, 2014).

2.4.3 Handling

Laut der Tierärztlichen Vereinigung für Tierschutz e.V. ist das Fassen und Fixieren von Tieren und die sich daraus ergebende Einschränkung der Bewegungsfreiheit als Belastung anzusehen. Für eine genaue und gründliche Untersuchung der Heimtiere ist eine gute Fixation der Tiere unumgänglich. Bei Heimtierpatienten hat der Tierarzt mit Tieren zu tun, die ein Handling durch den Menschen gewohnt sein können, aber als Beutetiere (Bradbury&Dickens, 2016; McBride, 2017) nicht einfach zu behandeln sind. Wichtig ist, sich

ihnen vorsichtig und ruhig zu nähern und im Voraus auf eine Untersuchung vorbereitet zu sein (Nugent-Deal, 2011). Es ist nicht angebracht, die Tiere im Nacken, am Schwanz oder Abdomen zu greifen (Mcbride, 2017).

Generell gilt, immer eine Hand am Tier zu belassen, um bei möglichen Fluchtversuchen sofort einschreiten zu können. Eine rutschfeste Unterlage auf dem Untersuchungstisch vermindert den Stressfaktor. Das Handling soll so kurz wie möglich sein (Nugent-Deal, 2011). Besitzer sollten über den Stress, dem die Tiere bei einer Fixation ausgesetzt werden und über mögliche Alternativen informiert werden (Bradbury&Dickens, 2016). Für einen wöchentlichen Gesundheitscheck ist eine regelmäßige Fixation auch durch den Besitzer unabdingbar (Bradbury, 2015).

Kaninchen

Eine lockere, dennoch sichere Fixation ist sehr wichtig. Die Hintergliedmaßen dürfen aufgrund der möglichen Gefahr von Frakturen nicht fixiert werden. Bei jeder Fixation muss Druck auf das Becken ausgeübt werden, sodass das Kaninchen keine Möglichkeit hat, sich mit den kräftigen Hinterbeinen abzustößen. Ein Anheben ohne Unterstützung des Beckens kann zu einer lumbosakralen Fraktur und einer Lähmung des Kaninchens führen (Flecknell, 1983; Baumgartner, 2014; Fehr et al., 2015b).

"Schockstarren" können genutzt werden, um ein Tier ohne Hilfe zu behandeln. Auf diese Fixationsmaßnahme sollte nur im Notfall ausgewichen werden. In diesem Fall werden die Tiere gestreckt auf den Rücken gelegt und erstarren in dieser Position. Diese Form der tonischen Immobilität ist eine Reflexabwehrreaktion auf eine extreme Bedrohung und stellt einen großen Stressfaktor für die Tiere dar (Gallup Jr, 1974; Mcbride, 2015).

In der Literatur werden unterschiedliche Methoden zur Fixation der Tiere beschrieben. Nachfolgend werden die besten Fixationsarten vorgestellt.

Bei einer bewährten Fixationstechnik zum Tragen befindet sich ein Arm des Haltenden an der Bauchseite des Tieres zwischen den Beinen. Der Arm reicht dabei von der Nase bis zum Schwanz des Kaninchens. Die Hand des anderen Arms wird um den Hals/ die Schultern des Tieres gelegt und der Unterarm sichert das Kaninchen und unterstützt die Wirbelsäule (Sayers, 2010). Der Kopf des Tieres kann unter dem Arm versteckt werden. Eine alternative Technik, das Umfassen des Brustkorbes von unten zwischen den Vorderbeinen mit der einen Hand und die Unterstützung der hinteren Körperhälfte mit der anderen Hand, verursacht für die Tiere weniger Stress (Magnus, 2005; Ewringmann, 2016). In der folgenden Abbildung wird diese Technik dargelegt.



Abbildung 6: Fixationsmöglichkeit zum Tragen von Kaninchen

In der Literatur wird von einigen Autoren bei panischen Tieren der Griff ins Nackenfell mit Unterstützung der Beckengliedmaßen empfohlen (Malley, 2007). Andere wiederum empfehlen aufgrund der ängstlichen Reaktion der Tiere auf diese Variante zu verzichten (Richardson&Keeble, 2014). Für eine sichere Fixation auf dem Tisch werden die Daumen auf den Schultern des Tieres überkreuzt, während sich die Vorderbeine zwischen den Zeige- und Mittelfingern befinden. Die Unterarme schirmen das Tier zur Seite hin ab und mit dem Brustkorb des Halters wird die Bewegungsfreiheit der Hintergliedmaßen des Kaninchens eingeschränkt, damit ein Entweichen nach oben verhindert wird (Göbel et al., 2005; Ewringmann, 2016).

Bei sehr ängstlichen oder auch aggressiven Tieren empfiehlt es sich, die Augen und den Kopf des Tieres mit den Händen oder einem Handtuch abzudecken. Eine weitere Möglichkeit ist das "Handtuch-Wrap oder der Burrito". Dabei wird ein Handtuch auf dem Tisch platziert und das Kaninchen daraufgesetzt. Eine Seite des Handtuchs wird über den Rücken des Tieres gelegt und unter den Bauch auf der gegenüberliegenden Seite gesteckt. Anschließend wird das Handtuch über den Bereich der Lendenwirbelsäule gefaltet. Das Handtuchende wird über den Rücken gefaltet und um die Vordergliedmaße gesteckt, bevor

es unter dem Bauchbereich der gegenüberliegenden Seite befestigt wird. Nur der Kopf des Tieres bleibt sichtbar, was dessen Untersuchung und auch die Verabreichung von Medikamenten erleichtern kann (Richardson&Keeble, 2014).

Meerschweinchen, Chinchilla und Degu

Fühlen sich Meerschweinchen bedroht, können sie in ihrer Bewegung erstarren oder plötzliche Bewegungen ausführen, sodass sie sich selbst schädigen. Sie mögen es nicht, über die dorsalen Kopfbereiche gestreichelt zu werden und führen Schubbewegungen aus um diese zu stoppen (Bament, 2012). Bei einer Fixation wird der Brustkorb von unten her umfasst, dabei liegen die Vorderbeine in der Hand, während die zweite Hand das Becken und die Hinterläufe stützt. Das Meerschweinchen kann dann mit dem Rücken an die Brust des Handlers gedrückt werden. Wird das Becken nicht gestützt, besteht die Gefahr der Leberruptur (Göbel et al., 2005; Bament, 2012; Drescher&Hamel, 2012; Ewringmann&Glöckner, 2012). Eine weitere geeignete Technik besteht darin, den Körper des Tieres in Längsrichtung auf dem Arm des Helfers zu positionieren. Das Tier kann seinen Kopf im Ellenbogen verstecken. Die andere Hand hält den Rücken des Tieres (Bament, 2012). Auf dem Tisch steht der Handler hinter dem Tier, umfasst den Kopf- und Brustbereich mit beiden Händen und die Unterarme liegen neben dem Körper des Patienten (Ewringmann&Glöckner, 2012).

Bei der Fixation eines Chinchillas muss beachtet werden, dass die Tiere in Stresssituationen dazu neigen, Fellbüschel abzuwerfen (Spotorno et al., 2004). Chinchillas dürfen nie am Schwanzende fixiert werden, hier besteht das Risiko der Hautablösung. Der Halter fixiert das Tier mit einer Hand direkt an der Schwanzwurzel, die Brust wird mit der anderen Hand umfasst. Wenn nötig, kann das Tier zusätzlich noch gegen die Brust/den Bauch des Halters gedrückt werden (Spotorno et al., 2004; Göbel et al., 2005). Dies eignet sich zum sicheren Tragen und Halten, auch von sehr zappeligen Chinchillas und zur Untersuchung beim Tierarzt. Die folgende Abbildung zeigt die beschriebene Fixationstechnik.



Abbildung 7: Fixation Chinchilla

Degus können kräftig zubeißen. Sie dürfen nicht am Schwanz gegriffen werden, die Schwanzhaut kann abreißen (Mancinelli&Bament, 2014). Zur Untersuchung wird der Kopf unter den Kieferästen fixiert, der Daumen klemmt mit dem Ringfinger das eine Vorderbein ein und der Körper des Tieres liegt in der Hand. So halten sie relativ still. Abbildung 8 demonstriert diese Fixationstechnik. Bei sehr widerspenstigen Tieren besteht die Möglichkeit der Fixation im Nackenfell (Johnson-Delaney, 2010; Ewringmann&Glöckner, 2012).



Abbildung 8: Fixation Degu

Ratte, Maus, Gerbil und Hamster

Die Fixierung von Kleinnagern kann sich schwierig gestalten. Bevor die Tiere fest fixiert werden, sollten sie behutsam aus der Transportbox heraus gefangen und locker fixiert werden. Dies kann mit einer Papprolle erreicht werden, in welche die Tiere hinein klettern und herausgehoben werden können. Alternativ können die Untersucher beide Hände seitlich am Tier zusammenführen und es auf ihrer hohlen Hand laufen lassen. Ratten werden mit einer Hand von ventral um den Brustkorb herum gefasst. Die zweite Hand unterstützt die hintere Körperhälfte (Ewringmann&Glöckner, 2014). Eine weitere Möglichkeit ist die Fixierung des Körpers und des Kopfes. Dabei wird der Körper des Tieres an den Schultergliedmaßen umfasst. Der Daumen des Untersuchers befindet sich unterhalb des Kinns des Tieres und drückt leicht darauf (Fehr et al., 2015b). Sehr unruhige Tiere können zusätzlich mit einer Hand an der Schwanzbasis fixiert werden. Eine andere Möglichkeit ist die Fixation des Tieres im Nacken (Kesel, 1990; Donovan&Brown, 2004; Göbel et al., 2005; Ewringmann&Glöckner, 2014). Der Zangengriff kann bei der Fixierung von Mäusen verwendet werden. Dabei werden die Tiere mit zwei Fingern an den Unterkieferästen fixiert und liegen im Handballen. Zusätzlich kann hier ein Zellstoff verwendet werden (Müller, 2017). Mäuse werden an der Schwanzbasis (nicht an der Schwanzspitze) hochgehoben, mit dem Daumen und dem Zeigefinger der anderen Hand kann das Tier dann am Nacken ergriffen werden (nicht zu fest im Nacken halten). Dabei befindet sich der Körper des Tieres weiterhin noch in der Hand der Untersucher. Wenn die Maus an der Schwanzspitze gegriffen wird, kann sie "an sich selbst" hochklettern und beißen (Kesel, 1990; Rijnberk, 1993; Donovan&Brown, 2004; Göbel et al., 2005).

Gerbils werden im Nacken gegriffen. Abbildung 9 verdeutlicht diese Technik. Sie sollen niemals am Schwanz genommen werden, ihre Schwanzhaut kann sich sehr leicht lösen und abgestoßen werden (Kesel, 1990; Baumgartner, 2014).



Abbildung 9: Fixation Gerbil

Hamster können sehr bissig sein (sie können sich erschrecken, wenn sie tagsüber aus dem "Schlaf" gerissen werden). Sie müssen mit einem festen Griff im Nacken- und Rückenfell fixiert werden, der Körper des Tieres bleibt in der hohlen Hand fixiert. Dabei ist zu beachten, dass durch die weit nach hinten reichenden Backentaschen mehr Haut angehoben werden kann. Wird zu fest an der Kopfhaut gezogen, kann es zu einem Bulbusprolaps kommen (Kesel, 1990; Donovan&Brown, 2004; Baumgartner, 2014; Fehr et al., 2015b; Hartmann, 2015).

Frettchen

Die meisten Frettchen sind an das Handling gewöhnt und tolerieren es gut. Mit der einen Hand kann die Brust umfasst und mit der anderen die Beckengliedmaße locker gestützt werden (Morrisey et al., 1996). Das Frettchen wird aufrecht gehalten, die Beine haben keinen Bodenkontakt mehr. Frettchen sind extrem wendig, es ist jederzeit möglich, dass sie beißen (Fehr et al., 2015a).



Abbildung 10: Frettchen mit Vitaminpaste

Bei dem Nackengriff wird eine Hand um den Nacken gelegt, die andere Hand fixiert das Hinterteil. Trächtige Fähen dürfen niemals allein im Nacken fixiert werden.

Eine gute Ablenkung ist das Anbieten von Leckerbissen, beispielsweise von Vitaminpasten wie in Abbildung 10 dargestellt. Hierbei ist eine lockere Fixierung möglich: das Tier befindet sich auf dem Tisch, die Hand wird leicht auf den Nacken gelegt (Fehr et al., 2015a). Für eine feste Fixation am Tisch wird das Tier mit einer Hand hinter dem Kopf, am Hals oder im Nacken gegriffen, mit der anderen Hand wird das Becken umgriffen (Wenker&Christen, 2002; Göbel et al., 2005). Aus dem Praxisalltag ist bekannt, dass der so genannte Kreuzgriff eine mögliche Alternative darstellt. Dabei werden die Arme des Untersuchers überkreuzt, damit die eigene Bewegungsfähigkeit eingeschränkt wird und dadurch die Tiere sicher fixiert werden können. Eine Hand befindet sich am Nacken des Tieres, die andere fixiert das Becken (Hein, 2019).

2.4.4 Klinische Allgemeinuntersuchung

Vergleichend zu der Humanmedizin beinhaltet der klinische Untersuchungsgang die Adspektion in Ruhe, die Palpation und die Auskultation mit ihren jeweiligen Unterpunkten (Göbel et al., 2005; Fieß&Middeke, 2010). Ein wichtiger Punkt zu Beginn der Untersuchung der Heimtiere ist die Bestimmung der Körpertemperatur. Stress und Untersuchungen in der Klinik können zu einer Stresshyperthermie führen. Aus diesem Grund sind Temperaturmessungen zu Beginn der Allgemeinuntersuchung wichtig, um eine mögliche Untertemperatur des Tieres festzustellen (Ewringmann, 2016).

Bei der Adspektion achtet man zunächst auf das Allgemeinbefinden bzw. das Verhalten des Tieres. Typische Verhaltensweisen können sein: Neugierde und Interesse, ängstliches Verhalten, Teilnahmslosigkeit oder Apathie.

Beurteilt wird außerdem der Ernährungs- und Pflegezustand des Tieres. Adspektorisch wird das Gewicht nach dem Body Condition Scoring nach Laflamme (1997) bewertet. Dieses System stellt ein "9-Punkte-Schema" dar und dient der einfacheren Gewichtseinschätzung der Tiere, von eins=kachektisch, bis neun=sehr fett. Palpatorisch können sich die Untersucher an den Rippen und den Beckenknochen, an der Wamme und dem Axillarbereich orientieren (Göbel et al., 2005).

Die Beurteilung des Pflegezustandes liefert Hinweise auf die Haltung und Pflege der Tiere. Beurteilt werden das Fell, die Länge der Krallen, die Sauberkeit von Pfoten und Fell und (rötliche) Verklebungen bzw. Verkrustungen um die Augen und die Nase. Stumpfes Fell kann ein Indikator für länger reduziertes Putzverhalten sein, was als Zeichen für eine chronische Erkrankung gedeutet werden kann. Fehlerhafte Haltungsbedingungen können der Grund für Krallenüberwuchs und kot- oder urinverschmutztes Fell sein (Göbel et al., 2005; Ewringmann&Glöckner, 2014).

Die Beurteilung des Bewegungsapparates ist in einer ungewohnten Umgebung schwierig und erfordert die Betrachtung der genauen Belastungsverteilung auf alle vier Gliedmaßen. In Stresssituationen können geringgradige Lahmheiten u. U. „versteckt“ werden. Weiter muss geprüft werden, ob es Degus, Chinchillas und den Kleinnager noch möglich ist, mit den Vorderpfoten zu greifen (Rijnberk, 1993; Göbel et al., 2005; Ewringmann&Glöckner, 2012, 2014).

Bei der Atmung wird auf Abweichungen der regelmäßigen Atemtätigkeit geachtet. Eine frequente, flache Atmung kann ein Zeichen für Schmerz oder für ein Schockgeschehen sein (Göbel et al., 2005).

Zeigt das Tier eine verstärkte abdominale Atmung bis hin zur pumpenden Flankenatmung, kann dies ein Hinweis auf Lungen- oder Herzerkrankungen sein. Beurteilt wird weiterhin, ob eine verlängerte inspiratorische oder eine verlängerte expiratorische Atmung vorliegt. Daraus lässt sich auf Erkrankungen des oberen (inspiratorische Atmung verlängert), bzw.

des unteren Respirationstraktes (expiratorische Atmung verlängert) schließen (Hedley, 2014). Überstreckt das Tier seinen Kopf, sind die Nasenflügel aufgebläht oder zeigt es eine Maulatmung, leidet es unter einer hochgradigen Dyspnoe und es handelt sich um einen Notfall (Ewringmann, 2016).

Die Untersuchung der Schleimhäute liefert ein wichtiges Indiz der Kreislaufsituation. Beurteilt werden die Schleimhäute am Maul, an den Augen und im Anogenitalbereich der Tiere. Physiologisch sind sie rosig, blassrosa, feucht, glatt und glänzend. Eine blasse bis porzellanfarbene Schleimhaut ist ein Zeichen für Schock oder Anämie. Gerötete Schleimhäute deuten auf eine Entzündung hin. Zyanotische, blaue Schleimhäute zeigen eine Notfallsituation an (Ewringmann, 2016).

Bei der Untersuchung von Haut und Fell wird die gesamte Körperoberfläche mitsamt der Bauchregion und Innenschenkel untersucht. Dabei wird u. a. auf Verklebungen geachtet. Um Augen, Nase und Vorderpfoten herum sind sie Anzeichen einer Erkrankung des Atmungsapparates. Im Anogenitalbereich können die Ursachen Durchfall oder Erkrankungen des Urogenitaltrakts sein (Göbel et al., 2005; Ewringmann, 2016). Ektoparasiten, ein Pilzbefall, hormonelles Ungleichgewicht (z. B. Ovarialzysten, Hyperadrenokortizismus) oder bakterielle Infektionen zählen zu den Ursachen von Alopezie, Schuppen und Hautveränderungen (Isenbügel, 1985; Göbel et al., 2005; Drescher&Hamel, 2012; Minarikova et al., 2015; Hein, 2016). Bei Hamstern und Rennmäusen ist auf Bauch- bzw. Flankendrüsen zu achten, da diese bei älteren Tieren entarten können (Ewringmann&Glöckner, 2014).

Die Augen werden seitenvergleichend betrachtet und dabei auf Symmetrie geachtet. Beurteilt werden pathologische Veränderungen, wie z. B. Exophthalmus oder Buphthalmus. Durch Stress, Hypertonie oder präkardiale Umfangsvermehrungen (z. B. Thymom) kann ein beidseitiger Exophthalmus ausgelöst werden, wobei sich das dritte Augenlid vorschiebt (Grund: Anschwellen des retrobulbären Gefäßsinus) (Reusch, 2005; Böhmer, 2011; Ewringmann, 2016; Glöckner, 2016a). Zeigt das Tier Augenausfluss, ist es ggf. notwendig, die Durchgängigkeit des Tränennasenkanals zu testen. Die Ober- und Unterlider, Konjunktiven und die Nickhaut werden auf Beschädigungen, Hyperämisierung und Ödematisierung untersucht. Trübungen des Auges, die auf Veränderungen der Kornea, des Kammerwassers oder der Linse hindeuten, können durch spezielle ophthalmologische Untersuchungen beurteilt werden (Ewringmann, 2016; Glöckner, 2016b).

Die Innen- und Außenseiten der Ohren müssen auf Verletzungen oder Einrisse kontrolliert werden, die häufig nach Rangordnungskämpfen sichtbar werden (Ewringmann&Glöckner, 2014). Kaninchen und Frettchen leiden regelmäßig an Ohrtränen oder bakteriellen Entzündungen/Otitiden (Kurtdebe et al., 2007; Zaffarano, 2010; Csomos et al., 2016; Ewringmann, 2016). Bei der Untersuchung des äußeren Gehörgangs wird die Schleimhaut

sowie das Trommelfell beurteilt, welches elfenbeinfarben, glatt und glänzend sein sollte. Widderkaninchen haben, bedingt durch die abgeknickten Ohren, sehr enge Gehörgänge und neigen zu Otitiden. Nur mit einem Otoskop/ Endoskop können die tieferen Anteile des Gehörgangs untersucht werden (Chow, 2011; Ewringmann, 2016).

Bei der Adspektion der Nase ist darauf zu achten, dass beide Nares gleich weit geöffnet, trocken, frei und sauber sind und ob Schleimhautschwellungen oder Hyperämisierungen vorliegen. Durch ein Otoskop oder Endoskop kann man die vorderen Nasengänge einsehen und auf Schwellungen, Sekrete oder Fremdkörper überprüfen (Ewringmann, 2016).

Eine ausführliche Inspektion der Zähne und Maulhöhle ist unumgänglich. Zunächst werden der Kieferschluss, die Umgebung des Mauls und die Inzisivi beurteilt. Zur Untersuchung der kaudalen Bereiche der Maulhöhle müssen Wangen- und Kieferspreizer zur Unterstützung eingesetzt werden (Ewringmann, 2016). Am wachen Tier ist ihre Verwendung allerdings überholt. Die zu erwartende Stressbelastung und das Verletzungsrisiko durch die Abwehrbewegungen der Tiere sind zu hoch. Zudem können nur die Hälfte aller Veränderungen in der Maulhöhle diagnostiziert werden (Plümer&Schreyer, 2004; Osofsky&Verstraete, 2006; Böhmer, 2011). Bei der Untersuchung können Verletzungen wie Zahnfrakturen, Schleimhautverletzungen (Drucknekrosen bis zur Zahnlockerung) oder Kieferluxationen hervorgerufen werden. Das Risiko ist am narkotisierten Tier geringer (Böhmer, 2011; Ewringmann, 2016). Es wird daher empfohlen, eine ausführliche Exploration der Maulhöhle nur am narkotisierten Tier durchzuführen (Plümer&Schreyer, 2004; Osofsky&Verstraete, 2006). Laut Plümer und Schreyer (2004) werden auch bei der Untersuchung am narkotisierten Tier 25 % der Veränderungen nicht wahrgenommen und eine anschließende Röntgendiagnostik ist in jedem Fall angeraten. Bei der Adspektion der Maulhöhle und der Backenzähne kann diese auch mit einem Otoskop auf Vollständigkeit, Okklusion, Farbe, Struktur (Oberfläche/Kanten/Spitzen) überprüft und die Gingiva auf Entzündung, Verletzung, Fremdkörper und Blutungen untersucht werden (Plümer&Schreyer, 2004; Ewringmann, 2016).

Beim Frettchen wird die Maulhöhle ähnlich wie bei Hund und Katze geöffnet und auf Verletzungen, Gingivitis, Umfangsvermehrungen und auf Zahnstein oder andere Zahnerkrankungen untersucht (Göbel et al., 2005).

Bei der Palpation durchtastet der Tierarzt das Tier in kranio-kaudaler Richtung. Eine Überprüfung des Hauturgors durch kurzes Anheben einer Hautfalte muss bei der Untersuchung immer berücksichtigt werden. Im Normalzustand muss die Falte sofort verstreichen. Bei Verzögerungen ist von einer Dehydratation auszugehen, die bei anorektischen Heimtieren sehr schnell auftritt (Göbel et al., 2005). In Tabelle 16 werden die Dehydratationsgrade beschrieben.

Im Anschluss werden die Körperoberfläche und die Lymphknoten auf Schwellungen, Verletzungen und Schmerzhaftigkeit untersucht. Beginnend am Kopf wird auf Schwellungen der Kieferknochen und Veränderungen der periorbitalen Region geachtet (Böhmer, 2011). Die Lymphknoten werden auf Form und Größe untersucht. Bei den Frettchen sind die Hals-, Axillar-, Inguinal- und Popliteallymphknoten fühlbar (Wenker&Christen, 2002). Bei den Kaninchen sind von den Lnn. mandibularis, axillaris und poplitei nur die Popliteallymphknoten zuverlässig palpierbar. Die übrigen variieren (Richardson&Keeble, 2014). Beim Meerschweinchen können die Lnn. mandibulares, Lnn. cervicales superficiales, Lnn. axillares, Lnn. iliaci und die Lnn. poplitei getastet werden (Schermer, 1958). Nach kaudal werden im Anschluss das Gesäuge und die Gliedmaßen beurteilt (Ewringmann, 2016). Die Abdomenpalpation der Heimtiere ist äußerst wichtig, ein systematisches Vorgehen ist für eine vollständige Untersuchung nötig (Göbel et al., 2005; Richardson&Keeble, 2014). Der Untersucher arbeitet sich von kranial nach kaudal. Wenn es nötig ist, kann das Tier zusätzlich an der Brust leicht angehoben werden. Die Organe sollten gut tastbar sein, das Abdomen weich und schmerzfrei. Der Magen befindet sich im kranialen Abdomen, intrathorakal und hauptsächlich auf der linken Seite gelegen, bei den Frettchen kann er sich je nach Füllungszustand bis zu den Lendenwirbeln ausdehnen. Bei den Herbivoren sollte er immer mit Ingesta gefüllt sein und eine teigige, weiche Konsistenz haben. Die Dünndarmschlingen sind extrathorakal im kranialen und medialen Abdomen zu palpieren. Der Blinddarm der Herbivoren nimmt einen großen Teil des Abdomens ein. Er befindet sich medial, auf der rechten Seite des Bauchraums und sollte bei der Palpation weich und mit Ingesta gefüllt sein. Der Blinddarm der Hamster ist im unteren linken Quadranten zu palpieren. Dorso-medial im Abdomen liegen die Dickdarmschlingen, in denen geformte Köttel zu fühlen sein sollten.

Die gut palpierbaren Nieren befinden sich weiter kranial als bei Hund und Katze. Im kaudalen Abdomen ist die Harnblase lokalisiert, die im leeren Zustand schwierig zu ertasten ist. Der Uterus ist bei älteren, intakten Häsinnen pathologisch zu ertasten. Eine Palpation der Leber, des Pankreas und der Milz gestaltet sich im physiologischen Zustand schwierig (Snipes, 1979; Göbel et al., 2005; Richardson&Keeble, 2014).

Sowohl die Nieren, als auch die Milz, die Mesenterialwurzel, der Magen-Darm-Trakt und die Blase sind beim Frettchen gut zu palpieren (Göbel et al., 2005; Zaffarano, 2010).

Bei der Auskultation werden Herz, Atmungsapparat und Magen-Darm-Trakt untersucht. Das Tier wird immer auf beiden Seiten abgehört. Bei der Auskultation des Herzens werden die Frequenz, die Intensität, der Rhythmus, die Abgesetztheit und Geräusche (FIRAG) beurteilt. Das Herz des Frettchens wird am besten im kaudalen Brustkorb und Sternumbereich auskultiert. Es liegt deutlich weiter kaudal als bei anderen domestizierten Spezies. Wird die Lunge auskultiert, wird auf inspiratorische bzw. expiratorische Atemgeräusche geachtet. Mit

Ausnahme der Frettchen können diese in geringem Maße bei den Kaninchen und Nagetieren physiologisch sein. Leicht gluckernde Geräusche im Magen-Darm-Trakt sind physiologisch. Hier wird mit der Auskultation auf eine Zu- bzw. Abnahme der Geräusche geachtet. Bei Verdauungsstörungen, wie z. B. Tympanien, nehmen die Geräusche zu (Göbel et al., 2005; Zaffarano, 2010; Ewringmann, 2016).

Tabelle 16: Bestimmung des Dehydratationsgrades (Althaus et al., 2016)

Grad der Dehydratation	Klinische Symptome
Leicht, 4-6 %	Minimaler Verlust des Hautturgors, verminderte Schleimhautfeuchtigkeit
Mittel, 6-8 %	Spürbar verminderter Hautturgor, pappige Schleimhäute, Enophthalmus
Schwer, >8-10 %	Deutlich verminderter Hautturgor, sehr trockene Schleimhäute, deutlicher Enophthalmus, Tachykardie, Bewusstseinsstörungen

2.5 Bildgebende Diagnostik

Röntgen

Die Radiologie nimmt in der Kleinsäugermedizin einen hohen Stellenwert für die weitere Diagnostik ein (Eckert et al., 2018). Zahnkrankheiten, Probleme, die das Skelett betreffen sowie Krankheiten von Respirations-, Gastrointestinal- und Harntrakt, können durch Röntgenbilder häufig gut dargestellt und bestätigt werden (Fehr et al., 2004; Osofsky&Verstraete, 2006; Zaffarano, 2010; Böhmer&Crossley, 2011; Mäkitaipale et al., 2015). Aufgrund ihrer Größe stellen die Kleinsäuger höhere Anforderungen an die Röntgengeräte-Technik und die Erfahrungen der jeweiligen Untersucher. Wegen der schnellen Atemtätigkeit wird eine Belichtungszeit von $< 0,02$ s benötigt. Die geringe Körpermasse verlangt kein Streustrahlenraster. Trotz der aufwendigen Fixation und Lagerung der Kleinsäugerpatienten muss der Strahlenschutz beachtet werden. Dabei muss immer Schutzkleidung getragen werden. Bei der manuellen Fixation der Tiere müssen die Hände der Untersucher mit zusätzlichen Bleihandschuhen geschützt werden (Reese et al., 2009). Die Qualität der Röntgenaufnahme ist abhängig von der korrekten Geräteeinstellung und der Lagerung der Tiere (Eckert et al., 2018). Auf eine Narkose bzw. Sedation der Tiere wird meist verzichtet (Göbel et al., 2005; Ewringmann, 2009c). Eine zügige Durchführung ist von Nöten (Eckert et al., 2018).

Im Regelfall wird das Tier für Standardaufnahmen in zwei Ebenen geröntgt, die im laterolateralen und im ventrodorsalen Strahlengang durchgeführt werden. Die geringe Körpergröße der Tiere erlaubt es dem Untersucher, alle Strukturen gemeinsam röntgen zu können (Ewringmann, 2009c; Eckert et al., 2018). Bei der laterolateralen Übersichtsaufnahme wird das Tier rechtsseitig gelagert, die Gliedmaßen werden so weit wie möglich nach kranial und kaudal ausgezogen, damit Überlagerungen des Thorax und des Abdomens vermieden werden. Der Kopf sollte ebenfalls lateral anliegen, eine gerade Positionierung ist wichtig. Kleinnager und Frettchen müssen ggf. zusätzlich im Nacken fixiert werden. Die Rippen, das Becken und die Hintergliedmaßen müssen exakt übereinander gelagert sein, während das Brustbein horizontal zur Wirbelsäule verläuft. Werden Aufnahmen der Lunge gemacht, sollten diese laterolateral immer beidseits, sowie ventrodorsal angefertigt und bei der maximalen Inspiration ausgelöst werden. Aus Rücksicht auf den persönlichen Strahlenschutz muss der Untersucher die Notwendigkeit jeder einzelnen Aufnahme genauestens abwägen (Göbel et al., 2005; Reese et al., 2009; Eckert et al., 2018).

Für die ventrodorsale Röntgenaufnahme wird der Kleinsäuger auf dem Rücken positioniert. Auf Höhe des Tarsalgelenks werden die Hintergliedmaßen beidseits gefasst und nach kaudal ausgezogen. Sie sollen parallel und leicht nach medial adduziert sein. Die Vordergliedmaßen werden symmetrisch nach kranial gezogen. Bei korrekter Lagerung wird

das Brustbein auf die Wirbelsäule projiziert (Silvermann&Tell, 2008; Reese et al., 2009; Eckert et al., 2018).

Computertomographie

Die Bildgebung mittels Röntgenologie stellt, wie bereits erwähnt, eine wichtige Komponente in der weiterführenden Diagnostik dar, weist allerdings Einschränkungen auf, da es schwierig ist, einzelne Teile des Kopfes, aber auch des Abdomens ohne Überlagerung darzustellen. Die Computertomographie (CT) kann einige dieser Limitationen überwinden (Capello&Cauduro, 2008). Sie ermöglicht eine überlagerungsfreie Demonstration der knöchernen Strukturen und des Zahnhalteapparates und kann aus diesem Grund als weitere Diagnosemöglichkeit für Zahnerkrankungen, ZNS-Erkrankungen und Veränderungen im thorakalen, abdominalen und pelvinen Bereich in Betracht gezogen werden. Für die richtige Positionierung bei der CT und die Reduzierung von Atemartefakten ist, trotz der kurzen Scanzeit, eine Sedierung bzw. Narkose unerlässlich. Der Patient wird in Bauchlage positioniert, wobei der Kopf leicht angehoben und waagrecht gehalten wird (Capello&Cauduro, 2008; Reese et al., 2009; Böhmer, 2011).

Ultraschall

Die Ultraschalluntersuchung stellt in der tierärztlichen Praxis bei kleinen Säugetieren eine sehr nützliche Technik dar. Um Organe und Anomalien zu identifizieren, ist es notwendig, dass der Untersucher mit der Anatomie der Spezies vertraut ist. Die Ultraschalldiagnostik wird durch Gas-, Haar-, Skelett- oder Metaldichte begrenzt. Der Ultraschall kann nützlich sein, um die Peristaltik, die Organgröße sowie die Herzfunktion zu überwachen. Die Untersuchung kann an wachen Tieren durchgeführt werden. Gelegentlich können Analgetika und/ oder Beruhigungsmittel notwendig werden, wenn die Tiere zu aktiv sind, um eine ausreichende Bilddarstellung zu ermöglichen. Ein 7,5- bis 10-MHz-Sektor-Ultraschallkopf ermöglicht gute Bilder (Reese et al., 2009; Drescher&Hamel, 2012; Capello et al., 2019). Kopplungsgel wird auf die Haut und den Schallkopf aufgetragen. Bei einigen Arten, z. B. Chinchilla, ist eine Ultraschalluntersuchung mit ausreichend Gel durch das intakte Fell möglich. Für eine gute Bildqualität ist es allerdings meist notwendig, die Tiere ausreichend zu scheren. Um eine Unterkühlung der Patienten zu vermeiden, sollte dies minimiert werden (Redrobe, 2001; Ewringmann, 2016; Capello et al., 2019).

Im Allgemeinen ähnelt die Anatomie der Kleinsäugetiere anderen bekannten Säugetierarten wie Hund und Katze, weshalb die Positionierung des Tieres und die Platzierung der Schallköpfe ähnlich sind (Redrobe, 2001). Die Untersuchung der Kleinsäuger ist in Rückenlage, mit erhöhtem Thorax und Kopf, auf einem Tisch durchführbar. Eine weitere Möglichkeit ist die Fixierung des Tieres mit dem Bauch nach oben auf dem Schoß des

Helfers (Drescher&Hamel, 2012; Ewringmann, 2016). Die Ultraschalluntersuchung der Bauchorgane kann durch das Caecum bei Kaninchen, Chinchillas und Meerschweinchen behindert werden. Blase, Gebärmutter, Leber und Milz sind im ventralen Bauchraum zu sehen. Die Sonographie der Nieren und Eierstöcke ist über die Seite der Tiere möglich (Redrobe, 2001; Capello et al., 2019).

2.6 Entnahme und Untersuchung klinischer Proben

2.6.1 Blutentnahme

Für einen Gesundheitscheck und zur Kontrolle von Allgemeinkrankheiten oder Organfunktionen ist eine Blutentnahme notwendig (Baumgartner, 2014). Bei Kaninchen, Meerschweinchen, Chinchillas und Frettchen ist es aufgrund des höheren Körpergewichts und des damit verbundenen höheren Blutvolumens meist problemlos möglich, eine für die Untersuchung eines Panels an Parametern ausreichende Blutmenge zu gewinnen (Göbel et al., 2005). Die Blutentnahme bei Kleinnagern beschränkt sich wegen der geringen Blutmenge der kleinen Tiere auf ein absolut gesehen geringes Volumen und findet daher nur zur Überprüfung einzelner Parameter statt. Wichtig sind immer eine sichere Fixation, Desinfektion und eine Rasur vor der Blutentnahme. Anschließend wird das jeweilige Gefäß gestaut und das Blut gewonnen. Das Blut sollte frei in das benötigte Röhrchen abtropfen. Alternativ können auch Vacutainer eingesetzt werden. Anschließend wird der Stau wieder geöffnet und die Nadel entfernt. Dann wird auf der Einstichstelle ein Tupfer platziert und durch einen leichten Druckverband befestigt, damit die Blutungsstelle komprimiert werden kann. Um das verfügbare Volumen einer Probe zu maximieren, kann bei Verwendung von Spezialkanülen, die verhindert die Blutgerinnung im Konus verhindern, das Blut auch aus dem Ansatz der Nadel entnommen werden (Joslin, 2009; Ewringmann&Glöckner, 2012, 2014; Ewringmann, 2016). Das maximale Blutvolumen, das den Tieren entnommen werden kann, wird in der Literatur unterschiedlich beschrieben (Mcguill&Rowan, 1989; Joslin, 2009). Die maximale Blutentnahmemenge beträgt ca. einen Prozent des Körpergewichtes. In Tabelle 17 wird das Blutvolumen der einzelnen Spezies dargestellt.

Tabelle 17: Blutvolumen (Mcguill&Rowan, 1989; Brown&Donnelly, 2004; Longley, 2008)

Spezies	Blutvolumen ml/kg	Blutvolumen Körpergewicht Prozent %
Kaninchen	44-70	5,5
Meerschweinchen	67-92	7,5
Ratte	58-70	6,4
Maus	78	5,4-8,2
Gerbil	67	
Hamster	78	
Frettchen	75	5-6

Kaninchen

Blutentnahmemöglichkeiten beim Kaninchen sind die V. saphena lateralis, die V. cephalica, die V. auricularis und die A. auricularis. Gelegentlich wird die V. jugularis verwendet (Mcguill&Rowan, 1989; Joslin, 2009; Ewringmann, 2016).

Für die Blutentnahme der V. saphena lateralis wird das Tier in der Seitenlage auf dem Untersuchungstisch oder auf dem Schoß eines Helfers fixiert und kann seinen Kopf zwischen dem Ellenbogen und dem Körper des Helfers verstecken. Das Hinterbein wird über den Rand der Tischkante gezogen, bzw. über das Bein des Helfers, der es oberhalb des Kniegelenks umgreift, sodass es gestreckt wird und gleichzeitig die Vene, die lateral von kranioventral nach kaudodorsal über den Unterschenkel verläuft, gestaut werden kann. Es wird eine Kanüle der Größe 20-22G verwendet und in einem flachen Winkel nach kaudodorsal eingestochen. Die V. saphena lateralis eignet sich zur Blutentnahme größerer Blutvolumina (Dyer&Cervasio, 2008; Dülsner et al., 2009; Joslin, 2009; Hein, 2014; Ewringmann, 2016).

Für die Blutentnahme aus der A. auricularis, die zentral über die Ohrmuschel verläuft, kann eine 20-22G Kanüle verwendet werden. Die Nadel sollte in Richtung der Ohrbasis, an der gestaut wird, parallel zu der Arterie und dann in das Gefäß gelenkt werden, sobald sie sich im subkutanen Raum befindet. Nachblutungen und Hämatombildungen sind bei der Blutgewinnung aus einer Arterie ein großer Nachteil. Damit die Blutung gestillt werden kann, muss die A. auricularis an der Einstichstelle ausreichend lange komprimiert werden (Mcguill&Rowan, 1989; Dülsner et al., 2009; Joslin, 2009; Ewringmann, 2016). Die Blutentnahme aus der Ohrrandvene, der V. auricularis, birgt das Risiko einer Thrombose und

des Ablösens der Ohrmuschel, besonders bei kleinen Kaninchenrassen. Die Entnahme sollte mit einer 20-22G Kanüle an der Spitze des Ohrs erfolgen. Die Stauung erfolgt auch hier an der Ohrbasis. Das Rasieren und Anwärmen der Ohren ist von Vorteil. Die Nadel wird parallel zum Gefäß eingeführt. Die V. auricularis und cephalica antebrachii werden für das Legen eines Venenverweilkatheters genutzt (Joslin, 2009; Hein, 2014). EMLA-Creme ist eine Mischung aus 2,5 % Prilocain und 2,5 % Lidocain, die zur topischen Anästhesie angewendet werden kann. Sie wird u. a. angewendet, um Schmerzen im Zusammenhang mit der Blutgewinnung zu verringern bzw. zu verhindern (Flecknell et al., 1990).

Für die Punktion der V. cephalica antebrachii befindet sich das Kaninchen in der Brust-Bauch-Lage auf dem Untersuchungstisch. Oberhalb des Ellenbogens wird ein Vorderbein umgriffen und die Vene gestaut. In einem 45° Winkel wird in kranio-dorsaler Richtung in das Gefäß eingestochen. Hier werden Kanülen der Größe 25G verwendet (Joslin, 2009). Selten wird die V. jugularis verwendet, die lateral am Hals entlangläuft. Hierfür wird das Tier in sternale Lage gebracht, die Vordergliedmaßen nach unten gezogen und der Kopf und Hals gestreckt. Bei übergewichtigen Tieren und einer großen Wamme ist diese Entnahmetechnik schwierig. Kanülen der Größe 22G werden verwendet (Joslin, 2009; Ewringmann, 2016).

Meerschweinchen, Chinchilla und Degu

Meerschweinchen haben eine lange Prothrombinzeit, ihr Blut gerinnt also nicht so schnell (Joslin, 2009). Blutentnahmemöglichkeiten sind die V. saphena lateralis, die V. cephalica antebrachii, die V. jugularis und die V. femoralis. Die V. saphena lateralis verläuft lateral der Achillessehne kaudal an der Unterschenkelrückseite, dorsal und dann lateral über den Tarsus (Dyer&Cervasio, 2008; Joslin, 2009; Drescher&Hamel, 2012; Ewringmann&Glöckner, 2012). Für die Blutentnahme wird das Tier so in der Brust-Bauchlage fixiert, dass eine Hintergliedmaße über den Tisch ragt. Um das Bein nach unten zu strecken, wird auf den Oberschenkel des Tieres Druck ausgeübt. Dorsal des Kniegelenks wird die Vene gestaut. Der Einstich erfolgt lateral der Achillessehne im medialen Drittel des Unterschenkels, in einem Winkel kleiner als 45°. Kanülen der Größe 22G und 23G werden verwendet (Dülsner et al., 2009; Joslin, 2009; Ewringmann&Glöckner, 2012).

Die V. cephalica antebrachii ist beim Meerschweinchen und Chinchilla sehr dünn. Die Vorgehensweise ist wie bereits beim Kaninchen beschrieben (Joslin, 2009; Ewringmann&Glöckner, 2012). Auch die Blutentnahme aus der V. jugularis verläuft bei Meerschweinchen wie bei Kaninchen. Häufig müssen die Tiere dafür in Narkose gelegt werden. Um die V. jugularis exakt zu positionieren, sollte der Kopf des Meerschweinchens gestreckt und die Vorderbeine über die Tischkante gezogen werden, während sich das Tier in der Brust-Bauchlage befindet. Es ist wichtig, Kopf und Nacken des Patienten nicht zu überdehnen und die Atmung des Tieres zu überwachen. Die Halsvenen verlaufen in der

oberflächlichen Faszie des ventralen Halsbereichs, wobei die rechte Halsvene größer ist als die linke.

Bei Meerschweinchen und Chinchillas kann eine Blutentnahme auch aus der V. femoralis erfolgen. Dabei liegen die Tiere in Narkose auf dem Rücken. Das Hinterbein, an dem Blut genommen wird, wird abduziert, sodass der Oberschenkel im 90°-Winkel zum Körper auf dem Tisch liegt. Die Vene kann im femoralen Dreieck, entlang der oberen Hälfte des Oberschenkels lokalisiert werden (Keino et al., 2002; Joslin, 2009).

Bevorzugte Venenpunktionsstellen für Degus umfassen die V. jugularis, die Vena saphena, die Vena cephalica, die Vena femoralis und die Vena cava cranialis. Beim Degu reicht die gewonnene Menge oft nur für die Messung einzelner Parameter aus (Mitchell, 2011; Ewringmann&Glöckner, 2012).

Ratte, Maus, Gerbil und Hamster

Zur Blutentnahme bei den kleinen Nagetieren werden feine 21-23G Butterfly oder 24G Kanülen verwendet (Joslin, 2009; Ewringmann&Glöckner, 2014). Eine Entnahmestelle ist bei Ratte, Maus und Gerbil die laterale Schwanzvene (Furuhama&Onodera, 1983; Dülsner et al., 2009; Joslin, 2009). Die Vene liegt dicht unter der Haut. Rotlicht und warmes Wasser sorgen für eine bessere Durchblutung. An der Schwanzbasis wird die Vene mit einem feinen Gummi oder dem Finger gestaut und die Kanüle im proximalen Schwanzdrittel in einem flachen Winkel eingeführt (Furuhama&Onodera, 1983; Mcguill&Rowan, 1989; Dülsner et al., 2009; Joslin, 2009).

Die Blutentnahme an der V. saphena lateralis ist bei allen Kleinnagern möglich (Hem et al., 1998; Joslin, 2009). Das Hinterbein wird ausgezogen und oberhalb des Kniegelenks durch ein Band oder den Finger gestaut. Die Tiere können dabei in einem Handtuch oder z. B. in einer Papprolle fixiert werden. Beim Hamster wird eine 20-25G Nadel verwendet, bei der Ratte 22-23G und bei der Maus 22-30G (Joslin, 2009; Ewringmann&Glöckner, 2014). Mit viel Übung kann beim Hamster aus der V. cephalica Blut gewonnen werden, die Entnahme verläuft wie beim Kaninchen (Joslin, 2009).

Bei der Ratte und der Maus gibt es, wie bei Meerschweinchen und Chinchilla, die Möglichkeit der Punktion der V. femoralis. Die Tiere werden z. B. in einer Papprolle fixiert oder mit dem Daumen und dem Zeigefinger im Nacken gegriffen. Mit dem Mittel- und dem Ringfinger wird das Bein fixiert und die Vene gestaut, während der kleine Finger den Schwanz zur Seite hält (Joslin, 2009). Der retrobulbäre Venenplexus kann bei Ratte, Maus, Hamster und Gerbil zur Gewinnung von größeren Blutmengen verwendet werden. Bei der Durchführung dieser Methode muss man Gesundheitsrisiken beachten (u. a. Blutungen hinter dem Auge, Erblindung und Infektionen). Die Tiere sollten so in der Hand oder auf dem Tisch fixiert

werden, dass der Kopf nach unten zeigt. Die Halsvenen werden gestaut. Im inneren Augenwinkel geht man mit der Kanüle unter Druck durch die Bindehaut in Richtung des gegenüberliegenden Kiefergelenks und punktiert dann den Venenplexus (Mcguill&Rowan, 1989; Dülsner et al., 2009; Joslin, 2009).

Der Eintritt der Vena jugularis interna in die Vena jugularis externa stellt den Venenwinkel dar, der sich unterhalb der Clavicula befindet. Zur Punktion des Venenwinkels werden Ratte, Maus und Gerbil in Narkose in Rückenlage gebracht. Dabei werden die Vorderbeine nach kaudal gerichtet und gemeinsam mit den Hintergliedmaßen fixiert. Der Untersucher sticht im kranialen Halsbereich unter das Schlüsselbein in die Richtung des gegenüberliegenden Knies (Fitzner Toft et al., 2006; Dülsner et al., 2009).

Eine Methode, die nur bei der Maus möglich ist, ist die Punktion der V. facialis. Gleich hinter dem Unterkiefergelenk, drei bis vier Millimeter dorsokaudal wird in einem 90°-Winkel mit einer Lanzette eingegangen und das Blut abgehoben. Wird das Tier richtig fixiert, wird die Vene automatisch durch das Zurückziehen der Haut, durch das so genannte "*Face lifting*" ausreichend gestaut, sodass das Blut gewonnen werden kann. Sobald die Blutprobe entnommen ist, kann die Spannung der Haut gelockert und zur Blutstillung ein trockener Gazetupfer auf den punktierten Bereich platziert werden (Joslin, 2009).

Frettchen

Die Blutentnahme bei Frettchen ist ähnlich wie bei Katzen. Blutentnahmemöglichkeiten sind die V. saphena lateralis, die V. cephalica antebrachii, die V. jugularis und die V. cava cranialis. Zur Blutgewinnung an der V. saphena lateralis wird das Tier in der Bauch- oder Seitenlage positioniert und das Hinterbein proximal des Kniegelenks fixiert, um das Gefäß zu stauen. Es können Nadeln der Größe 20-22G verwendet werden (Joslin, 2009; Fehr et al., 2015a). Zur Blutentnahme an der V. cephalica antebrachii wird das Tier, ähnlich wie Hund und Katze, in Bauchlage auf dem Untersuchungstisch positioniert und von einem Helfer am Hals/ im Nacken fixiert, oder in ein Handtuch gewickelt. Über dem Ellenbogen wird das Gefäß gestaut. Die Kanülengröße 22G wird verwendet (Joslin, 2009).

Eine weitere Möglichkeit ist die Blutgewinnung aus der V. jugularis, die weiter lateral positioniert ist als bei der Katze. Das Frettchen wird in der Bauchlage in einem Handtuch fixiert, die Vordergliedmaßen über die Tischkante nach kranial gezogen und Kopf und Nacken senkrecht nach oben gestreckt. Um Blut aus der V. cava cranialis zu entnehmen, muss das Tier in Rückenlage gebracht werden. Der Kopf wird über die Tischkante nach unten gestreckt, die Vordergliedmaßen nach kaudal gezogen. Die Kanüle wird zwischen dem Manubrium und Sternum, kranial der ersten Rippe, eingeführt. Es wird ein 45° Winkel in Richtung der gegenüberliegenden Hüfte empfohlen. Die Gefahr, das Herz zu verletzen,

besteht bei den Frettchen aufgrund der kaudalen Position nicht (Morrisey&Ramer, 1999; Joslin, 2009; Fehr et al., 2015a).

2.6.2 Kotuntersuchung

Kotuntersuchungen zählen zur Routinediagnostik (Göbel et al., 2005; Dryden et al., 2006). Indikationen sind ein routinemäßiger Gesundheitscheck oder Kotveränderungen und Kotabsatzstörungen (Hein, 2019). Krankheitserreger befinden sich in der Regel in variabler Menge im Kot und werden zum Teil nur intermittierend ausgeschieden. Aus diesem Grund sollen Sammelkotproben über drei Tage aufgesammelt werden, in einer mindestens bohnen großen Menge. Wenn der Kot auf Parasitenlarven oder Flagellaten wie z. B. Giardien und Trichomonaden untersucht werden soll, wird Frischkot benötigt (Ewringmann, 2009a; Schmäschke, 2013; Hein, 2019). Der Untersuchungsgang orientiert sich an dem von Hund und Katze. Zunächst wird der Kot makroskopisch beurteilt. Dabei wird auf die Unterscheidung der Caecotrophe von dem Normalkot, Beurteilung der Konsistenz, Beimengungen, die Menge und die Farbe des Kotes geachtet (Göbel et al., 2005; Schmäschke, 2013; Hein, 2019). Im Anschluss erfolgt die parasitologische Untersuchung. Als Methoden für die mikroskopische Untersuchung stehen der Nativausstrich, die Anreicherung mittels Flotation oder Larvenauswanderungsverfahren und der Tesafilmabklatsch zur Auswahl. Das **Nativpräparat** dient als Direktnachweis. Der Kot wird mit Wasser oder physiologischer Kochsalzlösung suspendiert und eine kleine Menge auf einen Objektträger gegeben. Mit einem Nativpräparat können u. a. Hefepilze, Kokzidien, Trichomonaden und andere Flagellaten sowie Wurmeier diagnostiziert werden (Ewringmann&Glöckner, 2012; Ewringmann, 2016). Konnte bis zum Tag der Untersuchung keine ausreichende Kotprobe gewonnen werden, besteht die Möglichkeit mit einem feuchten Wattestab in das Rektum einzugehen (Ewringmann, 2009b). Die **Flotation** ist ein Anreicherungsverfahren zur Untersuchung auf Nematoden- und Bandwurmeier und Kokzidienoozysten. In einer Flotationslösung, die meist aus einer hochkonzentrierten Salzlösung, z. B. Zinksulfatlösung, besteht, wird die Probe aufgeweicht, zerkleinert und vermischt. Die Suspension wird in ein Röhrchen gegeben und zentrifugiert. Aufgrund der hohen Dichte der Flüssigkeit flotieren Partikel geringerer Dichte, also die Eier und Oozysten vieler Parasitenarten. Die oberste Schicht, der Überstand, wird abgehoben und anschließend auf einem Objektträger unter dem Mikroskop begutachtet (Zajac et al., 2002; Ewringmann, 2009b; Schmäschke, 2013; Beck&Pantchev, 2014). Larvenauswanderungsverfahren werden hauptsächlich bei Igelh zur Anreicherung von Lungenwurmlarven verwendet. Bei Kaninchen können durch den **Tesafilm-Abklatsch** vom Anus bzw. von der Rektumschleimhaut insbesondere Eier von *Passalurus ambiguus* (Pfriemenschwänze), die im Kot nur in sehr geringer Menge enthalten und daher in der Regel weder im Nativausstrich noch in der

Flotation nachweisbar sind, diagnostiziert werden (Ewringmann, 2009b; Beck&Pantchev, 2014; Hein, 2019).

Die Untersuchung auf Giardien ist v. a. bei Frettchen und Chinchillas wichtig. Mikroskopisch können in Nativpräparaten aus Frischkot Trophozoiten oder Giardienoozysten nachgewiesen werden. Die Ergebnisse sind jedoch häufig falsch negativ. Aus diesem Grund sind nur positive Ergebnisse beweisend. Aktuell verfügbare Praxisschnelltests (SNAP-Test) besitzen meist nur eine geringe Sensitivität und Spezifität und machen Bestätigungstests mit anderen Untersuchungsmethoden sinnvoll. Hierzu zählen der ELISA (Nachweis von Koproantigen) und die PCR. Die Sensitivität des ELISA variiert aber auch je nach Testverfahren. Die Differenzierung der beteiligten Genotypen mittels PCR wird aktuell noch nicht standardmäßig durchgeführt, besitzt aber eine hohe Aussagekraft (Hein, 2019).

Bei schweren und/ oder wässrigen Durchfällen bakterieller Ursache findet die mikrobiologische Untersuchung Anwendung. Diese Untersuchung erfolgt mittels Kultivierung der Bakterien und anschließender Differenzierung. Dabei können auch Antibiogramme erstellt werden, um die Empfindlichkeit der Keime gegenüber Antibiotika zu ermitteln. Dabei können u. a. multiresistente Keime nachgewiesen werden. Der Nachweis von Kryptosporidien bei Meerschweinchen und Frettchen erfolgt in der Regel über ELISA oder mikroskopisch nach Karbol-fuchsin-Färbung (Müller, 2017; Hein, 2019).

2.6.3 Harnuntersuchung

Zahlreiche Krankheiten und der besondere Kalziumstoffwechsel der Kleinsäuger wirken sich auf die Urinzusammensetzung aus. Eine Harnuntersuchung erlaubt die Erfassung zahlreicher krankheitsrelevanter Parameter (Kötsche&Gottschalk, 1990; Mancinelli&Lord, 2014; Hein, 2019). Dabei lassen sich laut Kraft und Dürr (2005) die makroskopische Untersuchung, die physikalische Untersuchung, die chemische Untersuchung, die Untersuchung des Sediments und die mikrobiologische Untersuchung unterscheiden. Im Folgenden werden die einzelnen Methoden beschrieben.

2.6.3.1 Makroskopie

Bei der Makroskopie wird zunächst die Farbe des Urins beurteilt, die tierartsspezifisch unterschiedlich ist. In der Regel ist sie gelblich-trüb. Porphyrine, die mit dem Futter aufgenommen werden, können dem Harn eine abweichende Farbe verleihen (Färbungen über orange, rötlich bis bräunlich) (Brewer&Cruise, 1994b; Ewringmann, 2016). Weitere Verfärbungen können durch die Verabreichung bestimmter Medikamente auftreten (Kraft&Dürr, 2005). Erkrankungen des Urogenitaltraktes (Hämometra, Urolithiasis, Zystitis) können für Blutbeimengungen im Urin sorgen. Infektionen oder hohe Leukozytengehalte begünstigen schleimige Beimengungen, Eindickungen des Harns entstehen durch

Harngrieß. Bei Kleinnagern ist die Harnfarbe hellgelb-weißlich, bis zu einem kräftigen Bernsteinfarben. Frettchen haben eine klare blassgelbe bis gelbe Farbe (Ewringmann&Glöckner, 2014; Fehr et al., 2015a; Ewringmann, 2016). Außerdem wird die Konsistenz und die Trübung beurteilt (Kraft&Dürr, 2005).

2.6.3.2 Physikalische Untersuchung

Bei der physikalischen Untersuchung mit der Hilfe eines Refraktometers das urinspezifische Gewicht (USG) ermittelt. Es stellt die Menge der Substanzen dar, die im Urin gelöst sind und gibt Auskunft über die Rückresorptionsfähigkeit des Tubulussystems der Niere. Das USG ist abhängig vom Kalziumgehalt und somit auch von der Fütterung (Kraft&Dürr, 2005; Hein, 2019). Bei der Messung mit dem Refraktometer wird ein Tropfen auf dessen Platte getropft. Das Refraktometer wird gegen das Licht gehalten, damit der Wert abgelesen werden kann (Singh et al., 1993; Kraft&Dürr, 2005). Durch unterschiedliche Urinbeimengungen kann die Ablesbarkeit des Refraktometers eingeschränkt sein. Das Ergebnis, der USG Wert, wird dadurch aber nicht beeinflusst. Als physiologisch werden bei Kaninchen USG Werte von > 1016 betrachtet. Darunter liegende Werte liegen im isosthenurischen Bereich, d. h. es liegt bereits eine Einschränkung der Nierenfunktion vor. Die USG von Gerbil und Hamster liegen bei > 1040. Das USG beim Meerschweinchen wird mit 1005-1050 angegeben (Hein, 2019). Fehr et al. (2015a) und Hein (2019) geben das USG eines Frettchenrüdens mit 1034-1070, und das der Fähe mit 1026-1060 an. Chinchillas haben ein USG von 1014-1060, Degus von 1028-1082 und Ratten und Mäuse von 1006-1040. Laut Meyer et al. (1996) ist das USG fütterungsabhängig.

2.6.3.3 Chemische Untersuchung

Die chemische Untersuchung des Harns erfolgt häufig mit Teststreifen (Göbel et al., 2005). Hierbei handelt es sich um semiquantitative Trockenchemiesysteme (Thomas, 1984). Es wird ein Tropfen Urin auf das Testfeld gegeben und eine mögliche Farbveränderung nach 60 Sekunden abgelesen. Mit Hilfe einer vorgegebenen Farb-Skala kann der Teststreifen anschließend bewertet werden. Mögliche Testfelder sind Leukozyten, Nitrit, pH-Wert, Protein, Glukose, Ketonkörper, Urobilinogen, Bilirubin und Blut. Die Werte sollten negativ sein. Die einzelnen Parameter wie pH-Wert, Glukose und Ketonkörper geben Hinweise über die Stoffwechselsituation und den Säure-Base-Haushalt und bieten die Möglichkeit, zwischen Blut, Hämoglobin, Myoglobin oder anderen Farbstoffen zu unterscheiden (Hohenberger&Kimling, 2004; Fehr et al., 2015b; Hein, 2019). Der pH Wert ist durch die Fütterung beeinflussbar (Kraft&Dürr, 2005). Bei Kaninchen und Ratten liegt eine physiologische Proteinurie vor (Göbel et al., 2005). Bei der Beurteilung des Testfeldes muss die Harngewinnungsmethode berücksichtigt werden. Iatrogen verursachte Blutbeimengungen oder Kontaminanten beeinflussen die Ergebnisse. Falsch negative

(Glukosurie, Proteinurie, Bilirubin) sowie falsch positive (Antibiotika etc.) Ergebnisse können vorkommen und müssen weiter untersucht werden. Als weitere Einschränkung ist anzumerken, dass die Teststreifen für die Humanmedizin entwickelt wurden und auf den alkalischen Urin der Kleinsäuger (Pflanzenfresser) nicht ausgelegt sind. Das Leukozytentestfeld gilt als ungenau. Durch Verunreinigungen bei der Uringewinnung oder Antibiotika kann es zu falsch positiven Ergebnissen kommen. Ist der Nitritwert erhöht, weist dies auf eine signifikante Bakteriurie hin (Hein, 2019). Die Kleinsäuger weisen aufgrund ihrer vielfältigen Ernährungsformen unterschiedliche pH-Werte auf. Bei Fleischfressern erklärt sich ein saurer Urin-pH mit einem erhöhten Umsatz von Proteinen, bei den Pflanzenfressern ein alkalischer Urin-pH-Wert mit einer eher proteinarmen Ernährung (Kraft&Dürr, 2005). So haben Herbivore einen physiologischen Urin-pH von 8-9 (Ewringmann&Glöckner, 2012; Ewringmann, 2016), Kleinnager einen pH von 7-9 (Ewringmann&Glöckner, 2014) und Frettchen einen sauren pH von 5-6,5 (Fehr et al., 2015a). Laut Hein (2019) haben Kaninchen einen pH von 7,5-9,0, Meerschweinchen und Chinchillas von 8,0-9,0, Ratte und Maus von 5-7, Hamster und Gerbil von 6-8 und Frettchen von 6,5-7,5.

Die Bewertung des Proteingehalts des Urins erfolgt immer in Verbindung mit dem USG und dem Blutgehalt. Der Proteingehalt kann Hinweise auf prärenale, renale und postrenale Proteinbeimengungen liefern. Bei dem alkalischen Urin der Pflanzenfresser ist er meistens falsch positiv. Erhöhte Glukosewerte liefern Hinweise auf eine Hyperglykämie, die kurzzeitig durch die Nahrung oder Stress ausgelöst sein kann und längerfristig unter Umständen durch einen Diabetes mellitus entsteht. Bei einem niedrigen USG sind die Werte empfindlich und sollten durch eine Blutuntersuchung kontrolliert werden. Erhöhte Ketonkörperwerte können Grund eines Fettsäureabbaus aufgrund von Stoffwechsellentgleisungen sein. Eine lange Aufbewahrung des Urins kann zu falsch negativen Ergebnissen führen. Urobilinogen und Bilirubin haben kaum eine klinische Bedeutung bei der Bewertung, falsch negative Ergebnisse werden als Teststreifenfehler begründet. Eine Erhöhung des Bluttestfeld-Wertes beschreibt die Anwesenheit von Erythrozyten, Hämoglobin und Myoglobin. Der Wert kann durch iatrogen bedingte Blutbeimengungen falsch positiv sein (Hein, 2019).

2.6.3.4 Mikroskopie

Eine Mikroskopie kann mit dem Nativharn oder einem Harnsediment (aus zentrifugiertem Nativharn, besser Zystozenteseharn) durchgeführt werden. Der nach Zentrifugieren vorliegende Überstand wird abgeschüttet, der übrig gebliebene Rest am Boden des Röhrchens, also das Sediment, wird auf den Objektträger gegeben und unter dem Mikroskop untersucht (Hohenberger&Kimling, 2004; Kraft&Dürr, 2005). Bei der Sedimentuntersuchung werden Erythrozyten, Leukozyten, Epithelzellen, Zylinder, Bakterien und Kristalle beurteilt. Da sich der Urin-pH-Wert unter Lufteinfluss sehr schnell verschieben kann und die Zellen

und Zylinder zerfallen können, sollte der Harn innerhalb von zwei Stunden nach Abnahme untersucht werden (Kraft&Dürr, 2005; Hein, 2019). Der Urin von gesunden Kaninchen oder auch von Nagern kann auch physiologischerweise Kristalle enthalten, dies muss bei der Untersuchung des Sediments berücksichtigt werden (Göbel et al., 2005). Im alkalischen Urin der Pflanzenfresser werden häufig nicht auflösbare Kalziumkarbonate und -phosphate gefunden. Eine fehlerhafte Fütterung mit einer Kalziumübersversorgung ist hierfür meist die Ursache. Steine, die im sauren pH der Carnivoren vorkommen können sind Struvite und Oxalate (Fehr et al., 2015b; Hein, 2019).

2.6.3.5 Mikrobiologische Untersuchung

Bei dem Verdacht auf eine bakterielle Harnwegsinfektion oder bei vermehrt auftretenden Rezidiven ist eine mikrobiologische Untersuchung einschließlich Erstellung eines Antibiogramms durchzuführen (Leidinger, 1999; Göbel et al., 2005). Für den Nachweis von bakteriellen Infektionen der Harnblase ist die Uringewinnung mittels Zystozentese erforderlich (Kraft&Dürr, 2005).

2.6.4 Harngewinnungsmethoden

In der Literatur werden vier unterschiedliche Harngewinnungsmethoden beschrieben, von denen sich nicht alle für jeden Kleinsäuger eignen. Zu den Methoden zählen das Auffangen bzw. Aufziehen von Spontanharn, die Blasenkompression, die Katheterisierung und die Zystozentese.

Spontanharn eignet sich hauptsächlich bei Kaninchen, Meerschweinchen und Kleinnagern. Chinchillas und Degus trinken verhältnismäßig weniger und setzen selten Spontanharn ab wenn er benötigt wird (Ewringmann&Glöckner, 2012, 2014; Ewringmann, 2016). Der Spontanharn eignet sich wegen der Kontamination durch das Fell, die Haut und der Umgebung nicht für bakteriologische Untersuchungen, ist aber in der Regel ausreichend für eine mikroskopische oder chemische Untersuchung. Liegt der Verdacht einer Hämaturie vor, ist der Spontanurin den anderen Methoden, bei denen iatrogene Blutungen verursacht werden können, vorzuziehen. Das Auffangen von Urin ist während dem Harnabsatz möglich (Göbel et al., 2005; Kraft&Dürr, 2005; Barsanti et al., 2006). Eine weitere Möglichkeit ist das Entfernen der Einstreu, oder eine Tüte als Käfigunterlage, um den abgesetzten Urin darin aufziehen zu können (Göbel et al., 2005).

Am häufigsten ist die Gewinnung mittels **Blasenkompression** möglich. Dabei wird mit leichtem Druck die Blase ausmassiert und der Harn in einem möglichst sterilen Gefäß aufgefangen. Hier ist in jedem Fall darauf zu achten, dass die Urethra und die Blase selbst frei von Steinen sind. Die Tiere werden mit einer Hand hinter den Vordergliedmaßen am Brustkorb, mit dem Rücken zum Brustkorb des Untersuchers gehalten. Auch bei Blasenkompression wird der Harn außerhalb des Tierkörpers mit Fremdstoffen kontaminiert

(Göbel et al., 2005; Kraft&Dürr, 2005).

Besteht der Verdacht auf eine Obstruktion der Harnwege kann eine **Katheterisierung** versucht werden (Leidinger, 1999). Der Eingriff muss meist in Sedation stattfinden. Die Katheterisierung der Blase ist schwierig. Beim männlichen Tier kann im Gegensatz zum weiblichen ein Katheter relativ leicht geschoben werden (Kraft&Dürr, 2005; Ewringmann, 2016; Hein, 2019).

Die anatomischen Begebenheiten der Urethra (sehr enges Lumen und bei den männlichen Tieren eine S-förmige Schleife) können beim Schieben der feinen, aber starren Katheter zu Verletzungen und Irritationen der Harnröhre führen (Bivin&Timmons, 1974; Brewer&Cruise, 1994b). Kaninchen und Meerschweinchen werden in Rückenlage positioniert. Gleitgel beim Einführen des Katheters macht das Vorschieben leichter (Fehr et al., 2015a). Der Vorgang muss vorsichtig und steril sein, damit Verletzungen und Infektionen vermieden werden (Kraft&Dürr, 2005).

Die Katheterisierung des männlichen Frettchens ist aufgrund des kleinen Durchmessers der Harnröhre und des spitzen Winkels an der kaudalen Seite des Beckenkanals schwierig. Mit dem Frettchen in Rückenlage und unter Verwendung steriler Technik wird der Penis aus der Vorhaut nach außen gezogen. Ein 24-Gauge-Katheter wird an der Penisspitze entlang geschoben bis er an der ventralen Oberfläche der Eichel in die Harnröhrenöffnung übergeht (Orcutt, 2003).

Die **Zystozentese** eignet sich am besten für die Gewinnung von Urin für bakteriologische Untersuchung (Kraft&Dürr, 2005). Barsanti et al. (2006) und Kraft und Dürr (2005) bezeichnen die Zystozentese als schonend. Sie kann durch die Fixation der Harnblase unter Ultraschallkontrolle durchgeführt werden (Göbel et al., 2005; Kraft&Dürr, 2005). Unter Umständen ist die Punktion nur unter Palpationskontrolle vorzuziehen, da durch den Druck, der mit dem Ultraschallkopf ausgeübt wird, eine Blasenentleerung provoziert werden kann. Bei Meerschweinchen, Chinchilla und Degu kann eine Narkose sinnvoll sein, wenn die Tiere nicht sicher zu fixieren sind (Ewringmann&Glöckner, 2012). Die Zystozentese ist bei den Frettchen die Methode der Wahl, eine Blasenpunktion durch die Haut unter Ultraschallkontrolle ist bei gut fixierten Tieren relativ leicht durchführbar (Orcutt, 2003; Fehr et al., 2015a).

2.6.5 Bakteriologische Proben

Häufig vorkommende bakterielle Erkrankungen des Respirationstrakts bedürfen bei der Diagnose bakteriologischer Untersuchungen (Sato et al., 1967; Hippe&Schliesser, 1981; Kötsche&Gottschalk, 1990). Oft besteht der Verdacht auf eine Infektion u. a. mit *Pasteurella multocida* und *Bordetella bronchiseptica*. *Streptococcus sp.*, *Staphylococcus sp.* und *Klebsiella sp.* spielen eine Rolle als Sekundärerreger, zudem werden auch Pseudomonaden

nachgewiesen (Sato et al., 1967; Hippe&Schliesser, 1981; Deeb et al., 1990; Ewringmann, 2016). Bei Frettchen kommen primäre bakterielle Pneumonien selten vor, meist verursachen Bakterien Sekundärerkrankungen bei Tieren, die an Influenza oder Staupe erkrankt sind (Fehr et al., 2015a).

Für eine Erregerisolierung bei Kaninchen ist eine tiefe Nasentupferprobe oder eine Nasenspülprobe notwendig. Bei der Nasentupferprobe wird ein steriler Tupfer zwei bis drei Zentimeter tief in die ventralen Nasenhöhlen geschoben. Dies führt zum Niesen des narkotisierten Tieres. Bei der Nasentupferprobe kann nur das Keimspektrum der Nasengänge beurteilt werden (Digiacoimo et al., 1991). Häufig besser geeignet ist daher eine Nasenspülprobe. Dabei gewinnt man Sekret aus den Nasenhöhlen. Dem Kaninchen wird unter Druck Kochsalzlösung in die Nasengänge injiziert. Auch hier kommt es zum Niesen der Tiere, das gewonnene Sekret kann mit einem sterilen Gefäß aufgefangen werden (Drescher; Glöckner, 2014; Richardson&Keeble, 2014; Ewringmann, 2016).

Für die Untersuchung von Erkrankungen des unteren Respirationstrakts eignen sich Trachealspülungen oder die Bronchoalveoläre Lavage (BAL) über einen Endotrachealtubus. Dabei gibt der Untersucher ein bis zwei Milliliter sterile Kochsalzlösung in die Trachea ein und aspiriert dann wieder (Richardson&Keeble, 2014).

Bei Nagern und Kleinnagern ist eine Erregerisolierung aus dem Respirationstrakt am lebenden Tier meist unmöglich. Bei Meerschweinchen, Chinchillas und Degus kann der Untersucher versuchen, Tupferproben aus den Nasengängen zu entnehmen, allerdings gestaltet es sich schwierig, dadurch an die eigentliche Stelle des Erregervorkommens zu gelangen. Die Nasengänge der Kleinnager sind für Tupferproben nicht zugänglich (Ewringmann&Glöckner, 2012, 2014). Bei Frettchen kann eine Trachealspülprobe unter Sedation zum Nachweis von Infektionserregern im unteren Respirationstrakt durchgeführt werden. Das Tier wird intubiert und zunächst mit 100 % Sauerstoff präoxygeniert. Über den Tubus wird anschließend eine Ernährungssonde vorsichtig bis zu den Bronchien geschoben. Ist alles vorbereitet, wird das Tier in der ventralen Rückenlage positioniert, mit dem Kopf tieferliegend als der Körper. Ein bis drei Milliliter sterile Kochsalzlösung werden injiziert und das Tier wird behutsam nach hinten und wieder zurückgeschwenkt. Anschließend wird die Flüssigkeit wieder aspiriert und die so gewonnene Probe kann bakteriologisch untersucht werden (Fehr et al., 2015a).

2.7 Applikation von Medikamenten

Die Verabreichung von Medikamenten kann unter anderem systemisch (oral oder parenteral, also unter Umgehung des Verdauungstrakts) oder lokal erfolgen (Turner et al., 2011; Baumgartner, 2014).

2.7.1 Orale Applikation

Bei der oralen Applikation werden die Wirkstoffe direkt in das Maul der Tiere gegeben. Indikationen stellen sowohl die Verabreichung von Arzneimitteln, als auch die assistierte Fütterung bei anorektischen Patienten dar. Ein Vorteil dieser Applikationsform ist, dass auch Patientenbesitzer den Vorgang nach Anleitung selbstständig durchführen können. Der Nachteil ist die in solchen Fällen fehlende Kontrolle durch den Tierarzt (Harcourt-Brown, 2002b; Baumgartner, 2014). Die Belastung des Tieres sollte so gering wie möglich gehalten werden.

Die Tiere werden in der Brust-Bauch-Lage fixiert. Gegebenenfalls muss der Kopf fixiert werden, darf aber aufgrund der Gefahr einer Aspiration nicht überstreckt werden. Durch Hochziehen der Oberlippe wird das Diastema sichtbar. Mit einer Spritze wird seitlich in die Maulhöhle in den Bereich des Diastemas zwischen den Schneide- und Backenzähnen eingegangen. Die Tiere dürfen dabei nicht auf dem Rücken liegen, damit keine Medikamente über die Luftröhre in die Lunge gelangen. Die maximale Applikationsmenge beträgt, auf mehrere Portionen aufgeteilt, 50-80 ml/kg/d. Bei einer Magenüberladung bei Herbivoren ist es wichtig, nur kleine Portionen an das Tier zu verfüttern (Harcourt-Brown, 2002b; Baumgartner, 2014; Richardson&Keeble, 2014; Ewringmann, 2016).

Die orale Applikation beim Frettchen verläuft analog zu der bei der Katze. Die Flüssigkeit wird seitlich in die Maulhöhle gegeben, Tabletten müssen über die Zunge in den Rachen der Tiere geschoben werden. Alternativ bietet sich die Verwendung von Vitaminpasten an, in denen das Medikament versteckt werden kann. Wenn das Tier kein Futter mehr aufnimmt, kann eine Ernährungssonde gelegt werden. Die Technik orientiert sich an der bei anderen Kleintieren (Göbel et al., 2005; Baumgartner, 2014; Müller, 2017).

2.7.2 Subkutane Applikation

Die subkutane Injektion wird analog zu Hund und Katze durchgeführt und eignet sich zur Verabreichung großer Volumina. Die maximale Verabreichungsmenge pro Lokalisation beträgt 20 ml/kg. Mit dem Drei-Fingersystem wird eine Hautfalte an der seitlichen, rippengestützten Brust-Bauchwand aufgezo-gen und die Nadel parallel zur Hautoberfläche in kranialer Stichrichtung in die Hautfalte eingeführt. Dabei ist der Konus von Anfang an so zu fixieren, dass der Untersucher nicht mehr umgreifen muss. Zur Kontrolle der Position ist zu aspirieren und die Nadel hin und her zu bewegen. Die Vorteile dieser Applikationsform sind

die großen Volumina, die als Depot verabreicht werden können. Ein Nachteil ist, dass die Wirkstoffe in der Regel nur langsam von den Tieren resorbiert und damit verfügbar werden. Risiken bei einer subkutanen Applikation sind die Entstehung von Hautknoten und Abszessen. Um diese Gefahr zu minimieren, ist eine gleichmäßige Applikation sinnvoll. Ein weiteres Risiko besteht darin, dass der Untersucher sich selbst verletzt, indem er die Nadel durch die Haut des Tieres hindurch in seine eigenen Finger sticht (Turner et al., 2011; Machholz et al., 2012; Baumgartner, 2014; Müller, 2017).

2.7.3 Intramuskuläre Injektion

Bei der intramuskulären Injektionen sollte darauf geachtet werden, nur geringe Injektionsvolumina zu verabreichen. Die maximale Verabreichungsmenge pro Lokalisation beträgt 0,1 bis 0,3 ml/kg. Die Verabreichung in die Muskulatur ist schmerzhaft, daher sollten kleinlumige Kanülen der Größe 24-40G verwendet werden. Die Applikationsform erfordert mehr Geschick als die subkutane Injektion und sollte nur von erfahrenem Personal durchgeführt werden.

Die intramuskuläre Injektion von reizenden Stoffen oder die Verletzung von Nerven kann zu einer Parese, Paralyse oder Muskelnekrosen bis hin zu einem lokalisiertem Muskelabbau führen und sollte vermieden werden. In der Regel wird in die kraniale Oberschenkelmuskulatur (M. quadriceps) injiziert. Bei der kaudalen Muskulatur besteht die Gefahr, den Nervus ischiadicus zu verletzen. Weitere Injektionsmöglichkeiten bieten der M. trizeps und die lange Rückenmuskulatur bei den Kaninchen. Dazu wird kranial der Hüfte und seitlich der Wirbelsäule gespritzt (Turner et al., 2011; Machholz et al., 2012; Baumgartner, 2014; Fehr et al., 2015b).

2.7.4 Intravenöse Applikation

Bei dieser Methode werden Substanzen direkt in die Venen verabreicht. Dabei muss die Haut aseptisch vorbereitet werden. Die venöse Injektion gleicht der Technik der Gewinnung von Blutproben. Bei Kaninchen wird dafür die V. auricularis (V. saphena lateralis, V. cephalica) aufgesucht, bei Frettchen die V. cephalica antebrachii und V. saphena lateralis, bei Meerschweinchen die V. cephalica antebrachii und V. saphena lateralis, bei Ratten, Mäusen und Gerbilen die V. femoralis (V. saphena lateralis, V. caudalis) und die Schwanzvene sowie bei Chinchillas die V. saphena lateralis. Beim Hamster kann der Untersucher intraossär am Humeruskopf einen Venenzugang legen. Bevor der Wirkstoff in die Vene appliziert wird muss zum Test der korrekten Lage aspiriert werden. Liegt der Zugang bzw. die Nadel richtig, lässt sich venöses Blut aspirieren und der Wirkstoff kann appliziert werden. Wenn die Nadel entfernt wird muss die Blutstillung sorgfältig kontrolliert werden, um den Blutverlust und die Hämatombildung zu minimieren.

Die intraarterielle Verabreichung von Substanzen sollte vermieden werden. Substanzen, die intravenös verabreicht werden, müssen steril und frei von Partikeln sein, um die Gefahr von Gefäßendothelitiden, Vaskulitis und Thrombosen zu verringern bzw. zu vermeiden. Auch die intravenöse Injektion kann ein Risiko darstellen und sollte daher nur von geübten Personen durchgeführt werden. Die maximale Applikationsmenge orientiert sich an der Größe und Verfügbarkeit des Gefäßes und sollte pro Bolus fünf ml/kg nicht überschreiten (Turner et al., 2011; Drescher&Hamel, 2012; Ewringmann&Glöckner, 2012; Machholz et al., 2012; Baumgartner, 2014; Ewringmann&Glöckner, 2014; Richardson&Keeble, 2014; Fehr et al., 2015a; Ewringmann, 2016).

2.7.5 Intraperitoneale Applikation

Die intraperitoneale Injektion kann zur Verabreichung großer Flüssigkeitsmengen und zur Euthanasie verwendet werden. Das Tier wird rasiert und die Haut desinfiziert. Bei Säugetieren wird die intraperitoneale Verabreichung grundsätzlich bei guter Fixation durchgeführt, wobei der Kopf und der Körper nach unten geneigt sind, um die Eingeweide von der Oberfläche des Bauchraums abfallen zu lassen. Injektionen werden im unteren rechten Abdominalquadranten parallel der Mittellinie gesetzt, um ein versehentliches Einspritzen in die Harnblase oder in den Blinddarm zu vermeiden. Es wird paramedian, zwei Zentimeter kranial des Schambeinrandes, eingestochen. Vor der Injektion sollte aspiriert werden. Wenn Flüssigkeiten sichtbar sind, muss die Nadel vor der Injektion zurückgezogen und neu positioniert werden. Der häufigste Fehler besteht darin, die Haut in einem zu spitzen Winkel zu punktieren, was zu einer subkutanen und nicht zu einer intraperitonealen Verabreichung führt. Intraperitoneal applizierte Substanzen sollten steril, isotonisch und nicht reizend sein. Reizende Substanzen können Ileus und Peritonitis auslösen. Die maximale Injektionsmenge pro Lokalisation beträgt 10-15 ml/kg (Coria-Avila et al., 2007; Turner et al., 2011; Drescher&Hamel, 2012; Machholz et al., 2012; Baumgartner, 2014).

2.7.6 Kutane Applikation

Spot-on Präparate werden kutan auf die Hautoberfläche aufgetragen, meist um eine topische Wirkung zu erzielen. Die Absorption der Wirkstoffe durch die Haut und in den Kreislauf ist u. a. von der Konzentration des verabreichten Stoffes, dessen Lipidlöslichkeit, einer intakten Haut, der Hautdicke und der Zeit des Wirkstoffes auf der Haut abhängig. Das Fell wird zwischen den Schulterblättern gescheitelt und das Präparat in diesem Bereich auf die Haut aufgetragen. Einige Substanzen können lokale Sensibilisierungsreaktionen auslösen. Bei der topischen Verabreichung sollte die Möglichkeit einer systemischen Intoxikation in Betracht gezogen werden, insbesondere wenn die Stelle für die Tiere bei der eigenständigen Pflege leicht zugänglich ist.

2.7.7 Intrakonjunktivale Applikation

Bei der intrakonjunktivale Applikation werden meist Augentropfen verabreicht. Bei diesen ist die Verteilung besser als bei Salben und Gelen und sie verstopfen den Tränennasenkanal nicht. Mit dem Daumen und dem Zeigefinger werden die Augenlider fixiert, mit der anderen Hand können die Wirkstoffe direkt in den Konjunktivalsack verabreicht werden (Turner et al., 2011; Baumgartner, 2014).

2.8 Impfungen

Die Vakzination im Allgemeinen trägt dazu bei, nicht behandelbare Infektionskrankheiten und deren Verbreitung zu verhindern. Die Voraussetzung für einen erfolgreichen Impfschutz ist eine vollständige Grundimmunisierung. Es wird zwischen Lebend- und Totimpfstoffen unterschieden (Moylett&Hanson, 2003).

§ 11 des Tiergesundheitsgesetzes (TierGesG) sieht vor, dass Impfstoffe nur dann angewendet werden dürfen, wenn sie vom Friedrich-Loeffler-Institut (FLI) oder vom Paul-Ehrlich-Institut (PEI) zugelassen worden sind oder die Europäische Gemeinschaft ein Inverkehrbringen genehmigt hat. Nach § 43 der Tierimpfstoff-Verordnung (2006) dürfen die Arzneimittel nur von Tierärzten an den einzelnen Tieren angewendet werden. § 42 zum Abgabeverbot verbietet die Abgabe von Mitteln durch einen Tierarzt an den Tierhalter, wenn die Medikamente zur Durchführung von Impfungen bestimmt sind.

Auf der Website des PEI (www.pei.de) sind aktuell zugelassene Impfstoffe gelistet, man kann also überprüfen, welche Präparate für Frettchen und Kaninchen zugelassen sind.

Bei den Hauskaninchen existieren Impfstoffe gegen die Myxomatose und die hämorrhagische Kaninchenkrankheit, auch RHD oder Chinaseuche genannt. Beim Frettchen besteht eine Impfprophylaxe für die Staupe und die Tollwut (Wenker&Christen, 2002; Bourne, 2015).

Die **Myxomatose** ist eine weit verbreitete Infektionskrankheit, die von Viren aus der Gruppe der Pockenviren, *Leporipox myxomatosis*, verursacht wird. Übertragen wird der Erreger durch den direkten Kontakt zwischen Kaninchen, durch kontaminiertes Futter oder durch Vektoren wie Stechmücken oder den Kaninchenfloh (Bertagnoli&Marchandeanu, 2015). Das **Rabbit Hemorrhagic Disease Virus** gehört der Gruppe der Caliciviren an. Eine Übertragung der Krankheit erfolgt sowohl durch direkten Kontakt, als auch durch belebte (Insekten) und unbelebte (kontaminiertes Futter) Vektoren. Ein Auftreten wird ganzjährig beobachtet. Eine Behandlung dieser Erkrankungen ist nicht möglich (Marcato et al., 1991; Ewringmann, 2016). 2010 wurde in Frankreich ein neues **Rabbit Hemorrhagic Disease Virus 2** entdeckt, das sich in der Antigenstruktur vom bereits bekannten RHDV1 Virus unterscheidet. Dieses Virus verursacht bereits bei jungen Tieren und bei Hasen hohe Mortalitätsraten. Auch RHD1 geimpfte Tiere wurden mit dem Virus infiziert und erkrankten (Le Gall-Reculé et al., 2013). Tabelle 18 demonstriert die Impfpfehlungen bei Kaninchen.

Tabelle 18: Impfeempfehlungen Kaninchen

Grundimmunisierung im Alter von	
4-6 Lebenswochen	Myxomatose, RHD 1+2
3 Wochen später	Myxomatose, RHD 1+2
Wiederholung: Myxomatose nach 6 Monaten, RHD 1+2 nach 12 bzw. 6 Monaten	

Die **Tollwut** ist eine anzeigepflichtige Zoonose. Für Tiere, die am Grenzverkehr teilnehmen und mit auf Reisen genommen werden ist die Impfung Pflicht. Sie benötigen einen EU-Heimtierausweis mit Dokumentation einer gültigen Tollwutimpfung. Seit 2011 müssen Frettchen für Reisen innerhalb der EU elektronisch gekennzeichnet sein (VO (EG) 998/2003) (Gerdes, 2006; Union, 2008; Müller-Forrer, 2014). 2014 wurde die deutsche Tollwut-Verordnung der EU-VO Nr. 576/2013 angepasst. Welpen müssen bei der Erstimpfung der Tollwut mindestens 12 Wochen alt sein. Die Tollwut-Impfung wird als gültig akzeptiert, wenn sie mehr als 21 Tage zurückliegt und entsprechend den Empfehlungen des Impferstellers wiederholt wurde (EU-VO Nr. 576/2013). Die **Staupe** ist eine unter den Fleischfressern und ungeimpften Hunden weit verbreitete Viruserkrankung, die durch ein Morbillivirus aus der Familie der Paramyxoviridae übertragen wird. Die Mortalitätsrate liegt bei Frettchen bei 100 % (Wenker&Christen, 2002; Fehr et al., 2015b). In Tabelle 19 werden die aktuellen Impfeempfehlungen für Frettchen aufgezeigt.

Tabelle 19: Impfeempfehlungen Frettchen

Grundimmunisierung im Alter von	
8 Lebenswochen	Staupe
12 Lebenswochen	Staupe, Tollwut bei Freigängern
Wiederholung: Staupe alle 12 Monate Tollwut alle 12-24 Monate (je nach Hersteller)	

Die Ständige Impfkommision Veterinärmedizin (StIKo Vet) (Veterinär, 2019) gibt auf ihrer Internetseite die aktuellen Impfeempfehlungen an.

2.9 Besonderheiten bei als Nutztieren gehaltenen Kleinsäugetern

Nutztiere sind Lebensmittel liefernde Tiere, die Produkte zur menschlichen und tierischen Ernährung liefern. Artikel 2 Begriffsbestimmungen Buchstabe b der Verordnung (EG) Nr. 470/2009 des europäischen Arzneimittelrechts deklariert die zur "Lebensmittelgewinnung dienende Tiere" als Tiere, "die für den Zweck der Lebensmittelgewinnung gezüchtet, aufgezogen, gehalten, geschlachtet oder geerntet werden." Im Artikel 3 Begriffsbestimmungen Absatz 2c der Verordnung (EG) Nr. 767/2009 nach dem europäischem Futtermittelrecht werden die zur Lebensmittelgewinnung dienenden Tiere als Tiere beschrieben, "die zur Gewinnung von Lebensmitteln zum menschlichen Verzehr gehalten werden, einschließlich solcher Tiere, die nicht zum menschlichen Verzehr verwendet werden, jedoch zu Arten zählen, die normalerweise zum menschlichen Verzehr in der Gemeinschaft verwendet werden" (Emmerich, 2014).

Zu den Lebensmittel liefernden Tierarten zählen bei den Säugetieren die Schweine, Rinder, Ziegen, Schafe, Pferde, Maultiere, Esel und Kaninchen (Emmerich, 2014; Ministerium Für Umwelt, Stand: 20.06.2011). Ausnahmen gelten für Equiden, Kaninchen, die als Heimtiere gehalten werden und für Brieftauben (Bayerisches Landesamt Für Gesundheit Und Lebensmittelsicherheit, 28.01.2014).

Unter der Voraussetzung, dass Kaninchen trotz ihres grundsätzlichen Haltungszwecks niemals der Lebensmittelgewinnung dienen, können sie im § 60 AMG Heimtiere der 14. AMG-Novelle als Hobbytiere bezeichnet werden. Diese Entscheidung ist dann unwiderruflich. Diese Ausnahmen können toleriert werden, wenn eine entsprechende Haltererklärung vorliegt. Diese Erklärung stellt allerdings keine lebenslängliche Kennzeichnung der Tiere sicher und ist arzneimittelrechtlich nicht festgehalten. Sie wird daher nicht von jedem Veterinäramt toleriert. Aus diesem Grund sollte sie nur nach Absprache mit der jeweiligen Veterinärbehörde in Kraft treten und angewendet werden (Emmerich&Ungemach, 2004; Kraft et al., 2011). Zu den in dem § 60 AMG als Heimtiere genannten Tiere zählen u. a. Kleinnager, Frettchen oder nicht der Gewinnung von Lebensmittel dienende Kaninchen.

Arzneimittel, die bei Lebensmittel liefernden Tieren eingesetzt oder für diese umgewidmet werden dürfen, müssen mit ihren Wirkstoffen in der Tabelle 1 der Rückstandshöchstmengenverordnung (EU) Nr. 37/2010 der Kommission vom 22. Dezember 2009 aufgeführt sein (Anonymus; Kraft et al., 2011). Im Anschluss an die Liste stehen Medikamente, die für Lebensmittel liefernde Tiere verboten sind. Es dürfen nur Arzneimittel umgewidmet werden, deren Wirkstoffe sich in Anhang I-III der Rückstandshöchstmengenverordnung 2377/90 des Rates (EWG) befinden (Emmerich&Ungemach, 2004).

§ 12a der Tierärztlichen Hausapothekenverordnung regelt die Wartezeiten der Arzneimittel

bei Lebensmittel liefernden Tieren, die der Tierarzt an den Tierhalter mitzuteilen hat. Es muss mindestens die Wartezeit, die auf dem Beipackzettel des angewendeten Arzneimittels angegeben ist, beachtet werden. Wenn keine Wartezeit für die betreffende Tierart notiert ist, gelten nach § 12a der Tierärztlichen Hausapothekenverordnung folgende Mindestzeiträume: bei Eiern sieben Tage, bei Milch sieben Tage, bei essbarem Gewebe von Geflügel und Säugetieren 28 Tage. Der siebte Abschnitt des Arzneimittelgesetzes beschäftigt sich mit der Abgabe von Arzneimitteln. § 43 regelt das Inverkehrbringen von Arzneimitteln durch Tierärzte. Die Arzneimittel dürfen von Tierärzten an die Halter der behandelten Tiere für krankheitsvorbeugende Maßnahmen abgegeben werden. Dem Arzneimittel muss ein Abgabebeleg mit einer schriftlichen Anweisung beigelegt werden, der über die Art, den Zeitpunkt und die Dauer der Anwendung informiert. Die Menge verschreibungspflichtiger Arzneimittel, die bei Lebensmittel liefernden Tieren angewendet werden, ist auf 31 Tage ausgeweitet. Sie gilt nicht für systemisch anzuwendende Arzneimittel wie Antibiotika, die für nicht mehr als sieben Tage abgegeben werden dürfen (Emmerich&Ungemach, 2006).

2.10 E-Learning und webbasiertes Lernen

2.10.1 Begriffsdefinition von E-Learning

Der Begriff E-Learning beschreibt das elektronische Lernen mit Computern. Synonym wird er auch mit webbasiertem oder auch Online-Lernen, computer-based Training und multimedialem Lernen verwendet. Verschiedenste Formen des computergestützten Lehrens und Lernens werden an den Hochschulen angeboten, zu den wichtigsten unter ihnen zählen Selbstlernangebote und Kurse, die durch Tutoren betreut werden (Hrk, 2003; Baum, 2018; Kerres, 2018).

Ziele des E-Learning sind eine effektive Wissensvermittlung, die Reduktion von Reise- und Anfahrtszeiten, die Steigerung der Motivation im Vergleich mit herkömmlichen Lehrformen und eine Ermöglichung der orts- und zeitunabhängigen Bearbeitung der Themen (Iberer&Müller, 2002; Trapp, 2003; Kerres, 2018).

Die Lernenden haben in Online-Lernprogrammen die Möglichkeit, sich über Tests selbst einzuschätzen und erhalten somit ein wertvolles Feedback, das sie über den Lernprozess begleitet. Sie können die Reihenfolge der Lernkapitel frei wählen und diese nach Belieben wiederholen (Kerres, 2018; Samra et al., 2019).

Inwieweit die Lernprogramme den Lernprozess der Lernenden unterstützen, hängt entscheidend davon ab, in welchem Maß sie den menschlichen Lernprozess weiterentwickeln können. Es existieren drei klassische Lerntheorien, die den Lernprozess beschreiben (Thissen, 1999). Die erste Lerntheorie beschreibt den Behaviorismus, der auf dem Lernen durch Verstärkung beruht. Diese Theorie hat ihren Ursprung in den von Iwan Pawlow durchgeführten Untersuchungen zur Beeinflussung des Speichelflusses von Hunden. Dabei stellte der russische Physiologe fest, dass ein unkonditionierter Stimulus (z. B. Futter) durch klassische Konditionierung mit einem unkonditioniertem Reflex (z. B. Speichelfluss des Hundes) gekoppelt werden kann (Thissen, 1999).

Die zweite Lerntheorie befasst sich mit dem Lernen durch Einsicht, dem Kognitivismus. Es geht darum, Prozesse zu untersuchen, zu verstehen und zu beschreiben. Diese Prozesse sind Vorgänge, durch die ein Individuum Kenntnisse von seiner Umgebung erlangen kann. Es werden Methoden zur Beantwortung oder zur Problemlösung erlernt (Thissen, 1999).

Bei der dritten Lerntheorie, dem Lernen durch Erleben und Interpretieren, handelt es sich um den Konstruktivismus. Dem Lernenden wird eine Lernumgebung präsentiert, in der er etwas ausprobieren und sich mit einem Thema ausführlich beschäftigen kann. Lernen ist kein passiver, sondern ein aktiver Prozess. Es heißt, den Sachverhalt zu überarbeiten und sich intensiv damit auseinanderzusetzen (Thissen, 1999). Computerbasierte Lernprogramme ermöglichen Text und Bildmaterial miteinander zu kombinieren. Dadurch werden

verschiedene Regionen im Gehirn angesprochen und somit der Lernerfolg erhöht (Bielohuby et al., 2004).

Lernprogramme werden in Computerbasierte (*computer based training*) und in Internetbasierte Lernprogramme (*web based training*) eingeteilt (Kerres, 2018). Bei dem *Computer Based Training* werden Programme in Form von Datenträgern (CD, DVD, USB-Stick) angeboten und sind vom Internet unabhängig. Die weiter entwickelten "*web based trainings*" werden hingegen im Internet bearbeitet (Breitwieser, 2002).

2.10.2 Ausbildung in der Tiermedizin

Studierende können den Studiengang Tiermedizin in Deutschland an den Universitäten München, Leipzig, der Tierärztlichen Hochschule Hannover, Gießen sowie an der FU Berlin absolvieren. Die Verordnung zur Approbation von Tierärztinnen und Tierärzten (TAppV) vom 27.07.2006, zuletzt geändert am 15.08.2019, legt den grundlegenden Aufbau des Tiermedizinstudiums an allen deutschen Universitäten fest (Tappv, 2006). Neben dem theoretischen Fachwissen sollen die Studierenden nach dem Studium auch klinisch-praktische Fertigkeiten beherrschen, die von der European Association of Establishments for Veterinary Education (EAEVE) vorgegeben werden (Eaeofve, 2016). Die Dauer des Studiums beträgt regulär fünfeneinhalb Jahre mit 11 Fachsemestern. Der wissenschaftlich-theoretische Teil beinhaltet 3850 Stunden Pflichtlehr- und Wahlpflichtveranstaltungen und der praktische Studienanteil 1170 Stunden. Der theoretische Teil befasst sich mit der Vermittlung notwendiger Grundkenntnisse einschließlich der innerstaatlichen und europäischen Rechtsgrundlagen in der Veterinärmedizin. Die 1170 Stunden des praktischen Anteils werden unterteilt in 70 Stunden Landwirtschaft, Tierzucht und Tierhaltung, 150 Stunden in einer kurative Praxis oder Klinik, 75 Stunden in der Hygiene- und Lebensmittelüberwachung, 100 Stunden Schlachttier- und Fleischuntersuchung, 75 Stunden öffentliches Veterinärwesen und 700 Stunden Wahlpraktikum in einer tierärztlichen kurativen Praxis. Das Vorphysikum muss bis zum Ende des ersten Studienjahres abgelegt werden. Es umfasst die Fächer Physik, Chemie, Zoologie und Botanik. Die Prüfungen des Physikums müssen bis zum Ende des zweiten Studienjahres absolviert werden. Hierbei handelt es sich um die Fächer Anatomie, Embryologie und Histologie, Physiologie, Biochemie und Tierzucht und Genetik. Die tierärztliche Prüfung wird in Teilabschnitten abgelegt. Sie erfolgen in mündlicher oder schriftlicher Form, als Multiple-Choice Fragen oder in kombinierter Form. Die Verordnung zur Approbation von Tierärztinnen und Tierärzten (TAppV) legt den Prüfungsablauf fest. Die Universität hat die Aufgabe, eine Ausbildung zu ermöglichen, die es den Studierenden erlaubt, die Kenntnisse und Fähigkeiten zu erlernen, die in den vorgesehenen Prüfungen gefordert werden. Theoretisches und klinisches Wissen soll verknüpft werden. Zu diesem Zweck werden vermehrt Vorlesungen, Seminare, klinische

Demonstrationen und Übungen (auch Übungen am Tier) durchgeführt. Geeignete, interaktive Lernprogramme können Teile dieser Veranstaltung ersetzen (Tappv, 2006).

Das digitale Lehrangebot an der Ludwig-Maximilians-Universität München ist vielfältig und reicht bis zur praktischen Anleitung medizinischer Diagnostiken. Online-Kurse ergänzen die Lehre mit Anwesenheitspflichten. Sie können auf der Lernplattform "Moodle" ausgeführt werden. Online-Lernprogramme können auch bei der Virtuellen Hochschule Bayern (vhb) belegt werden. Hier finden die Studierenden Angebote aus der Medizin bis hin zu Kultur- und Rechtswissenschaften (Anonymus, 2019a).

An der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München konnten in den letzten Jahren mehrere virtuelle Online-Lernprogramme erstellt werden. Einige davon wurden von Herrn Prof. Dr. Korbelt an der Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische betreut.

Als Beispiele seien hier die 2016 durch Wahle entwickelte virtuelle Zierfischklinik, die 2017 durch Niehus entwickelte virtuelle Vogelklinik und die virtuelle Reptilienklinik von Budde aufgelistet. 2019 folgte die virtuelle Geflügelklinik von Baas (Wahle, 2016; Budde, 2017; Niehus, 2018; Baas, 2019).

2.10.3 Vor- und Nachteile zu herkömmlichen Lehrmethoden

Der wissenschaftlich-theoretische Teil des Studiums umfasst 3850 Stunden, die in viereinhalb Jahren absolviert werden müssen. Dabei handelt es sich um Pflicht- bzw. Wahlpflichtveranstaltungen, die zum größten Teil in Form von Vorlesungen oder Seminaren als Frontalunterricht abgehalten werden. Diese Form der Lehrvermittlung zählt zu der herkömmlichen Lehrmethode, die eine Anwesenheitspflicht der Studierenden verlangen (Tappv, 2006). Trotz stetig wachsenden Studierendenanzahlen kann eine fortschreitende Digitalisierung der Lehre die häufig kritisierten Frontalvorlesungen in den Hintergrund treten lassen. Die asynchronen Lernmöglichkeiten des E-Learnings ermöglichen den Studierenden einen größeren Spielraum und finden mehr Zuspruch als die bisher angewendeten klassischen Lehrformate. Die örtliche und zeitliche Flexibilität von E-Learning stellt auch für Postgraduierte und für das lebenslange Lernen eine wichtige Komponente dar (Wierlemann et al., 2019). Weitere Vorteile des E-Learnings liegen in der Flexibilität, die sich den Studierenden bieten. Sie können entscheiden, wann und wie viel sie in welcher Zeit lernen möchten und können die Geschwindigkeit selbstständig bestimmen. Der gesamte Stoff, oder auch nur einzelne Kapitel können beliebig oft wiederholt werden. Der Computer präsentiert sich als geduldiger, aber unerbittlicher Lehrer (Trapp, 2003). Es gibt jedoch auch einige Schwächen und Nachteile. Technische Störungen können Probleme bei der Verwendung von online Lernprogrammen verursachen. Das Lesen auf dem Monitor kann nach einiger Zeit anstrengend werden, dies wird aber von Benutzer zu Benutzer unterschiedlich beurteilt.

Ein weiterer Nachteil bei Online-Lernprogrammen kann die fehlende soziale Komponente sein. Das rein individuelle Lernen der Studierenden stellt eine gewisse Unabhängigkeit von einer Betreuung durch einen Mentor dar. Treten Fragen auf, können diese nicht auf direktem Weg durch den Lehrenden beantwortet werden und benötigen eine längere Beantwortungszeit. Eine Zusammenarbeit zwischen Studierenden und Lehrenden kann über verschiedene Netzwerke ermöglicht werden, wie z. B. über E-Mail oder über Diskussionsforen. Kapazitätsgründe sowie Portabilitäts-/ Kompatibilitätsgründe können zu Einschränkungen beim E-Mail Versand führen. Diskussionsforen stellen eine gemeinsame Arbeitsumgebung dar, auf der Dokumente in einer Gruppe bearbeitet werden können (Trapp, 2003).

2.11 Didaktische Komponenten des Lernprogrammes

Merkmale wie die Gliederung, Ordnung, Verständlichkeit und Anschaulichkeit prägen die Qualität von Lerninhalten und fördern die Lernmotivation (Riedl, 2010). Nachfolgend werden zwei Beispiele aus didaktischer Sicht beschrieben.

2.11.1 Einsatz von Bild- und Videoaufnahmen

Durch eine bildhafte Darstellung der entsprechenden Themen können für die Lernenden die Sachverhalte deutlicher dargestellt werden und sie können ihn damit besser verstehen. Bildaufnahmen steigern die Motivation und das Interesse am Lerninhalt (Niegemann et al., 2008; Riedl, 2010).

Videos und bewegte Bilder können den Sachverhalt zusätzlich veranschaulichen und das Verstehen der Lerninhalte vereinfachen. Videos sind herkömmlichen Lehrbüchern sogar überlegen (Merkt et al., 2011).

Bei dem Abspielen der Videos besteht die Möglichkeit, diese währenddessen anzuhalten, erneut von Anfang an abspielen zu lassen oder auch die Geschwindigkeit der Darstellung zu reduzieren. Dies ist bei schwierigeren Szenen von Vorteil. Die audiovisuelle Darstellung (Kombination aus einem Bild/ Video und einer Audioaufnahme) ist der der Kombination aus einer Audioaufnahme und einem Text überlegen (Issing&Klimsa, 2002).

Die audiovisuelle Darstellung schafft in der Hochschullehre einen inhaltlichen sowie didaktischen Mehrwert (Handke, 2017). In der didaktischen Ausbildung der Universitäten existieren bereits zahlreiche Beispiele für den Einsatz von Video-Tutorials (Wahle, 2016; Budde, 2017; Niehues, 2018; Baas, 2019).

2.11.2 Textgestaltung

Bei der Gestaltung eines didaktischen Texts ist auf einige wichtige Punkte zu achten. Texte sind eine Sequenz von Zeichen und von Symbolen, die eine interpretierbare Bedeutung besitzen. Kenntnisse der Typographie und der Ergonomie stellen die Voraussetzung dafür dar, dass mit verschiedenen Textbausteinen bei den Lernenden eine gewollte Wirkung hervorgerufen werden kann. Die Struktur und das Design des Dokumentes zählen zur Typographie. Der Lehrende möchte die Neugierde der Lernenden wecken. Zwischen den unterschiedlichen Medientypen bestehen Unterschiede hinsichtlich des Layouts, der Typographie, der Grafik und Bilder und des Schreibstils. Dementsprechend hat die Wahl des jeweiligen Mediums Einfluss auf das Design, das Layout sowie auf den Inhalt. Leser verschiedener Websites achten zunächst auf den Text und erst im Anschluss auf die Grafiken und Videodateien, da deren Ladezeiten dieser oftmals mehr Zeit in Anspruch nimmt (Trapp, 2003).

2.11.3 Fragen zur Selbstkontrolle

Bei den Multiple-Choice-Prüfungen handelt es sich um Prüfungen, bei denen angegeben werden muss, welche der Antwortmöglichkeiten richtig sein könnten (Schaper et al., 2011). MC-Prüfungen können im TYP-Format, Kprim-Verfahren, Bildanalyseverfahren und fallbasierten Verfahren erfolgen. Das TYP-Format und das Bildanalyseverfahren kommen am häufigsten zum Einsatz. Beim TYP-Format ist immer nur eine Antwort richtig (Single-Choice-Frage). Beim Kprim-Verfahren können vier Aussagen auf ihre Richtigkeit überprüft werden. Bei den Bildanalyseverfahren müssen in einem Bild Strukturen erkannt werden. Virtuelle Patienten werden im fallbasierten KFQ-Verfahren zur Diagnose- und Therapieentscheidungen eingesetzt (Fischer et al., 2005; Niegemann et al., 2008).

Eine weitere Unterteilung erfolgt in halboffene Testaufgaben, wie zum Beispiel Lückentexte oder Satzergänzungen, in denen der Nutzer die Frage mit einem kurzen Text beantworten muss (Niegemann et al., 2008). Antworten, bei denen ein freier Text formuliert werden muss, werden als offene Testaufgaben bezeichnet (Niegemann et al., 2008).

2.11.4 Die Websprachen der erstellten Webseite

Die Websprachen, die in der vorliegenden Arbeit zur Erstellung der Website verwendet wurden, sind die Hypertext-Markup-Language 5 (HTML5), die Cascading Style Sheets (CSS) und JavaScript (JS). Sie werden aktuell von den meisten modernen Browsern unterstützt (Hogan, 2011).

Die Programmiersprache HTML5 dient als so genannte Kernsprache der Verknüpfung erstellter Texte und ähnlichen Inhalten (Hogan, 2011). Neben dieser gehört auch die CSS zu den Kernsprachen. Ihre Verwendung liegt in dem Aufbau des Exterieurs (Hogan, 2011). Die Skriptsprache JavaScript erweitert die Möglichkeit der Kernsprachen und erlaubt es, Webseiten abwechslungsreich zu gestalten und laufend zu verändern (Ferguson, 2019).

2.12 Die praktische Ausbildung am lebenden Patienten als Tierschutzaspekt

Das Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft (BMEL) hat für das Jahr 2017 die Anzahl der nach § 7 Absatz 2 des Tierschutzgesetzes für Tierversuche eingesetzten Tiere mit rund zwei Millionen angegeben. 80 % der Versuchstiere waren Nagetiere, Mäuse machten 66% der eingesetzten Tiere aus. Drei Prozent davon fielen auf Tiere, die zur Hochschulausbildung, zur Erhaltung oder zur Verbesserung beruflicher Fähigkeiten eingesetzt wurden (Bundesministerium Für Ernährung Und Landwirtschaft, 2019).

Das Ziel des BMEL ist es, die Anzahl der Tierversuche zu reduzieren. Sind diese unvermeidbar, soll den Tieren der größtmögliche Schutz gewährleistet werden. Die Entwicklung von Alternativmethoden wird vom BMEL unterstützt (Bundesministerium Für Ernährung Und Landwirtschaft, 2019).

Tierversuche werden vom deutschen Tierschutzgesetz als Eingriffe oder Behandlungen am Tier definiert, sobald diese dem Tier Schmerzen, Leiden oder Schäden zufügen. Ein Tierversuch wird nur dann erlaubt, ein im deutschen Tierschutzgesetz festgelegter Zweck verfolgt wird. Auch Aus-, Fort- oder Weiterbildungen sind hier als Tierversuche rechtfertigender Zweck genannt (Anonymus, 2016).

Kleinsäuger sind Beutetiere und reagieren auf ungewohnte Situationen mit starken Angstreaktionen und zeigen bei Angst keine oder nur geringe Schmerzsymptome. Die größte Schwierigkeit liegt darin, Schmerzsymptomatiken festzustellen und zu interpretieren (Flecknell, 2001).

Aus Gründen des Tierschutzes sowie aus tierethischer Sicht ist die praktische Ausbildung am lebenden Tier während dem Tiermedizinstudium für die Studierenden nur begrenzt möglich (Gericke et al., 2000).

Online-Lernprogramme fördern eine erhöhte Selbstsicherheit bei den Studierenden (Eichel et al., 2013) und tragen somit zur Optimierung des Tierschutzgesetzes beim Einsatz von lebenden Tieren bei, da nach § 7 auch Eingriffe und Behandlungen an Tieren zur Aus-, Fort- und Weiterbildung als Tierversuche auf das notwendige Maß zu beschränken sind (Tierschutzgesetz, 2017).

Im Rahmen von Propädeutikkursen während des Tiermedizinstudiums kommen Versuchstiere zum Einsatz, an denen allgemeine und spezielle Untersuchungsgänge durchgeführt werden (Baumgartner, 2014). Um die Belastung dieser Tiere so gering wie möglich zu halten, sind die Vorkenntnisse der Studierenden entscheidend.

III. MATERIAL UND METHODEN

3.1 Didaktisches Konzept

Der Leitgedanke bei der Entwicklung der virtuellen Heimtierklinik entstand vor dem Hintergrund, dass die Behandlung von Kleinsäufern einen stetig wachsenden Stellenwert in der Tiermedizin einnimmt und die universitäre Ausbildung im Rahmen des tiermedizinischen Studiums die Kleinsäugermedizin nur in einem sehr geringen Maße beinhaltet. Viele der Kleinsäuger sind als Beutetiere hochsensibel und reagieren auf ungewohnte Umgebungen und Situationen mit ausgeprägten Stressreaktionen, die eine klinische Untersuchung und das Behandeln der Tiere in der Aus-, Fort- und Weiterbildung erschweren.

Auf Beschluss der Fakultät und des Departments für Klinische Tiermedizin wurde der Arbeitsbereich Heimtiere an die Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Amphibien und Zierfische der Ludwig-Maximilians-Universität München verlagert. Hintergrund dieses Entschlusses war es, das bisher in Teilbereichen in der Medizinischen Kleintierklinik sowie Chirurgischen und Gynäkologischen Tierklinik angesiedelte Arbeitsgebiet und in der studentischen Lehre stark unterrepräsentierte Gebiet nach Vorbildern an anderen deutschen (Tierärztliche Hochschule Hannover) sowie internationalen Hochschulen (z. B. University of California/Davis) im Sinne einer Einrichtung zu integrieren. Den Studierenden soll hierbei die Möglichkeit einer klinischen Ausbildung geboten werden, welche übergreifend alle Bereiche der Exotenmedizin und auch der Heimtiermedizin umfasst.

Um die Ausbildung im Bereich der Kleinsäugermedizin praxisorientiert, interessant und effektiv gestalten zu können und die Studierenden auf diesen zunehmend bedeutsameren tiermedizinischen Arbeitsbereich vorzubereiten, wurde ein Konzept erstellt für dessen sächliche Umsetzung in der Lehre eine Unterstützung aus Studienmitteln beantragt wurde. Dem Lehrauftrag folgend, sollen essentielle Fertigkeiten der Kleinsäugermedizin an die Studierenden vermittelt werden. Bisher standen dafür nur eingeschränkte Möglichkeiten zur Verfügung. Anhand praxisnaher Übungen, die alle Studierenden im Rahmen regulärer Propädeutikkurse selbst aktiv durchführen, können Lerninhalte nachhaltig und ansprechend vermittelt werden. Durch den praktischen Charakter der vorgeschlagenen Lehrveranstaltung und in Ergänzung durch die Online-Tutorials "Die virtuelle Zierfischklinik", "Die virtuelle Reptilienklinik", "Die virtuelle Vogelklinik", "Die virtuelle Geflügelklinik" und "Die virtuelle Heimtierklinik" (gefördert von der "Virtuellen Hochschule Bayern") können Wissen aus Theorie und Praxis verknüpft werden und die Studierenden optimal auf ihre späteren beruflichen Tätigkeiten vorbereitet werden.

Um die Belastung der Tiere zu reduzieren, wurde nach einer alternativen fundierten fachlichen Ausbildung gesucht, die sich in Form einer virtuellen und onlinegestützten Darstellung der Lehrinhalte fand. Dies bietet die Möglichkeit klinische Fertigkeiten anschaulich darzustellen, zu erlernen und beliebig oft zu wiederholen um sie anschließend auf das lebende Tier übertragen zu können. Die Kenntnisvermittlung für einen fachgerechten Umgang mit den kleinen Heimtieren stellt den Inhalt dieses Kurses dar. Diese Arbeit wurde sowohl für Studierende und Absolventen der Tiermedizin, als auch für Interessierte aus anderen Fachrichtungen entworfen.

Vor Beginn der Planung und der praktischen Umsetzung des Projektes wurden die Lernziele des Lernprogrammes, die weiter unten genannt werden, zunächst in einem so genannten Storyboard erfasst. Das Storyboard stellt ein Szenenbuch dar, das sich mit der Visualisierung eines Konzeptes beschäftigt. Erfindung und Verwendung von Storyboards sind auf die Disney-Studios zurückzuführen. Das Storyboard dient als Konzeption der Webseite und soll sowohl die Wege bei der Navigation veranschaulichen als auch einen Überblick über die Struktur der Webseite schaffen. Es sollte also als visuelle Planungsunterlage eines Multimedia-Projektes erstellt werden. Das Storyboard spiegelt das didaktische Design wieder, welches im E-Learning einen hohen Stellenwert hat.

Zu den genannten Lernzielen zählen im Einzelnen die physiologischen Grunddaten der Tiere, relevante anatomische Grundlagen, die Anamnese, das Handling der Tiere, der allgemeine Untersuchungsgang, bildgebende Verfahren, Probenentnahmen und die Verabreichung von Medikamenten.

Im Anschluss an die Erstellung des Storyboards wurde mit dem Programm „Adobe Muse CC“ Version 2018.1 des Softwareherstellers Adobe Systems (Adobe Systems Inc., San José CA/USA) ein Template (also eine Vorlage) für das Online-Lernprogramm erstellt, das übersichtlich gestaltet sein sollte, grafisch ansprechend, zeitgemäß und den aktuellen Wissensstand wiedergibt. Auf Abbildung 11 ist die Gliederung zu sehen.

Zur Selbstkontrolle wurden Multiple Choice Abfragen sowie ein interaktives Mikroskopierspiel eingebunden die das Interaktionsangebot der Lernplattform und den Ehrgeiz der Lernenden erhöhen sollen.

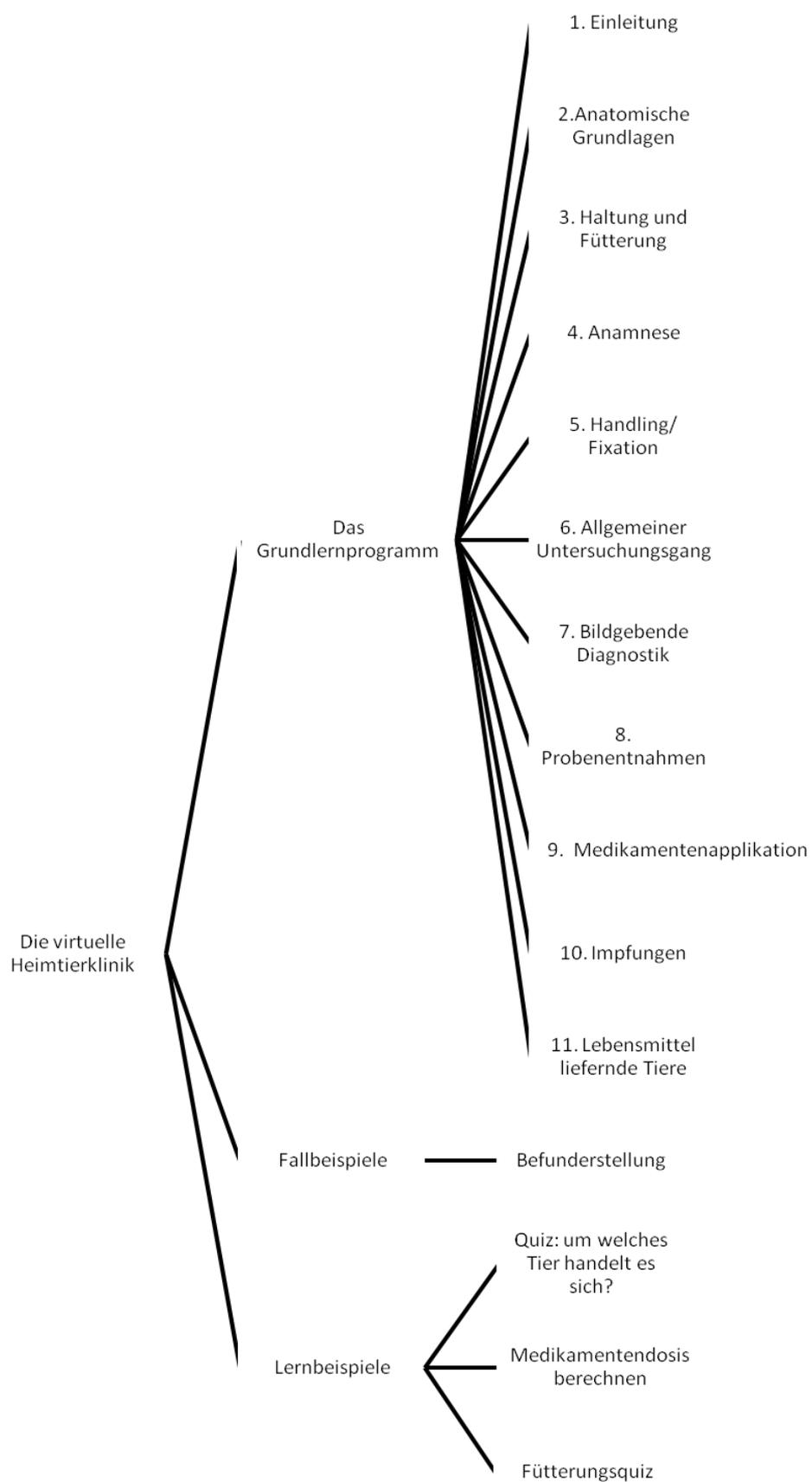


Abbildung 11: Inhalte des Lernprogrammes

3.2 Erstellung des Lernprogrammes

Aufbauend auf die virtuelle Vogel-, Reptilien-, Zierfisch-, und Geflügelklinik (<http://www.vogelklinik.net/>) wurde das Lernprogramm mit der Software „Adobe Muse CC“ Version 2018.1 des Softwareherstellers Adobe Systems (Adobe Systems Inc., San José CA/USA) erstellt, das in der Adobe Creative Cloud erhältlich ist. Diese wurde für die Betriebssysteme Windows und macOS entwickelt.

Das Programm ermöglicht es, aus grafischen Vorlagen automatisch eine standardkonforme Webseite herzurichten und bietet somit die Möglichkeit der Gestaltung und Erstellung einer eigenen Seite, die dann über verschiedene Anbieter gehostet werden kann. Die Programmierungssprachen, die das Programm zur Zeit der Verwendung anbot, waren HTML5 und die Stylesheet-Sprache CSS3.

Adobe Muse CC wurde auf einem Acer TravelMate P276-MG-7321 Notebookcomputer (Arbeitsspeicher: 8 GB, Festplattenspeicherkapazität: 1 TB HDD, Auflösung: 1920x1020Pixel (Full-HD) 16:9 Format) mit dem Betriebssystem Windows 8.1 Pro benutzt.

Zu Beginn der Webseitenerstellung war es wichtig, die Seiteneigenschaften und dadurch das Layout des Programmes festzulegen. Da die virtuelle Heimtierklinik sich als separates Programm an den bereits bestehenden online Tutorials der virtuellen Vogel-, Reptilien-, und Zierfischklinik orientieren sollte, wurden die dort verwendeten Seiteneigenschaften größtenteils beibehalten, um das System einheitlich zu gestalten. Die Einstellungen zum Dialogfeld wurden so angegeben, dass die Inhalte automatisch an die Desktop-Form angepasst werden. Dafür wurde die Seitenbreite auf eine minimale Breite von 960 Pixel und auf eine maximale Breite von 1160 Pixel gesetzt, die minimale Seitenhöhe auf 500 Pixel. Die Zentrierung erfolgt horizontal. Für die Auswahlmöglichkeit „Auflösung“ wurde die Einstellung "Standard" getroffen.

Auf der Startseite des Adobe Muse Programmes kann zwischen den Benutzeroberflächen Planung, Entwurf und Vorschau gewählt werden. Im Entwurfsmodus wurden die Seiteneigenschaften und das Design der Musterseiten festgelegt. Die Musterseiten sind die Basis der Webseite, jede weitere erstellte Unterseite weist automatisch deren Eigenschaften auf. Die Anzahl der Musterseiten ist unbeschränkt. Die Hintergrundfarbe für das Browserfenster und die Flächenfarbe der Seite wurden auf den Wert #18181E, schwarz, festgelegt. Die Webschrift "*Julius Sans One*" (*SIL Open Font License*) wurde der Muse-Bibliothek hinzugefügt und dient als Seitenüberschrift für das Lernprogramm.

Im Planungsmodus ließ sich die Struktur der kompletten Website festlegen. In Gestalt eines Baumdiagrammes wurde eine Übersicht über die Kapitel und deren Unterseiten geschaffen, die sich jeweils auf einer Ebene befinden.

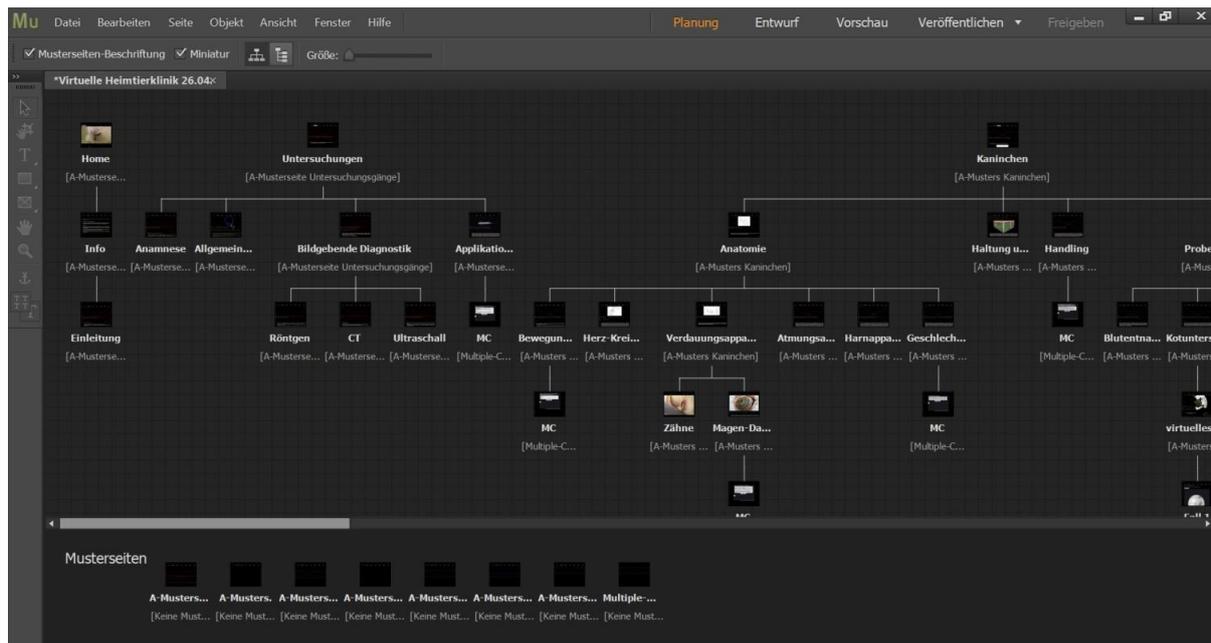
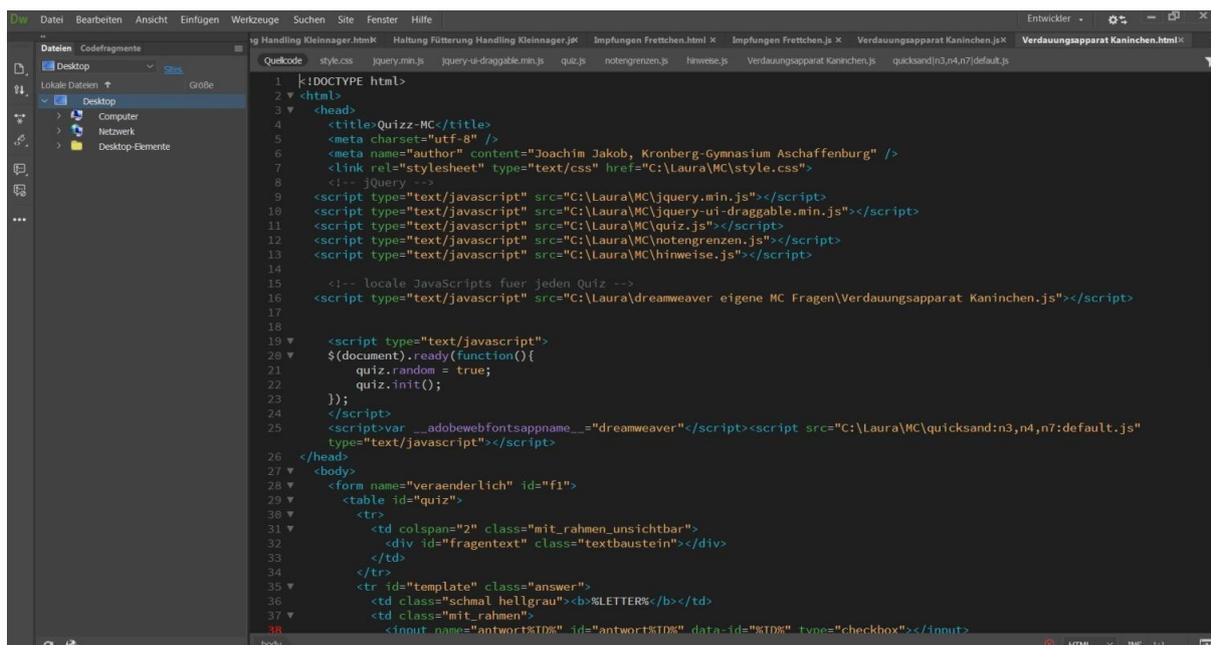


Abbildung 12: Darstellung des Baumdiagrammes

Anschließend begann die individuelle Gestaltung der einzelnen Seiten. Mit der Schnellauswahlleiste auf der linken Seite des Programmes konnten Textfelder oder Rechtecke unterschiedlicher Größe eingefügt werden, in denen Text, Bilder oder HTML Codes integriert werden. Der Adobe Muse Version fehlt ein Tool zum Erstellen von Tabellen, es besteht aber die Möglichkeit über einen Tool eigenständig erstellte HTML Codes einzufügen. Auf der im Internet frei verfügbaren Webseite www.tablesgenerator.com konnten die Codes erstellt werden.

Für die Selbstkontrolle der Lernenden wurden einigen Kapiteln Multiple-Choice Fragen angefügt. Eine freie Vorlage der Webseite www.quizdidaktik.de diente als Basis für die Erstellung der HTML Codes. Der Javascript-Code der Fragen für die „Virtuelle Heimtierklinik“ wurde eigenständig von der Verfasserin der „Virtuellen Heimtierklinik“ erstellt. Als Vorlage für die Entwicklung der Multiple-Choice Fragen dienten die allgemeinen Richtlinien zur Erstellung von OSCE Fragen. Dabei sollte nur eine Antwortmöglichkeit richtig sein und üblicherweise mindestens drei falsche Antworten zur Auswahl stehen. Ziel war es, die Fragen so zu formulieren, dass sie den so genannten UCAN-Anforderungen entsprechen. UCAN, das Umbrella Consortium for Assessment Networks, das 2006 von der Medizinischen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München, der Medizinischen Fakultät Heidelberg und der Charité Berlin gegründet wurde, ist ein Verbund von Prüfungsverantwortlichen. UCAN versucht eine einheitliche Gestaltung der Fragen an den Universitäten zu erreichen, mit dem Ziel der Verbesserung der medizinischen Ausbildung durch gute Prüfungen. Die einzelnen Fragen richten sich nach den jeweiligen Kapiteln des Programms und waren an Vorlesungsinhalte und Lernziele angepasst.

Die über die "quizdidaktik" erstellten Elemente wurden heruntergeladen und über den Adobe Dreamweaver geöffnet. Adobe Dreamweaver CC Version 2018.1 ist ebenfalls in der Adobe Creative Cloud enthalten und bietet dem Nutzer die Möglichkeit der grafischen Bearbeitung. Es ist ein professioneller HTML-Editor zum Entwerfen, Entwickeln und Verwalten von Internetseiten und Webanwendungen, der die aktuellen Versionen von HTML und CSS und JavaScript unterstützt. Hier konnten die heruntergeladenen HTML Codes anschließend modifiziert werden.



```

1 <!DOCTYPE html>
2 <html>
3 <head>
4 <title>Quiz-MC.</title>
5 <meta charset="utf-8" />
6 <meta name="author" content="Joachim Jakob, Kronberg-Gymnasium Aschaffenburg" />
7 <link rel="stylesheet" type="text/css" href="C:\Laura\MC\style.css">
8 <!-- jQuery -->
9 <script type="text/javascript" src="C:\Laura\MC\jquery.min.js"></script>
10 <script type="text/javascript" src="C:\Laura\MC\jquery-ui-draggable.min.js"></script>
11 <script type="text/javascript" src="C:\Laura\MC\quiz.js"></script>
12 <script type="text/javascript" src="C:\Laura\MC\notengrenzen.js"></script>
13 <script type="text/javascript" src="C:\Laura\MC\hinweise.js"></script>
14
15 <!-- locale JavaScripts fuer jeden Quiz -->
16 <script type="text/javascript" src="C:\Laura\dreamweaver\eigene MC Fragen\Verdauungsapparat Kaninchen.js"></script>
17
18
19 <script type="text/javascript">
20 $(document).ready(function(){
21     quiz.random = true;
22     quiz.init();
23 });
24 </script>
25 <script>var __adobewebfontsappname__="dreamweaver"</script><script src="C:\Laura\MC\quicksand:n3,n4,n7:default.js"
26 type="text/javascript"></script>
27 </head>
28 <body>
29 <form name="veraenderlich" id="f1">
30 <table id="quiz">
31 <tr>
32 <td colspan="2" class="mit_rahmen_unsichtbar">
33 <div id="fragentext" class="textbaustein"></div>
34 </td>
35 </tr>
36 <tr id="template" class="answer">
37 <td class="schmal_hellgrau"><b>%LETTER%</b></td>
38 <td class="mit_rahmen">
39 <input name="antwort%TD%" id="antwort%TD%" data-id="%TD%" type="checkbox"></input>
40 </td>
41 </tr>
42 </table>
43 </form>
44 </body>
45 </html>

```

Abbildung 13: HTML Code einer Multiple Choice Frage

Die Multiple-Choice Fragen wurden über das Einbetten des jeweiligen HTML-Codes in die Musedatei eingefügt. Um selbsterstellte Videos einfügen zu können, musste auch für diese ein Code erstellt werden. Dafür wurden sie zunächst auf den Server geladen und anschließend über den Tool "HTML einfügen" mit einem Quellenverweis in den HTML Code eingebettet.

Der kostenlose Online-Codeeditor jsfiddle.net bot die Grundlage für die Erstellung des interaktiven Mikroskopierspiels. JsFiddle.net hat den Vorteil, dass die verfassten HTML-, Javascript- und CSS-Codes online getestet werden können. Mit den zwei Koordinaten "X" und "Y" wird im Quellcode die "Klickposition" des Objekts, zum Beispiel eines Parasiten festgelegt und ein Radius von einigen Pixeln um diese Koordinaten herum bestimmt, damit der Parasit vollständig eingeschlossen wird. Zusätzlich zu dem HTML Code muss der JavaScript Code über die Option "Metadaten" unter den "Seiteigenschaften" in Adobe Muse eingebettet werden.

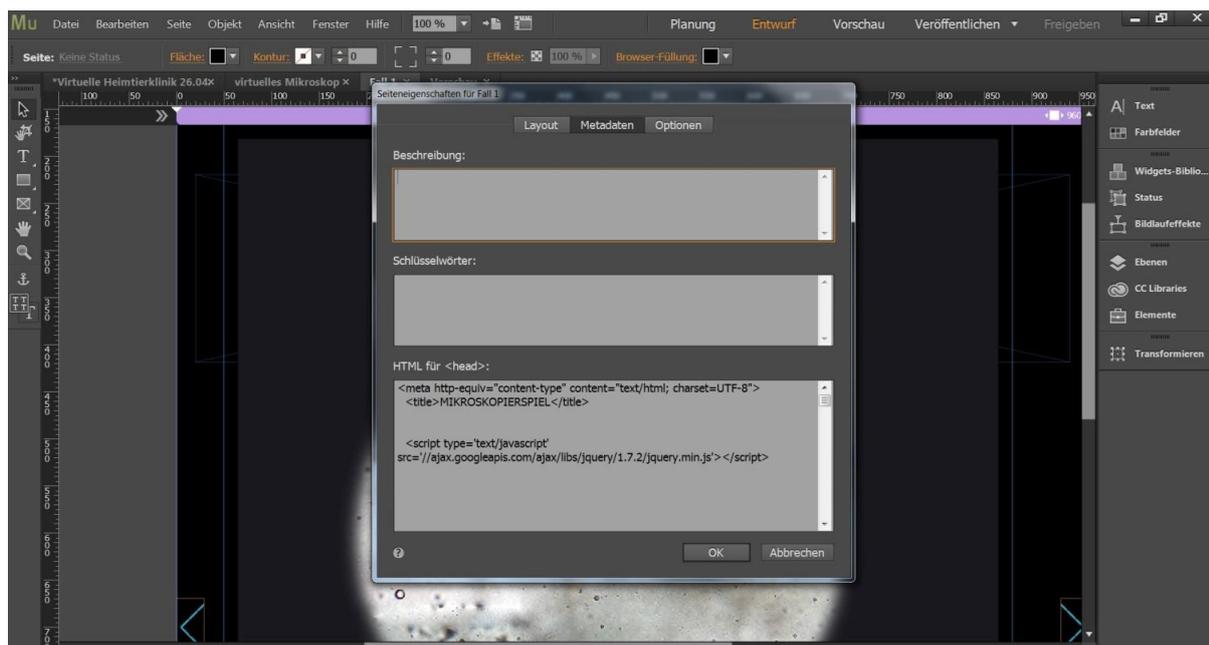


Abbildung 14: Einbettung der Mikroskopierversimulation

3.3 Anfertigung der Bild- und Videomaterialien

Die Bild- und Videomaterialien wurden mit der Nikon D750 (Nikon Corporation, Tokio, Japan) aufgenommen. Die digitale Spiegelreflexkamera Nikon D750 ist eine Vollformatkamera (FX-Format) mit einem Mikrospeicherchip, der über eine Auflösung von 24,93 Millionen Pixel und einer maximalen Bildgröße von 6,016 x 4,016 Px (50,9 x 34 cm) verfügt.

Für die Anfertigung der Aufnahmen wurde ein Systemblitzgerät, Metz Mecablitz 52 AF-1 Nikon eingesetzt. Dessen horizontal und vertikal schwenkbarer Reflektor sorgt für eine optimale Lichtführung. Zwei verschiedene Objektive wurden verwendet, zum einen das Nikon ED AF-S NIKKOR 24-85 mm 1:3,5-4,5 G und zum anderen das Makroobjektiv von Nikon N AF-S Micro NIKKOR 60 mm 1:2,8 G ED (Nikon Corporation, Tokio, Japan). Letzteres wurde für anatomische und makroskopische Aufnahmen, wie Fixationen, Darstellungen des Geschlechtsapparates etc., genutzt. Das ED AF-S NIKKOR 24-85 mm 1:3,5-4,5 G wurde bei Übersichtsaufnahmen, wie z. B. zur Demonstration verschiedener Haltungssysteme, eingesetzt.

Auf der Nikon-Kamera stehen mehrere Aufnahmemodi zur Auswahl, die die Qualität jeder einzelnen Bildaufnahme beeinflussen und verbessern sollen. Ein Großteil der Bildaufnahmen wurde mit dem Modus A, der Zeitautomatik, aufgenommen. Der Zeitfokus ermöglicht die manuelle Einstellung der Blende durch den Fotografen, während die Kamera die Belichtungszeit selbstständig erfasst. Eine zusätzliche Hilfestellung lieferte das Rollei Compact Traveler No. 1 Stativ (Rollei GmbH & Co. KG, Norderstedt, Deutschland). Aufgrund der schnellen, reflexartig ausgeführten Bewegungen der kleinen Heimtiere war die für jede

Bildaufnahme automatisch individuell eingestellte Belichtungszeit häufig trotzdem zu lang. Über das Aufrufen der Bildeigenschaften kann die jeweilige Belichtungszeit der aufgenommenen Bilder nachvollzogen werden.

Der ISO-Wert bezeichnet die Lichtempfindlichkeit des Kamerasensors. Diese wird mit definierten Zahlen ausgedrückt. Werte im Bereich von 200 stehen für eine geringe Lichtempfindlichkeit und reichen bei einer hohen Beleuchtungsintensität aus. Ist allerdings nicht viel Licht vorhanden, können die jeweiligen verwendeten Werte nach oben justiert werden. Die Einstellung der Blende bestimmt, wie viel Licht auf den Sensor fällt. Je weiter die Blende geöffnet wird desto weniger Schärfentiefe zeigt das Foto, der Lichteinfall hingegen wird gesteigert und gut belichtete Aufnahmen sind möglich. Umso weniger die Blende geöffnet ist, umso größer ist die Tiefenschärfe. Die Belichtungs- bzw. Verschlusszeit bestimmt, wie lange Licht auf den Kamerasensor fällt. Je länger die Belichtungszeit eingestellt ist, desto größer wird die Bewegungsunschärfe und die Tiere erscheinen verschwommen, wenn sie sich bewegen. Aufgrund der geringen Objektgröße wurde mit einer maximalen ISO von 3200 gearbeitet um übermäßiges Bildrauschen und Bildkontraststörungen sowie entsprechend notwendige Nachbearbeitungen mit weiteren Qualitätseinbußen zu vermeiden.

Die Bildaufnahmen der Tiere wurden zum größten Teil vor schwarzen Hintergründen aus unterschiedlichen Materialien angefertigt. Dabei musste darauf geachtet werden, dass keine störenden Reflexionen auftreten, die Farbe des Hintergrundes einheitlich und faltenfrei ist und dieser ohne großen Zeitaufwand ausreichend gereinigt werden kann. Dabei sollte das Hintergrundmaterial in einem ausreichenden Abstand zu dem zu fotografierenden Tier angebracht werden um in Verbindung mit einer möglichst weit geöffneten Blende sowie hierdurch herbeigeführten geringen Schärfentiefe einen einsprechenden "Freistellungseffekt" zu erzielen (Korbel, 1996; Bengel, 2006). Wird der Hintergrund schattenfrei ausgeleuchtet und liegt außerhalb des Schärfereiches des Bildes, ist der Aufwand für die digitale Nachbearbeitung nur noch gering und die Bildqualität deutlich verbessert. Wird ein Objekt oder ein Lebewesen von einem Hintergrund "freigestellt", bedeutet dies, dass es von einem störenden Hintergrund befreit wird. Dabei kann die Freistellung schon während der Aufnahme mit Hilfe selektiver Unschärfen oder durch unterschiedliche beleuchtungstechnische Methoden durchgeführt werden. Sollen Bildmaterialien nachträglich freigestellt werden, kann u. a. die elektronische Bildbearbeitung zur Hilfe genommen werden.

Noch vor der Durchführung der eigentlichen klinischen Untersuchungen der Tiere wurde das Fotografie-Equipment im Untersuchungsraum aufgebaut und auf die jeweiligen Lichtverhältnisse entsprechend eingestellt, um Lärm und hektische Bewegungen während der Untersuchung zu vermeiden. Diese sollte trotz der Aufnahme mit Patienten in ihrem

gewohnten Gang durchgeführt werden können. Die Tierbesitzer bekamen vor der Untersuchung eine mündliche und schriftliche Erklärung für den Grund der Bild- und Videoaufnahmen und ihre Tiere wurden nur dann einbezogen, wenn die Besitzer der Erstellung der Aufnahmen zu wissenschaftlichen Zwecken zustimmten. Die Einverständniserklärung ist im Anhang (Anlage Dateien) an die Arbeit beigefügt.

Die Bildbearbeitung wurde mit dem Programm Adobe Photoshop CC (Adobe Systems Inc., San José CA/USA), welches ebenfalls über die Adobe Creative Cloud verfügbar ist, auf einem Acer TravelMate P276-MG-7321 (Acer Group, Taipeh/TW) durchgeführt. Dies ist ein Bildbearbeitungsprogramm für (vorrangig) Pixelgrafiken, mit welchem die Aufnahmen durch Zuschneiden, Nachschärfen und Verändern von Farbe, Helligkeit und Kontrast verfeinert werden konnten.

Die mikroskopischen Bildaufnahmen wurden über eine Excelis HDS HD Camera mit Monitorsystem aufgenommen, die in dem VetScan HD Mikroskop 3000LED von Abaxis aus der Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische integriert ist.

Die aufgenommenen Videoaufzeichnungen wurden mit dem Programm MAGIX Video deluxe 2019 auf dem Acer TravelMate P276-MG-7321 nachbearbeitet, geschnitten, mit den jeweiligen Audioaufnahmen hinterlegt und im Anschluss im MP4-Dateiformat abgespeichert.

Die Skizzen wurden manuell angefertigt, per Scan auf den Acer TravelMate P276-MG-7321 übertragen und anschließend mit Adobe Photoshop CC nachbearbeitet.

3.4 Anfertigung der Texte

Ein großer Bestandteil dieses Lernprogrammes war die Anfertigung von didaktischen Texten. Die Inhalte der verschiedenen Texte orientierten sich an Vorlesungsunterlagen, deutscher sowie englischer veterinärmedizinischer Fachliteratur und festgelegten Lernzielen zu den einzelnen Themenaspekten. Dissertationen, wissenschaftliche Publikationen und Fachbücher, die sich mit den einzelnen Themen der Kleinsäuger beschäftigen, dienten als Quelle. Bei der Verfassung der Texte stand die Didaktik im Vordergrund. Die Wissensvermittlung in Textform verlangte eine gewisse Übersichtlichkeit und Struktur. Überschriften wurden zur Gliederung eingesetzt und besonders hervorgehoben. Auf einigen Seiten wurde unterstützend mit Tabellen gearbeitet, die zusätzlich einen kurzen, aber prägnanten Überblick geben. Die Schriftart des Textes sowie der Wort- und Zeilenabstand wurden so gewählt, dass der Text auf dem Bildschirm deutlich dargestellt wird und die Studierenden ihn mühelos lesen können. Damit der Text das Interesse der Studierenden weckt und dieses Interesse auch im Laufe des Lernprogrammes aufrechterhalten werden kann, war es wichtig, Punkte zusammenzufassen und auf das Wesentliche zu reduzieren.

Über die Schnellauswahlleiste auf der linken Seite des Programmes konnten Textfelder unterschiedlicher Größe eingefügt werden, in denen der jeweilige Text platziert wurde.

IV. ERGEBNISSE

4.1 Lernprogramm: Die virtuelle Heimtierklinik

Basierend auf einem Storyboard und den darauf aufbauend angefertigten Bild- und Videoaufnahmen wurde das endgültige Lernprogramm "Die virtuelle Heimtierklinik" erstellt, das auf der beiliegenden CD-ROM aufrufbar ist. Es soll in die bereits bestehende "Exotenklinik" unter www.vogelklinik.net integriert werden. Mittels Benutzername und Kennwort können die Benutzer sich dann einloggen und gelangen auf die Startseite der "virtuellen Heimtierklinik".

Das Lernprogramm wurde folgendermaßen strukturiert. Auf der Startseite befindet sich am oberen Seitenrand ein Navigationsmenü, das es ermöglicht jederzeit zwischen den einzelnen Kapiteln zu wechseln. Die Kapitel wurden unterteilt in Untersuchungen, Kaninchen, Nager, Kleinnager, Frettchen und in das Quiz. All diese Kapitel wurden aus didaktischen Gründen in Unterkapitel unterteilt. Über den Button „Info“ im Sidebar-Menü gelangt man auf die Informationsseite, die wichtige Bedieninformationen zur Benutzung der virtuellen Heimtierklinik gibt.

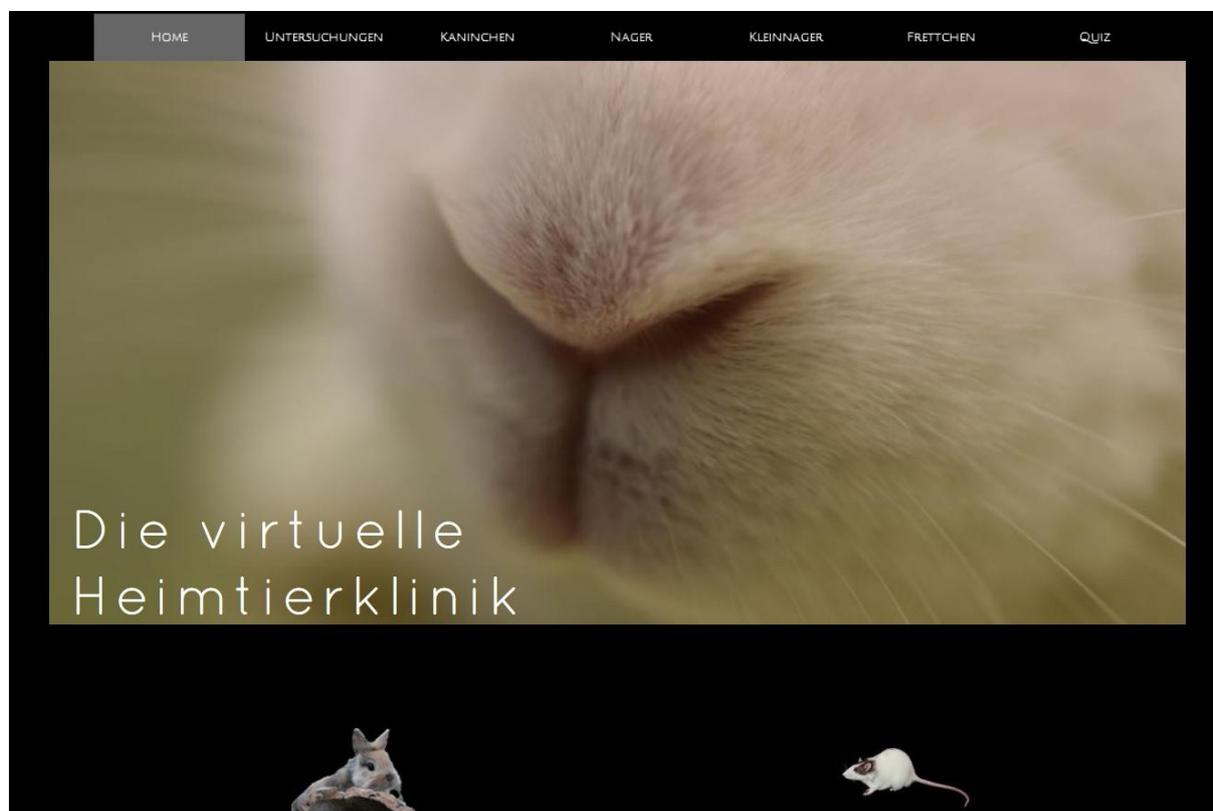


Abbildung 15: Startseite der virtuellen Heimtierklinik

Möchte man von einer auf die nächste oder auf die vorherige Seite gelangen, befinden sich

dafür große blaue Pfeiltasten am unteren Bildschirmrand.

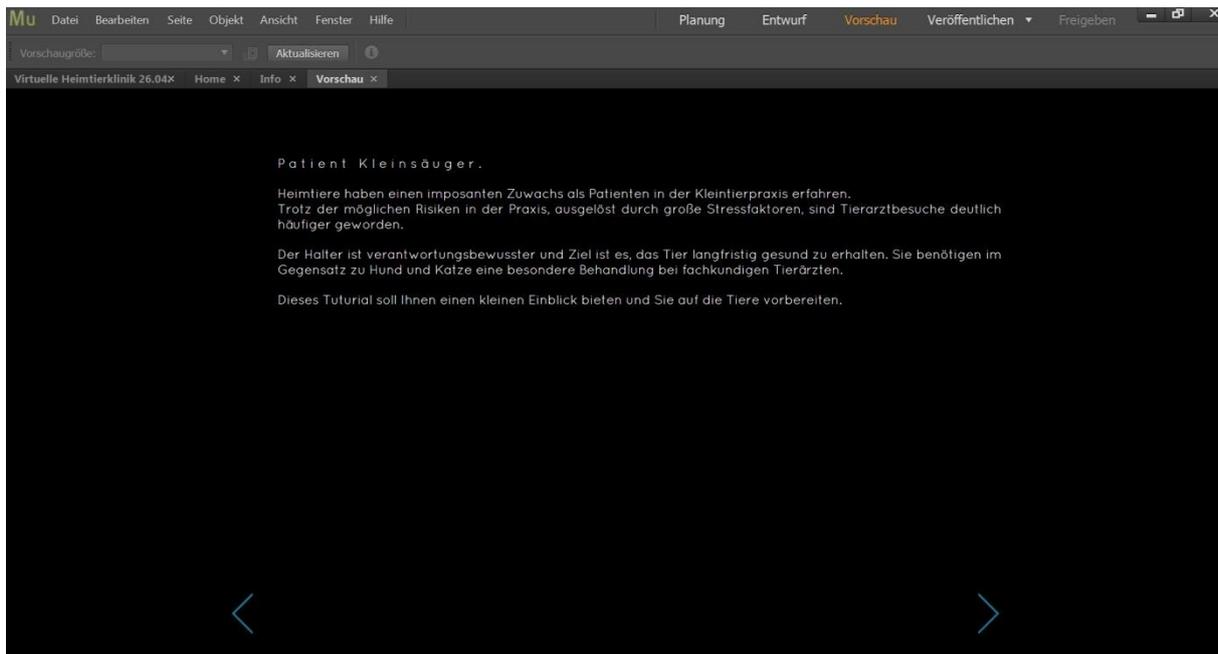


Abbildung 16: Darstellung der Pfeiltasten

Von der Informationsseite gelangt man über die erste Pfeiltaste in das eigentliche Programm. Auf der ersten Seite des Lernprogrammes wird eine kurze Einleitung über den Patienten Kleinsäuger für den Benutzer gegeben. Alternativ kann in der oberen Navigationsleiste auch direkt das Kapitel ausgewählt werden, das die Lernenden als nächstes durchführen möchten. Dabei können sie unter den Untersuchungen oder unterschiedlichen Spezies wählen.

Das Kapitel der "Untersuchungen" wurde in die Anamnese, den allgemeinen Untersuchungsgang, bildgebende Diagnostiken (Röntgen, CT, Ultraschall), die Applikationsformen, die Kot- und Harnuntersuchung sowie in die Entnahmetechniken von Proben für die bakteriologische Untersuchung unterteilt. Die Anamnese erläutert die Punkte zur Erfragung der Vorgeschichte und des aktuellen Problems eines Patienten. Unterschieden werden hierbei das Signalement, die allgemeine und die spezielle Anamnese. Bei der Untersuchung wird mit der Adspektion begonnen, dieser schließen sich die Palpation und die Auskultation an. In dem Kapitel der Applikationen werden die verschiedenen Applikationsformen und deren Vorgehensweise bei den Kleinsäufern beschrieben.

Wählt man eine einzelne Spezies aus, können die Unterkapitel Anatomie, Haltung und Fütterung, Handling und Probenentnahmen ausgewählt werden. Bis auf wenige Unterschiede sind diese Kapitel bei allen Spezies gleichermaßen eingeteilt. Das Kapitel "Kaninchen" verfügt zusätzlich noch über die Unterkapitel Lebensmittel liefernde Tiere und Impfungen. Letzteres ist auch Bestandteil in dem Kapitel "Frettchen".

Bei den "Probenentnahmen" werden die Blutentnahmetechniken aufgezeigt.

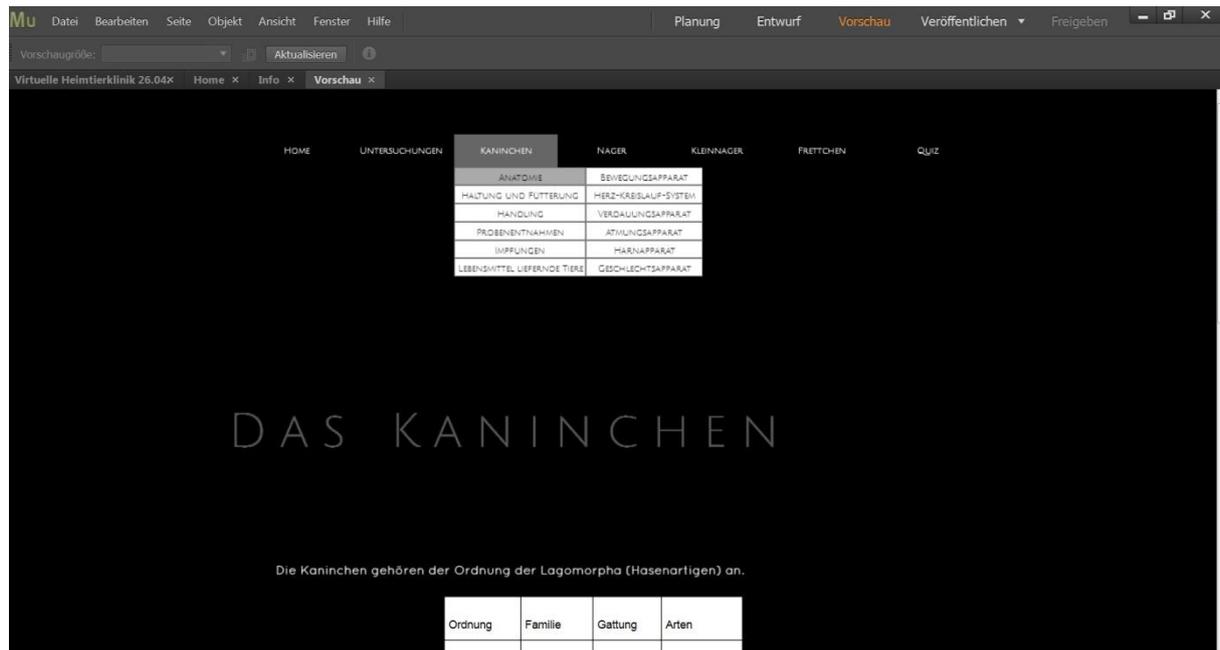


Abbildung 17: Unterkapitel der einzelnen Spezies

Unter dem Themenbereich Kotuntersuchung gelangt man auf die interaktive Simulation "virtuelles Mikroskop". Hierbei können mikroskopische Aufnahmen von Kotabstrichen auf Parasiten untersucht werden. Ein Kreisausschnitt soll das Sichtfeld darstellen, welches beim Blick durch das Mikroskop entsteht. Der Kreisausschnitt ist unbeweglich, die darin positionierte Bildaufnahme kann von den Lernenden bei der Suche nach einem Parasiten innerhalb des Ausschnittes verschoben werden. Wird der Parasit gefunden, muss dieser durch einen Klick mit der Maustaste bestätigt werden. Wurde der Parasit richtig erkannt, erscheint der Text "Richtig!". Wurde der Parasit nicht richtig erkannt, erscheint der Text "Nein, leider kein Treffer" und die Lernenden können weitersuchen.

Im Abschnitt zu den physiologischen Grundlagen wird ein Überblick über die Grunddaten der einzelnen Tiere aufgezeigt. In dem Unterkapitel "Anatomie" werden die wichtigsten anatomischen Grundlagen dargestellt. Bei der Haltung und Fütterung werden relevante Größenangaben der einzelnen Spezies gegeben und Möglichkeiten des Enrichments aufgelistet. Bei der Fixation wird beschrieben, wie die unterschiedlichen Tiere für welche Untersuchung am besten fixiert werden, um Gefahren zu vermeiden und bestmögliche tierärztliche Resultate zu bekommen. Die Risiken und möglichen Fehler der verschiedenen Fixationstechniken werden aufgezeigt. Das Unterkapitel "Impfungen" beschäftigt sich mit den Erkrankungen bei dem Kaninchen und dem Frettchen, die durch eine Impfprophylaxe vermieden werden können.

In dem Kapitel "Quiz" werden den Lernenden Übungsaufgaben präsentiert, die sie beliebig oft durchführen können. Zu diesen Übungsaufgaben zählen ein Fütterungs-, ein Anamnese-

und ein Rechenquiz. Sofort nach Bearbeitung sehen die TeilnehmerInnen das Ergebnis und können sich somit selbst kontrollieren.

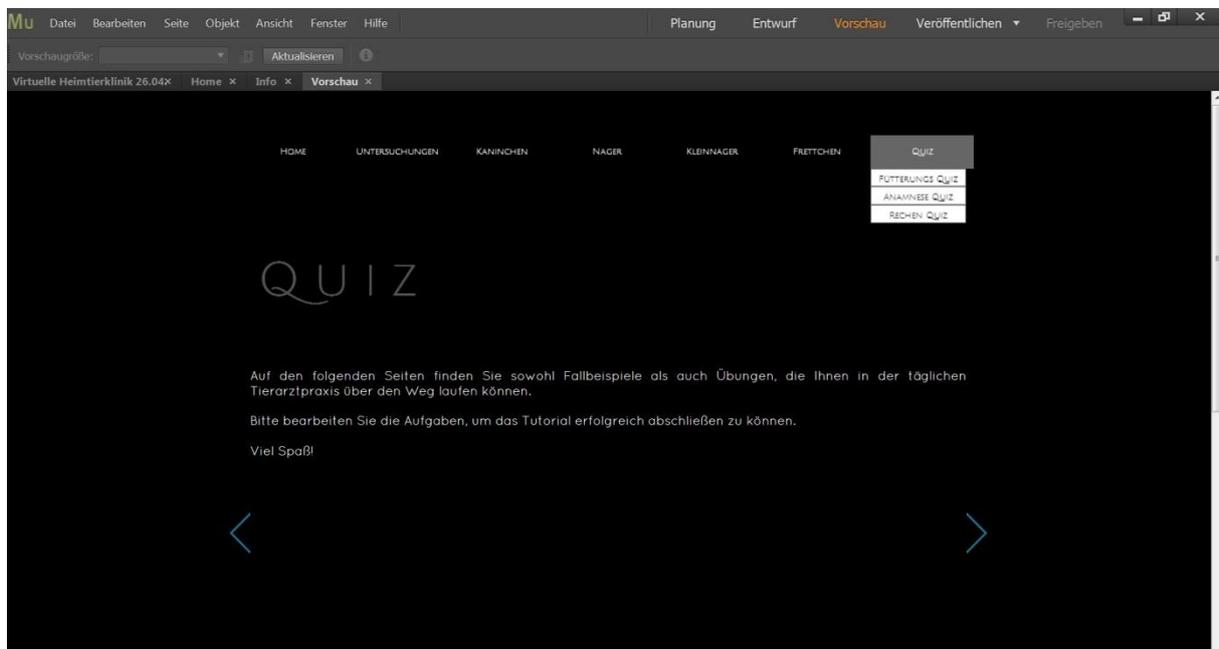


Abbildung 18: Unterkapitel des Quiz

Eine weitere Lernüberprüfung folgt im Anschluss an einzelne Kapitel in Form von Multiple-Choice Fragen. Dabei ist immer eine der fünf vorgegebenen Antworten richtig. Durch Klicken auf den "Überprüfen - Button" können die Lernenden die Antwort für die sie sich entschieden haben überprüfen. Die richtige Antwort ist grün hinterlegt, ist die Antwort falsch, leuchtet sie rot. Wurden alle Fragen beantwortet, erscheint eine Zusammenfassung mit einer Angabe, wie viel Prozent der gegebenen Antworten richtig waren. Die integrierten Multiple Choice Fragen können jederzeit vom Nutzer bearbeitet und beliebig oft wiederholt werden.

4.2 Bildaufnahmen

Bild- und Videoaufnahmen verbessern die Anschaulichkeit und wecken das Interesse der Lernenden erheblich. Der Grund für den hohen Schwierigkeitsgrad der Aufnahmen lag vor allem in den überaus schnellen und reflexartigen Bewegungen der Kleinnager aber auch der übrigen Kleinsäuger, die geringe Objektgröße sowie damit verbundenen optisch bedingten geringen Schärfentiefen. Die schnelle Atemfrequenz, reflektierende Gegenstände und der Fellverlust erschwerten die Arbeit zusätzlich.

Die Abspeicherung der Originalbilddaten erfolgte im RAW-Format. Erst nachdem alle Bilder in einer einheitlichen Abfolge den Anforderungen entsprechend bearbeitet wurden, wurden sie als JPEG Kompressionsformat abgespeichert. Um sich bei der Nachbearbeitung ein einheitliches Erscheinungsbild im Rahmen der Postproduktion mit einem einheitlichen Workflow sicherzustellen, ist es wichtig, ein möglichst hochauflösendes, nicht durch den Kameraprozessor unbeeinflussbar vorbearbeitetes und kompressionsbedingt Verlustbehaftetes Ausgangsmaterial zu erstellen. Die Bildbearbeitung im Anschluss daran kann minimiert werden. Im Vordergrund der Arbeit standen Aufnahmen, die während der Fixation des Tieres angefertigt werden konnten. Dennoch gab es einzelne Aufnahmen, bei denen die Tiere freigestellt vor einem schwarzen oder weißen Hintergrund fotografiert werden mussten.

Die Verwendung eines frontalen Blitzes stellte sich als ungeeignet dar. Das helle Licht, das direkt auf die Tiere gerichtet wurde, beunruhigte sie und hätte einen weiteren Stressor dargestellt. Hier fiel die Wahl auf das Arbeiten mit einem indirekten Blitz. Der Metz Mecablitz 52 AF-1, dessen horizontal und vertikal schwenkbarer Reflektor für eine gute Lichtführung sorgt, wurde gegen die Zimmerdecke gerichtet und hat für ein weiches Licht und eine angenehme Ausleuchtung gesorgt. Ein ausreichendes Umgebungslicht wurde in der Regel durch Tageslicht und ausreichende Raumbelichtung erreicht. Aufgrund der reflexartigen Bewegungen der Tiere, die umso schneller wurden, je kleiner die Tiere waren, wurde eine möglichst kurze und gleichzeitig ausreichend lange Belichtungszeit gewählt.



Abbildung 19: Fixation eines Gerbils, originale unbearbeitete Aufnahme



Abbildung 20: Fixation eines Gerbils; Nachbearbeitung mit Photoshop CC (Helligkeit, Kontrast). Blende F 10, Brennweite 60mm, Belichtungszeit 1/50s, ISO 1000, Kamera: Nikon D750

V. DISKUSSION

5.1 Universitäre Ausbildung in der Kleinsäugermedizin

Es ist zu beobachten, dass die Behandlung von Kleinsäufern in tiermedizinischen Praxen an Bedeutung gewinnt. Momentan ist die Lehre auf diesem Fachgebiet allerdings sehr übersichtlich und nach TAppV nicht prüfungsrelevant. Erst die zunehmende finanzielle und ideelle Wertschätzung von kleinen Heimtieren steigerte die Nachfrage nach intensiver fachkundiger tierärztlicher Betreuung. Nach Angaben des Zentralverbands zoologischer Fachbetriebe leben 2018/2019 5,4 Millionen Kleintiere in sechs Prozent der Haushalte (Anonymus, (2018a)). Um eine langfristigen Gesunderhaltung der Kleinsäuger, die zu Familienmitgliedern werden, zu ermöglichen, bedarf es tierärztlicher Fachkenntnisse. In den letzten Jahren hat sich eine zunehmende Spezialisierung praktischer Tierärzte im Heimtierbereich gezeigt. Im Jahr 2014 waren von insgesamt 6304 Fachtieranerkennungen 975 Fachtierärzte und Tierärzte mit der Zusatzbezeichnung für Klein- und Heimtiere tätig. 2018 hatten von insgesamt 5867 Fachtieranerkennungen 934 Tierärzte die Anerkennung "Kleintiere" und erstmals 9 Tierärzte die Anerkennung "Heimtiere" (Anonymus, 2014b, 2018a). Die Kleinsäuger werden an vier von fünf deutschen Universitäten allerdings nur marginal behandelt, sodass die Aneignung von Fachwissen der Studierenden und Kleintierpraktiker in starkem Maß auf Eigeninitiative beruht. Aus diesem Grund hat das Tutorial nicht nur einen Nutzen für Studierende, sondern auch für Absolventen, wenn diese in der Praxis feststellen, dass sie die notwendigen Grundlagen im Studium verpasst haben. In ihrer Studie beschreibt (Müllerleile, 2017), dass sowohl Fachliteraturen, gefolgt von Vorlesungsunterlagen und Vorlesungen, zu den bevorzugten Lehrmedien unter den Studierenden zählen. 73,1 % der Studierenden gaben an, dass Lernprogramme eine sehr sinnvolle Ergänzung zur Vorlesung sind. 23,1 % der Studierenden empfanden sie als sinnvoll und nur 3,9 % als mittelmäßig sinnvoll. Döring (2018) konnte in ihrer Umfrage zeigen, dass das Wissen nach einer kürzlich gehaltenen Vorlesung von keinem der Studierenden als gut bis sehr gut beurteilt wurde. Ungefähr die Hälfte (46 %) gaben ihr Wissen als durchschnittlich an und 41,3 % empfanden ihr Wissen als schlecht, 12,7 % als sehr schlecht. Die Kombination aus dem geringen Vorlesungsangebot der Kleinsäugermedizin und den geringen Besuchszahlen der Vorlesung führen dazu, dass die Studierenden sich in den jeweiligen Themengebieten unsicher fühlen. Hinzukommend ist die Tatsache, dass die Kleinsäugermedizin laut der TAppV vom 27.07.2006, zuletzt geändert am 15.08.2019, nicht prüfungsrelevant ist (Tappv, 2006). Die Studierenden legen ihre Prioritäten auf andere Fachgebiete und sind somit im zukünftigen tierärztlichen Beruf noch unvorbereiteter.

In der vorliegenden Arbeit wird näher auf die universitäre Ausbildung im Rahmen des tiermedizinischen Studiums eingegangen. Die Studierenden setzen sich während dem Studium hauptsächlich mit größeren Säugetierarten, wie Hund und Katze, auseinander. In ihrer Studie hat Rheker (2001) Untersuchungen zur zunehmenden 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 durchgeführt. 62,0 % aller von 1990 bis 1999 stattfindenden Fortbildungsveranstaltungen fallen in die Kategorie der Kleintiere, 7,4 % auf die Kategorie Kleintier-Heimtier, bei 8,6 % handelt es sich um reine Heimtierversammlungen. In dem benannten Zeitraum (1990-1999) der Autorin Rheker ist bei den einzelnen Kategorien im prozentualen Vergleich keine einheitliche Entwicklung zu erkennen. Der Anteil der Kleintierveranstaltungen schwankt zwischen 59,56 % im Jahr 1993 und 70 % im Jahr 1991, der der Kleintier-Heimtierversammlungen zwischen 4,27 % im Jahr 1992 und 12,96 % im Jahr 1990, der der Heimtierversammlungen zwischen 5 % im Jahr 1992 und 10,85 % im Jahr 1994 und der der nicht differenzierten Veranstaltungen zwischen 12,96 % im Jahr 1990 und 28,68 % im Jahr 1993.

Das Lehrangebot der Kleinsäugermedizin umfasst an der Ludwig-Maximilians-Universität München derzeit acht Wahlpflichtfächer die für unterschiedliche Semester angeboten werden. Diese sind "Grundlagen der Anatomie, Physiologie und Haltung der Heimtiere", „Weiterführende Diagnostik bei Heimtieren“, „Aufzucht und Tierärztliche Versorgung von heimischen, wildlebenden Kleinsäugetieren“, „Heimtiersprechstunde“, „Notfallversorgung von Vogel-, Kleinsäuger- und Reptilienpatienten“, „Anästhesie und Analgesie beim Kleinsäuger“, „Fallorientierte Darstellung wichtiger Erkrankungen der Heimtiere“ und „Fallaufarbeitung von Heimtierpatienten“ POL (Problemorientiertes Lernen in Kleingruppen in einer strukturierten Vorgehensweise). In Letzterem werden informative Fälle vorgestellt und bearbeitet. Die Angebote der Vorlesungen und Wahlpflichtfächer variieren im Sommer- und Wintersemester. Vorlesungsstunden werden im Rahmen von Organblöcken (Endokrinologie 1h, Haut 1h, Harntrakt 1h, Gastroenterologie 5h (Zahnerkrankungen und Magen-Darm-Trakt), Sinnesorgane 1h, Bewegungsapparat 1h, Infektionskrankheiten 2h, Reproduktion 2h) angeboten. An der Ludwig-Maximilians-Universität München gibt es ein Skills Lab. Skills Labs sind Übungseinrichtungen, die es den Studierenden ermöglichen mehrere klinisch-praktische Fähigkeiten beliebig lange zu trainieren und zu erlernen. Im Skills Lab der Ludwig-Maximilians-Universität München wird eine Station zur Propädeutik der Kleinsäuger angeboten, welche den Studierenden Übungsmöglichkeiten für das korrekte Handling von Heimtieren sowie Hinweise für eine artgerechte Fütterung und sinnvolles bzw. tierschutzwidriges Zubehör bietet. Weiter wird dort die Blutentnahme am Kaninchenohr

demonstriert, im kommenden Sommersemester 2020 werden Schwerpunkte und Wahlpflichtfächer zum Thema Notfallversorgung angeboten. An weiteren Übungen wird derzeit gearbeitet. Die theoretisch-wissenschaftlichen Stunden der Propädeutik werden als Frontalvorlesung in nur einer Doppelstunde im dritten Semester angeboten. Damit sich die Studierenden in den unterschiedlichen praktisch-klinischen Themengebieten ausreichend vorbereitet fühlen, sollten den Studierenden in naher Zukunft noch weitere Angebote ermöglicht werden. Wie bereits beschrieben, fühlen sich fast die Hälfte aller Studierenden nach Vorlesungen schlecht vorbereitet. Zusätzlich ist die Kleinsäugermedizin für die Studierenden nicht prüfungsrelevant. Dies und der genau abgepasste Stundenplan lassen zeitlich gesehen kaum Platz für weitere Vorlesungen. Die Studierenden konzentrieren sich auf prüfungsrelevante Fächer.

Allerdings ist nicht nur der Zeitmangel während der tiermedizinischen Ausbildung ein Grund, weshalb die Kleinsäugermedizin verhältnismäßig wenig Aufmerksamkeit geschenkt bekommt (Lloyd, 1999). Das Üben am lebenden Tier stellt, aus tierschutzrechtlicher Sicht, einen ebenso großen Aspekt dar. Um die Belastung der Tiere zu reduzieren müssen die Studierenden optimal auf die praktische Einheit vorbereitet werden, damit sie „wissen was sie tun“. Das Ziel des Online-Lernprogrammes "Die virtuelle Heimtierklinik" ist die audiovisuelle und interaktive Vermittlung ausgewählter Themenschwerpunkte der Kleinsäugermedizin an die Studierenden sowie für die postgraduale Ausbildung. Die „virtuelle Heimtierklinik“ soll analog zu den bereits bestehenden Modulen „Die virtuelle Ziervogel-, Fisch- und Reptilienklinik“ als Vorbereitung zur praktischen Arbeit am lebenden Patienten dienen. Mit ihr sollen wesentliche Grundlagen vermittelt werden vor dem Einstieg in die praktische Arbeit am lebenden (Propädeutik-)Tier. Die virtuelle Heimtierklinik soll damit auch einen wesentlichen Beitrag zu angewandtem Tierschutz durch Entlastung und Einsparung von Propädeutiktieren darstellen. Das Online-Lernprogramm "Die virtuelle Heimtierklinik" wird ab dem zweiten Fachsemester angeboten werden und soll die doppelstündige Propädeutik Frontalvorlesung interaktiv ergänzen bzw. dafür sorgen, dass das Verständnis der Studierenden gesteigert wird und sie sich deutlich besser vorbereiteter fühlen.

5.2 Erstellung eines Lernprogrammes

Für die Programmerstellung der virtuellen Heimtierklinik wurde der Web-Editor Adobe Muse CC (18.1), der über die Creative Cloud auf einem Acer TravelMate P276-MG-7321 verfügbar ist, ausgewählt. Adobe Muse ist ein Computerprogramm, welches nach einem WISIWIG-Prinzip (What you see is what you get - Prinzip) zur Erstellung von Websites verwendet werden kann, ohne dass auf HTML-Ebene Programmierungen durchgeführt werden müssen. Das Design und Layout wurden an die bereits verfügbaren virtuellen Programm-Module der

virtuellen Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische angepasst, um eine Einheitlichkeit der Darstellung zu bewahren. Bild-, Video- und Textmaterial wurden so angeordnet, dass sich den Studierenden schon beim ersten Blick auf das online Tutorial eine übersichtliche Ansicht zeigt, die die Bedienung des Programmes vereinfachen soll. Die Menüleiste befindet sich, im Gegensatz zu den bereits erstellten virtuellen Lernprogrammen, am oberen Bildrand. Insgesamt hat sich Adobe Muse CC als gut zu bedienendes Web-Editor Programm erwiesen, das auch im Nachhinein durch die Ersteller des jeweiligen online Tutorials noch aktualisiert werden kann. Schwierigkeiten können sich für manche Studierende in der korrekten Darstellung des Programmes zeigen. Die eingebetteten Videoaufnahmen können nur mit einem aktuellen Server abgespielt werden. Zur optimalen Darstellung empfiehlt sich die Benutzung eines gängigen Webbrowsers in der aktuellen Version (z. B. Google Chrome). Die Erstellerin des Lernprogrammes hat mit Chrome Version 77.0.3865.90 gearbeitet, auf welcher alle Darstellungen reibungslos abgespielt werden konnten. Eine fehlerfreie Anzeige auf Tablets oder Smartphones kann nicht garantiert werden. Bevor die Studierenden das Programm durchlaufen, werden sie auf der ersten Seite darauf hingewiesen. Bei der Gestaltung des Programmes ließen sich nicht alle Ideen in dem virtuellen Programm so umsetzen, wie sie ursprünglich geplant wurden. Da Meerschweinchen und Kaninchen nicht zusammengehalten werden dürfen, wurde für die Bildaufnahme zu dem lebendigen Kaninchen eine Meerschweinchenattrappe aus Plüsch in den Käfig zugesetzt. Weiter mussten einige Ideen eingeschränkt oder herausgenommen werden, weil diese nicht so entworfen werden konnten, dass die Studierenden im fertiggestellten Programm interaktiv daran hätten arbeiten können. So fiel die ursprüngliche Idee, den Studierenden im Programm eine klinische Untersuchung an einem virtuellen, in 3D dargestellten Tier anzubieten, aus technischen Gründen aus. 360° Aufnahmen, wie diese in dem online Tutorial "Die virtuelle Geflügelklinik" von Baas (Baas, 2019) aufgezeigt werden, könnten auch in der virtuellen Heimtierklinik als zusätzliche Ergänzung und zur Verdeutlichung der unterschiedlichen Haltungsformen der verschiedenen Tierspezies Anwendung finden und aufgenommen werden. Aufgrund der Möglichkeit, das Online-Lernprogramm "Die virtuelle Heimtierklinik" jederzeit verbessern und aufarbeiten zu können, ist die Ergänzung von 360° Aufnahmen zu einem späteren Zeitpunkt, sobald erste Eindrücke von Studierenden gesammelt wurden, geplant. Mittlerweile wurde das Adobe Muse CC Programm von Adobe abgekündigt, eine weiterführende technische Unterstützung wird bis Ende März 2020 erfolgen. Lizenzierte Benutzer von Adobe Muse können die Software weiterhin verwenden, bestehende Websites bearbeiten oder neue Anwendungen erstellen. Hervorzuheben ist auch, dass mit Adobe Programm-Modulen als Quasi-Industriestandard statt mit anderweitigen Shareware-Programmen gearbeitet wurde, um eine kontinuierliche Weiterentwicklung der „Virtuellen Exotenklinik“ sicherzustellen.

Das Lernprogramm "Die virtuelle Heimtierklinik" ermöglicht den Studierenden einen Einblick in die Propädeutik der kleinen Heimtiere und unterstützt die digitale Weiterentwicklung in Form von E-Learning. Die klinische Propädeutik (aus dem Griechischen: ρ . $\pi\rho\omicron$, pró, „vor“, $\pi\alpha\iota\delta\epsilon\acute{\upsilon}\omega$, paideuō, „bilden“) beschäftigt sich mit der Vorübung im Sinne der Einführung in die Wissenschaft der klinischen Untersuchung am Tier. Es stellt den Grundpfeiler eines jeden Kontakts mit dem Patienten in der Tierarztpraxis dar. Exakt diese Themenpunkte werden von dem Lernprogramm aufgegriffen um die Studierenden auf den Beruf in der tierärztlichen Praxis vorzubereiten. Die möglichen Krankheiten, die Pathogenese, die Diagnosestellung sowie die Therapiemaßnahmen sind kein Bestandteil der klinischen Propädeutik (Göbel et al., 2005) und somit dieses Kurses. Sie werden in den dafür vorgesehenen klinischen Fächern behandelt und sollen hier außer Acht gelassen werden.

Am Ende eines jeden Kapitels werden den Studierenden Multiple-Choice Fragen (Single-Choice Fragen) zum Zweck der Selbstevaluierung bereitgestellt, um durch einen Wiederholungseffekt die vermittelten Lehrinhalte zu vertiefen. Als Vorlage für die Entwicklung der Multiple-Choice Fragen dient der allgemeine Leitfaden zur Erstellung von OSCE (objective structured clinical examination) Fragen (Piontek, 2008). Es darf nur eine Antwortmöglichkeit richtig sein und üblicherweise müssen mindestens drei falsche Antworten zur Auswahl stehen. Die Fragen werden so formuliert, dass sie den so genannten UCAN-Anforderungen entsprechen. UCAN, das Umbrella Consortium for Assessment Networks, das 2006 von der Medizinischen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München, der Medizinischen Fakultät Heidelberg und der Charité Berlin gegründet wurde, ist ein Verbund von Prüfungsverantwortlichen und versucht eine einheitliche Gestaltung der Fragen an den Universitäten zu erreichen, mit dem Ziel der Verbesserung der medizinischen Ausbildung durch gute Prüfungen. In dem Lernprogramm "Die virtuelle Heimtierklinik" wurden Multiple-Choice Fragen mit den Beantwortungsmöglichkeiten a, b, c, d, oder e verwendet, wovon immer eine Antwort richtig ist. Somit ist die Anforderung von mindestens drei falschen Antworten und einer richtigen Antwortmöglichkeit erfüllt. Lernerfolgskontrollen wie MC Fragen sind ein wichtiger Bestandteil von online Lernprogrammen und werden auch häufig explizit gefordert. Der Schwierigkeitsgrad der Fragen in dem Lernprogramm "Die virtuelle Heimtierklinik" ist nicht als sehr hoch anzusehen, was es vereinfachen soll, die Lernmotivation und den Spaßfaktor der Teilnehmer aufrecht zu erhalten. Dennoch soll eine angemessene Überprüfung des Erlernten stattfinden. Weiterhin sollen die relevantesten Dinge gefestigt und durch die Fragen wiederholt werden. Die gewählte Richtlinie nach OSCE bietet den Vorteil, dass die Multiple-Choice Fragen einheitlich aufgebaut sind und denen anderer Themengebiete gleicht. Dieses System ist den Studierenden somit durch bereits absolvierte Prüfungen in Form von Multiple-Choice Fragen bekannt und schneller verständlich. Die durch die OSCE einheitlich aufgebauten Fragen der Kleinsäuger können

somit einen Grundstein für eine Aufnahme als prüfungsrelevantes Fach sowohl an der Ludwig-Maximilians-Universität München als auch an weiteren Universitäten legen.

Die Fragen überprüfen verschiedene Arten von Wissen (Terminologie, Fakten, Gesetzmäßigkeiten). Sie können besser verständlich als Freitext-Fragen formuliert werden. Ebenso ermöglichen sie dem Ausbilder durch Analyse der falsch gewählten Antwort das Missverständnis der Studierenden nachzuvollziehen. Allerdings erlauben sie dem Ausbilder nicht, Studierende und deren Fähigkeit, Ideen zu präsentieren, zu evaluieren. Ein weiterer Nachteil besteht in der Schwierigkeit, falsche, aber dennoch sinnvoll erscheinende Antwortmöglichkeiten zu entwickeln.

Das virtuelle Mikroskop im Kapitel "Untersuchungen" sowie die Fallbeispiele im Kapitel "Quiz" am Ende des online Lernprogrammes stellen einen rückblickenden Exkurs auf das vermittelte Fachwissen dar. Dazu zählen ein Rechen-, ein Tierrassen-, ein Fütterungs- und ein Anamnesequiz. Der Vorteil hierbei ist, dass die Themengebiete rekapituliert werden können und die Studierenden die Möglichkeit haben, sich interaktiv damit auseinanderzusetzen. Durch mehrmaliges Durchprobieren der einzelnen Aufgaben und die Auswahl "Richtig" oder "Falsch" verinnerlichen die Studierenden die Themen.

5.3 Technologieeinsatz zum interaktiven Lernen unter Berücksichtigung der Didaktik

Die Didaktik bezeichnet die Wissenschaft des Lehrens und des Lernens. Der Begriff stammt aus dem Griechischen und bedeutet Lehren. Sie beruht auf der Annahme eines gestalteten Lernprozesses. Es genügt nicht, zu erwarten, dass der Teilnehmende das Fachwissen selbstständig erarbeitet. Die Lehrkraft bestimmt den Lehr-Lernprozess, der den Lernenden vermittelt werden soll (Trapp, 2003). Der Begriff Mediendidaktik beschäftigt sich u. a. mit der Frage, wie technische Medien, Bilder, Simulationen und Audiovideos, in Lehr- und Lernprozessen sinnvoll und effektiv genutzt werden können. Dem Einsatz computergestützter, multimedialer Lehr- und Lernangebote wird in der Hochschullehre immer mehr Beachtung geschenkt. Virtuelle Lernprogramme sind keine Fremdwörter mehr. Computer-gestütztes Lernen definiert das Lernen mit Computern, online Lernen das Lernen mit dem Internet. Der Zugang und die Benutzung von Computern nehmen deutlich zu, technische Ausstattungen werden laufend verbessert und der Umgang mit dem Internet ist in den letzten Jahren deutlich gestiegen (Ehlers et al., 2002). Sowohl Schüler und Studenten als auch Werk tätige sind im Besitz von Computern, Tablets oder Mobiltelefonen. Dies ermöglicht es ihnen, online Lernprogramme auch von unterwegs zu bearbeiten und bietet unter anderem eine gewisse Orts- und Zeitunabhängigkeit.

In der tiermedizinischen Ausbildung sollen das theoretische und praktische Wissen so gut wie möglich miteinander kombiniert werden. Hierfür werden vorwiegend Vorlesungen, Seminare, klinische Demonstrationen und Übungen, zu denen auch Übungen am Tier zählen, durchgeführt. Laut § 2 TAppV (Tappv, 2006) dürfen Teile der Lehrveranstaltungen durch interaktive Lernprogramme, wie "Die virtuelle Heimtierklinik", ersetzt werden. Computerassistierte Lernprogramme ("E-Learning") werden an den Universitäten im Selbststudium eingesetzt (Ehlers et al., 2002). So auch an der Ludwig-Maximilians-Universität München mit Programmen, wie u. a. "Die virtuelle Vogelklinik, die virtuelle Reptilienklinik, die virtuelle Zierfischklinik und die virtuelle Geflügelklinik" (Wahle, 2016; Budde, 2017; Niehues, 2018; Baas, 2019) der Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische der tiermedizinischen Fakultät. Die virtuelle und audiovisuelle Darstellung ermöglicht den Studierenden eine intensive Vorbereitung auf das alltägliche Geschehen in der tierärztlichen Praxis (Sostmann et al., 2011). "Die virtuelle Heimtierklinik" greift einen Teil dieses Spektrums auf. Zwar sind mögliche Krankheiten, die Pathogenese, die Diagnosestellung sowie die Therapiemaßnahmen kein Bestandteil des Lernprogrammes, Vorübungen im Sinne der Einführung in die Wissenschaft der klinischen Untersuchung am Tier (Handling, Blutentnahme, Fütterung, Haltung etc.) werden aber ausführlich beschrieben und den Studierenden mit Bild- und Videoaufnahmen exakt dargestellt. In einem

Lernprogramme können die Lehrinhalte zeit- und ortsunabhängig selbstständig erlernt und beliebig oft wiederholt werden. Somit können alle Studierende ihr individuelles Lerntempo bestimmen. Auch in dem erstellten Lernprogramm "Die virtuelle Heimtierklinik" wird es den Studierenden ermöglicht, in ihrem eigenen Tempo arbeiten zu können. Die einzelnen aufgeführten Kapitel, interaktive Darstellungen und Videoaufnahmen können wiederholt aufgerufen und die Multiple-Choice Fragen beliebig oft wiederholt werden. Online-Lernprogramme sollen dabei helfen, das konstruktive Erlernen der Studierenden zu verbessern. Der Technologieeinsatz hat einen großen Stellenwert erlangt und stellt einen Mehrwert in der Ausbildung der tiermedizinischen Studenten dar (Sostmann et al., 2011). Aufbauend auf die virtuelle Vogel-, Reptilien und Zierfischklinik soll auch die virtuelle Heimtierklinik eine moderne Ergänzung zu den Präsenzveranstaltungen in der universitären Ausbildung darstellen.

Hierfür gibt es allen deutschen tierärztlichen Universitäten bereits das tiermedizinische Clinical Skills Lab, das es den Studierenden ermöglicht an Modellen viele unterschiedliche praktische Fertigkeiten zu erlernen. Es ist ein freiwilliges Zusatz-Angebot für die Tiermedizin-Studierenden. 2014/15 wurde in einer Studie der Erfolg des Skills-Lab-Trainings am Beispiel der Klinik für Kleintiere an der Tierärztlichen Hochschule Hannover untersucht. Dabei wurden zwei Studierendengruppen verglichen: eine Gruppe 1 ohne und eine Gruppe 2 mit Skills-Lab-Training. Mit Abschluss des Trainings der Gruppe 2 wurde eine objektivstrukturierte klinische Prüfung durchgeführt. Sowohl vor als auch nach dem Training wurde in Gruppe 2 ein Multiple-Choice Test durchgeführt, der den Lernfortschritt evaluieren sollte. Der gleiche Test wurde in Gruppe 1 ohne Training durchgeführt. Studierende der Gruppe 2 schnitten signifikant ($p \leq 0,05$) besser ab als Studierende der Gruppe 1. Das Clinical Skills Lab wurde von den Studierenden sehr gut angenommen. So wurde z. B. bei der Veranstaltung Station/Sprechstunde das Personal im Durchschnitt mit 100 % bewertet. Inhalt, Übung/Praxis und Organisation des Skills-Lab-Trainings wurden jeweils mit 75 % bewertet (Engelskirchen et al., 2017). An der Ludwig-Maximilians-Universität München können die Studierenden das Skills Lab ab dem zweiten Fachsemester besuchen. Hier stehen ihnen momentan, Stand Wintersemester 2019/2020, 18 Stationen zur Verfügung, an denen sie ihre praktischen Fähigkeiten testen können. Aufgeteilt sind die Stationen in Propädeutik, Reproduktion, Chirurgie und Laboruntersuchungen. Die Studierenden können in einer stressfreien Atmosphäre in ihrem eigenen Tempo lernen. Die Übungen werden an Modellen ausgeführt, die angefasst werden können und eine gewisse Beweglichkeit erlauben. Die Studierenden erfahren hier wie sich etwas anfühlen muss. Das online Tutorial "Die virtuelle Heimtierklinik" ist rein statisch aufgebaut. Viele Übungen sind interaktiv, die Studierenden befinden sich dennoch vor einem Computer oder Notebook und nicht vor einem Modell oder lebenden Tier. Trotzdem kann es als eine moderne Ergänzung der Präsenzveranstaltungen

angesehen werden. Sowohl die virtuelle Heimtierklinik als auch die Übungen im Skills Lab werden den Studierenden ab dem zweiten Fachsemester angeboten, die doppelstündige Propädeutikvorlesung der Heimtiere findet erst im dritten Fachsemester statt. Somit bieten ihnen Propädeutik-Fachbücher und das online Tutorial die alleinige Möglichkeit, sich bereits im Vorfeld auf die im Skills Lab angebotenen Übungen vorzubereiten. Propädeutik-Fachbücher beziehen sich häufig nicht nur speziell auf Kleinsäuger, sondern auch auf weitere Tierarten (hauptsächlich Hund und Katze) und sind somit nur ein Anhaltspunkt. Die Studierenden haben die Möglichkeit, einige Themengebiete bei Gelegenheit im Skills Lab Bereich "Kleinsäuger" nach der Durchführung des Lernprogrammes "Die virtuelle Heimtierklinik" anzuwenden und wiederholt an Modellen auszuführen. Das Skills Lab und das online Tutorial sind zwei unterschiedliche Lernmethoden und nicht aufeinander abgestimmt, können sich in ihrer Kombination aber ergänzen und den Studierenden die Möglichkeit geben Themengebiete selbstständig und effektiv zu erlernen.

Die Mnemotechnik, übersetzt aus dem Griechischen mit "Gedächtnis" und "Kunst", stellt eine Form des Gedächtnistrainings dar. Namen, Personen und jegliche Dinge werden über spezielle Anker ("Eselsbrücken"), an die die Information gekoppelt wird, im Gedächtnis abgespeichert. Diese Anker können auch über Bild- und Videoaufnahmen definiert werden die Begriffe ausdrücken, wie es in dieser Arbeit der Fall ist. Informationen können so besser behalten werden und werden mit meist positiven Erinnerungen verbunden. Mnemotechniken werden häufig als hilfreich angesehen, um Lernenden das Abrufen von Informationen zu erleichtern und damit möglicherweise Stress abzubauen und mehr kognitive Ressourcen für übergeordnetes Denken freizusetzen. Mocko et al. (2017) haben in ihrer Studie die Effektivität von Mnemotechniken in Mathematikkursen untersucht. Dabei fanden sie heraus, dass 91,8 % der Studierenden häufig Mnemotechniken verwendet haben, aber nur 78,4 % hatten in Mathematikkursen Mnemotechniken verwendet. Fast drei Viertel (71,3 %) der Befragten stimmten zu, dass die Mnemotechnik im Kurs hilfreich war. Die in diesem online Tutorial eingesetzten Bild- und Videoaufnahmen sowie die MC Fragen und interaktiven Aktionen werden als Mnemotechniken verwendet und sollen dabei helfen, dass die Studierenden die Themengebiete im Nachhinein leichter abrufen können. Aufbauend auf die vorher erwähnte Studie wird davon ausgegangen, dass das Lernverhalten der Studierenden dadurch qualitativ verbessert und das online Tutorial durch die Mnemotechniken sinnvoll unterstützt wird.

Idealerweise tragen ein Gehalt an 50 % Bildern, 25 % Audio, 15 % Kommunikation (Austausch von Informationen über den E-Mail Verkehr oder speziell erstellte Foren) und 10 % Lesen dazu bei, dass die Studierenden das Gelernte behalten (Trapp, 2003). Virtuelles Lernen von Erwachsenen, in diesem Fall von meist jungen Erwachsenen, den Studierenden

und anderen Teilnehmern des Online-Lernprogrammes, in Form von Bildern und interaktiven Audiovideos dient der Verbesserung des Lernerfolgs und somit auch der Lernmotivation und dem Wille, das Programm erfolgreich zu beenden. Online-Lernprogramme müssen sich vorrangig an den Lern- und Verstehensprozessen des Menschen orientieren und die unterschiedlichen Möglichkeiten des verwendeten Mediums zur Förderung dieser Prozesse anwenden. Um langfristig Verstehens- und Behaltensprozesse zu fördern, ist es von Nöten, die Potenziale von Multimedialität und Interaktivität adäquat zu nutzen. Didaktische Angebote des Lernprogrammes fördern den Mehrwert des Mediums (Hrk, 2003).

5.3.1 Vor- und Nachteile von E-Learning gegenüber analogem Lernen

Computersimulationen bieten die Möglichkeit, die Themengebiete zu erlernen, trainieren und beliebig oft wiederholen zu können. Auch in der Tiermedizin wurde die Effektivität der Lern-Vermittlung über Simulatoren und Modellen bereits in Studien belegt (Baillie et al., 2010; Engelskirchen et al., 2017). Die Hochschullehre befindet sich in einem Digitalisierungswandel, und Methoden wie z. B. E-Learning sind prägende Begriffe. Im heutigen digitalen Zeitalter stellt die traditionelle Lehre ein Auslaufmodell dar (Handke, 2017). Der Deutsche Hochschulverband (DHV) wiederum sieht dem Einsatz digitaler Medien vor allem in der universitären Lehre noch mit Vorsicht entgegen. Es gibt noch viele Fragen und Unsicherheiten und der Digitalisierung werden sehr hohe Erwartungen entgegengebracht. Um die wissenschaftliche Qualität zu erhalten, ist der persönliche Bezug zwischen den Dozenten und den Studierenden erforderlich. Der Deutsche Hochschulverband (DHV) ist der Meinung, dass es kaum möglich ist mehrere Semester oder einen Studienabschluss zu erwerben, ohne dass der Studierende einem Hochschullehrer persönlich begegnet ist. Diese persönlichen Begegnungen kann die digitale Lehre nicht ersetzen. Vor allem im Dialog, in der persönlichen Begegnung und im unmittelbaren Austausch kann Erkenntnis gewonnen werden (Anonymus, 2014a).

Die Erstellung der "virtuellen Heimtierklinik" als webbasierte Form ist ein weiterer Beitrag zur Digitalisierung in der Hochschullehre. Sie ermöglicht den Lernenden einen zeitunabhängigen und stressfreien Zugriff ohne lebende Patienten mit einem internetfähigen Computer. Im Gegensatz dazu stehen themenbezogene Frontalvorlesungen. Ein Grund für die Begeisterung gegenüber Online-Lernprogrammen kann die Ortsgebundenheit und die zeitliche Vorgabe sein. Ein weiterer Vorteil dieser Programme, der ebenso für Frontalvorlesungen zutrifft, ist die Möglichkeit, jederzeit Neuerungen zu ergänzen oder auch im Nachhinein noch Fehler korrigieren zu können.

Ein Nachteil ist die Einstellung einiger Hochschullehrer und Dozenten gegenüber dem System. Sie stehen der digitalen Entwicklung unsicher gegenüber. Die eigene ungenügende Medienkompetenz und die Ängste, als Lehrende nicht mehr benötigt zu werden, sowie die

fehlende Flexibilität der Hochschule sind nur eine kleine Auswahl der Gründe dafür. Die Grundlage für jede Digitalisierung ist die Schaffung einer allgemeinen Akzeptanz, einer digitalen Lehr- und Lernkultur, die das Interesse der Lehrenden und Lernenden benötigt (Handke, 2017).

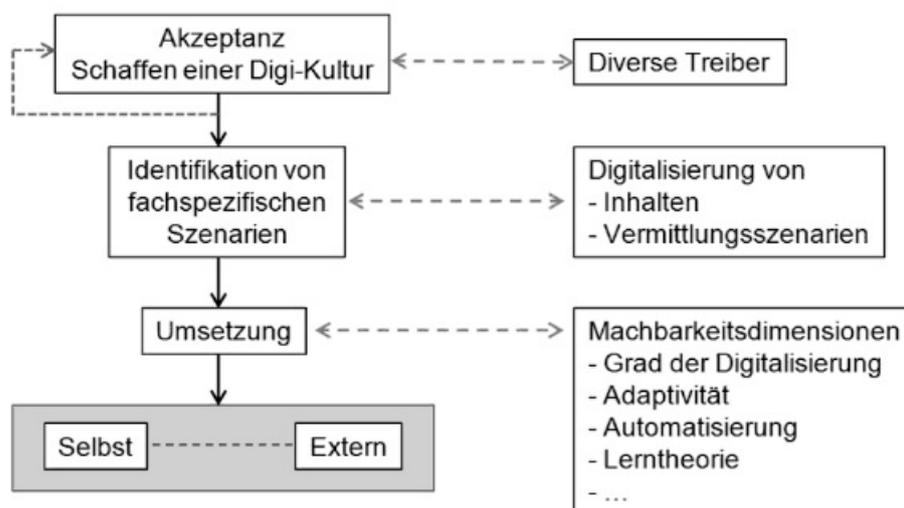


Abbildung 21: Digitalisierung der Hochschullehre (Handke, 2017)

Das Konzept eines "selbstregulierten Unterrichts", also eines Unterrichts in dem Studierende eigenverantwortlich und ohne Hilfe arbeiten, kann als ungeeignet angesehen werden. Aus diesem Grund ist das Ziel des online Tutorials "die virtuelle Heimtierklinik" auch nicht, die Studierenden sich selbst zu überlassen, sondern das Lernprogramm als eine Form der Unterstützung für die nachfolgenden Vorlesungen und Übungen anzubieten, in denen sie jederzeit Fragen an Lehrende stellen können. Auch während der Ausführung des Tutorials können sich Studierende über E-Mails an Zuständige wenden. Das online Tutorial soll nicht als alleinige Lehrmethode angeboten werden.

Für Lernende stellt der Medieneinsatz eine Normalität dar, für die Lehrinstitution hingegen noch nicht (Ebner, 2018). Um die Nutzung der Medien zu forcieren, braucht es hier einiger Maßnahmen. Darunter fällt die Stärkung der hochschuldidaktischen Ausbildung mit der Fragestellung "Was sind digitale Technologien, wie setze ich sie ein und wie funktionieren sie?". In Zukunft kann dann Lernen in einer didaktischen Vielfalt für Lehrende und Lernende angeboten werden (Ebner, 2018). Mit der Bereitstellung des online Tutorials für die Studierenden steht den Dozenten und Hochschullehrern eine weitere Möglichkeit zur Verfügung, den Medieneinsatz in der Lehre anzuwenden und seine Entwicklung zu beobachten. Auch Lehrende haben die Möglichkeit, sich einen Zugang zu dem Programm einzuholen und durch die selbstständige Ausführung einen Einblick zu bekommen, wie digitale Technologien funktionieren und wo sie eingesetzt werden können.

In einer älteren Literatur bezeichnet Trapp (2003) das computergestützte kooperative Lernen als junges und kleines Gebiet, das sich deutlich von anderen Lehrformen wie z. B. Frontalvorlesungen abgrenzen lässt. Trapp (2003) stellt das virtuelle Lernen als wichtiges Forschungsgebiet dar, dessen systematische Einführung in die alltägliche Lehrpraxis zum jetzigen Zeitpunkt nur in Ansätzen erkennbar ist. Licka und Gautschi (2017) prognostizieren eine starke Weiterentwicklung in der Digitalisierung der Bereiche Lehre und Weiterbildung, in die sich das E-Learning integriert. Die virtuelle Heimtierklinik stellt einen Beitrag zu der Entwicklung von E-Learning Programmen dar, die in der studentischen Lehre eingesetzt werden.

5.3.2 Digitale Erreichbarkeit in Bezug auf die virtuelle Heimtierklinik

Die tägliche Internetnutzung erreichte in Deutschland ein neues Rekordhoch. 2018 haben 63,3 Millionen Menschen ab 14 Jahren das Internet genutzt (90,3 %), 2017 waren es noch 0,9 Millionen (1,4 %) weniger Nutzer. Ein Plus von 3,8 Millionen Menschen war bei der täglichen Nutzung des Internets aufzuweisen, dieser Personenkreis liegt aktuell bei 77 %. Ebenso hat sich die tägliche Nutzungszeit des Internets erhöht. Mit 196 Minuten wurde das Internet im Vergleich zum Vorjahr um 47 Minuten mehr genutzt (Anonymus, 2018b). Bezug ergreifend auf das Lernprogramm "Die virtuelle Heimtierklinik" legen diese Zahlen nahe, dass Studierende das Internet täglich nutzen und somit auch die Möglichkeit besteht, dass sie das Lernprogramm im Zuge dieser täglichen Internetnutzung absolvieren können.

Bei einer Repräsentativbefragung im Frühjahr/Sommer 2014 in Baden-Württemberg und Rheinland-Pfalz wurden 14- bis 29-Jährige nach ihrer Mediennutzung (Radio, Fernsehen, Internet und Audio) in alltäglichen Situationen befragt. Fast 40 % der Befragten nutzen das Internet direkt nach dem Aufwachen. Von 50-60 % wurde das Internet in der Schule bzw. bei der Arbeit verwendet. Ob dabei private Angelegenheiten oder Themen für die Schule/Arbeit recherchiert wurden, ist nicht befragt worden. 80 % der 14- bis 29-Jährigen nutzen das Internet zu Hause in ihrer freien Zeit (Klingler et al., 2015). Laut der Statista (Anonymus, 2019b) waren im Wintersemester 2018/2019 in Deutschland insgesamt 7.967 Veterinärmedizinstudierende eingeschrieben, 6.697 davon waren weiblich, 1270 männlich. 84,3 % aller in Deutschland Studierenden waren im Jahr 2018 zwischen 20 und 29 Jahre alt. Haben Schüler die notwendige Zugangsbeschränkung (den Numerus clausus) für das Tiermedizinstudium erfüllt, beginnen einige ihr Studium unmittelbar nach dem Abitur. Zu dem Zeitpunkt, zu dem die virtuelle Heimtierklinik angeboten wird, im zweiten Fachsemester, haben viele der Studierenden ein Alter zwischen 20 und 29 Jahren. Dass das Internet täglich von den Studierenden genutzt wird, zeigt dass es ihnen möglich ist, die Lehre mit der Mediennutzung zu kombinieren und das online Lernprogramm "Die virtuelle Heimtierklinik" auch unabhängig von Ort und Zeit bearbeiten zu können. Allerdings muss dabei sowohl der

zeitliche Aufwand als auch der Ehrgeiz aller Studierenden, das Lernprogramm erfolgreich abzuschließen, mitberücksichtigt werden. Eine tägliche Internetnutzung von 196 Minuten erscheint lange. In Kombination mit der Nutzung von Social Media bleibt dabei allerdings nicht mehr viel Zeit für das Lernprogramm. Das heißt, dafür muss zusätzliche Zeit in Anspruch genommen werden. Studierende, die sich für das Themengebiet Kleinsäuger weniger interessieren, werden auch deutlich weniger Zeit investieren, als Studierende, die großes Interesse in diesem Bereich zeigen. So ist es ein Vorteil, dass die Kapitel unabhängig voneinander bearbeitet werden können und die Studierenden unterschiedlich viel Zeit darauf verwenden können das Lernprogramm in ihrem eigenen Tempo bearbeiten zu können.

In vorangegangenen Studien (Müllerleile, 2017; Döring, 2018) zeigte sich, dass die technischen Voraussetzungen (der Besitz eines Computers/Notebooks, die Kenntnisse im Umgang mit diesen, etc.) von nahezu allen Studierenden der Tiermedizin erfüllt werden konnten. Müllerleile (2017) führte eine Umfrage zu Kenntnissen und Nutzung von Computern/ Internet, der Lehre und computerbasiertem Lernen durch. 100 % der befragten Tiermedizinstudenten verfügten über einen uneingeschränkten Zugang zu Computern und zum Internet. Nur 1 % der Studierenden schätzte die Computerkenntnisse als "schlecht" ein. Der Zugang zu Computern und zum Internet und ein Grundwissen im Umgang damit sind Voraussetzung für die Durchführung des Lernprogrammes "Die virtuelle Heimtierklinik". Treten technische Probleme oder Missverständnisse auf, können Zuständige kontaktiert werden und den Studierenden aushelfen. Die Kontaktaufnahme mit zuständigen Dozenten erfolgt über den E-Mail-Verkehr, eine direkte persönliche Begegnung ist in den meisten Fällen nicht möglich. Hier findet sich der Nachteil in der Zeit- und Ortsunabhängigkeit. Studierende, die das Lernprogramm spät abends oder am Wochenende bearbeiten möchten, müssen damit rechnen, dass eine E-Mail Antwort später als erwünscht eintreffen kann. Ein Vorteil ist der übersichtliche und verständliche Aufbau der virtuellen Heimtierklinik. Haben die Studierenden Probleme bei der Bearbeitung eines Kapitels, können sie ein anderes bearbeiten während sie auf die Antwort eines Dozenten warten.

5.4 Förderung des Tierschutzes in der tiermedizinischen Ausbildung

Laut einer Studie von Gericke et al. (2000) ist ein Studienabschluss der Biologie, Medizin oder Veterinärmedizin ohne Tierversuche in Deutschland kaum möglich. Einige Alternativmethoden finden bereits ihren Einsatz in der studentischen Ausbildung. Eine der häufigsten Alternativmethoden ist die Wissensvermittlung über Computersimulationen. Bei der virtuellen Heimtierklinik steht vor allem der Tierschutzaspekt in der tiermedizinischen Ausbildung im Vordergrund. Auf lange Sicht gesehen wird eine deutliche Verminderung der

Versuchstierzahlen in der Aus-, Fort- und Weiterbildung angestrebt. Dieses Ziel verfolgt auch das Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft (Bundesministerium Für Ernährung Und Landwirtschaft, 2019).

Das Lernprogramm stellt die Fixierung der Tiere und Untersuchungsgänge in der Theorie und bildlich dar, allerdings stellt vor allem das praktische Üben, das in diesem nicht aufgegriffen werden kann, einen wichtigen Bestandteil in der Lehre dar. Der Schutz der Tiere vor übermäßigem Stress kann aber dann ermöglicht werden, wenn die Studierenden vor dem ersten Kontakt zu den Tieren ein hohes Maß an Vorkenntnissen erlangt haben.

Die aktuelle Studienordnung der Ludwig-Maximilians-Universität München (LMU) vom 29. September 2017 legt für den Studiengang Tiermedizin praktische Propädeutikübungen ab dem dritten Semester fest. In diesen sollen tierärztliche Untersuchungstechniken erlernt werden, die später als Grundlagen in der Praxis dienen. Die Übungen finden an lebenden Tieren statt, was einen hohen Mehrwert zum Erlernen der praktischen Fähigkeiten darstellt. In naher Zukunft sollen zum Zwecke einer fundierten Fortbildung an der Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische auch Kleinsäuger die tierärztliche Fortbildung der Studierenden unterstützen.

Jegliche Behandlungen von lebenden Tieren zu wissenschaftlichen Zwecken, für die Aus- und Weiterbildung etc. müssen als Tierversuch aufgenommen und von der zuständigen Behörde genehmigt werden. Unter Tierversuchen versteht man Behandlungen an Tieren, die mit Schmerzen, Leiden oder Schäden der Tiere einhergehen können. Dazu zählt jedes Verfahren, bei dem die Tiere Belastungen ausgesetzt sind, die denen "eines Kanüleneinstichs gemäß guter tierärztlicher Praxis gleichkommt oder darüber hinausgeht" (Artikel 3, 2010/63/EU) (Anonymus, 2016). Auf den Einsatz von Tieren in der Forschung kann noch nicht verzichtet werden. Im Jahr 2016 wurden 2.796.773, im Jahr 2017 2.031.810 Tiere für Tierversuche nach § 7 des Absatz 2 Tierschutzgesetz verwendet. 2017 fanden 50 % der Tiere in der Grundlagenforschung Anwendung, 27 % bei der Herstellung medizinischer Produkte, 15 % in der angewandten Forschung und rund 8 % bei sonstigen Zwecken. Unter diese fällt z. B. auch die Aus- oder Weiterbildung an Hochschulen mit 3 %. Das entspricht ca. 53.121 Tieren. Verglichen mit den übrigen wissenschaftlichen Zwecken erscheint diese Tieranzahl recht gering. Im Jahr 2016 wurden allerdings noch 48.931 Versuchstiere dokumentiert, die für die Aus- oder Weiterbildung eingesetzt wurden. Das sind 4.190 Tiere weniger als im Jahr 2017 (Bundesministerium Für Ernährung Und Landwirtschaft, 2019). Das eigentliche Ziel, die Zahlen der Tierversuche kontinuierlich zu senken, konnte in diesem Gebiet nicht umgesetzt werden und es muss weiterhin an Alternativmethoden geforscht werden. Die Verwendung der Tiere, die für die Weiterbildung benötigt werden, kann durch den Einsatz von virtuellen online Lernprogrammen oder

interaktiven Programmen reduziert werden.

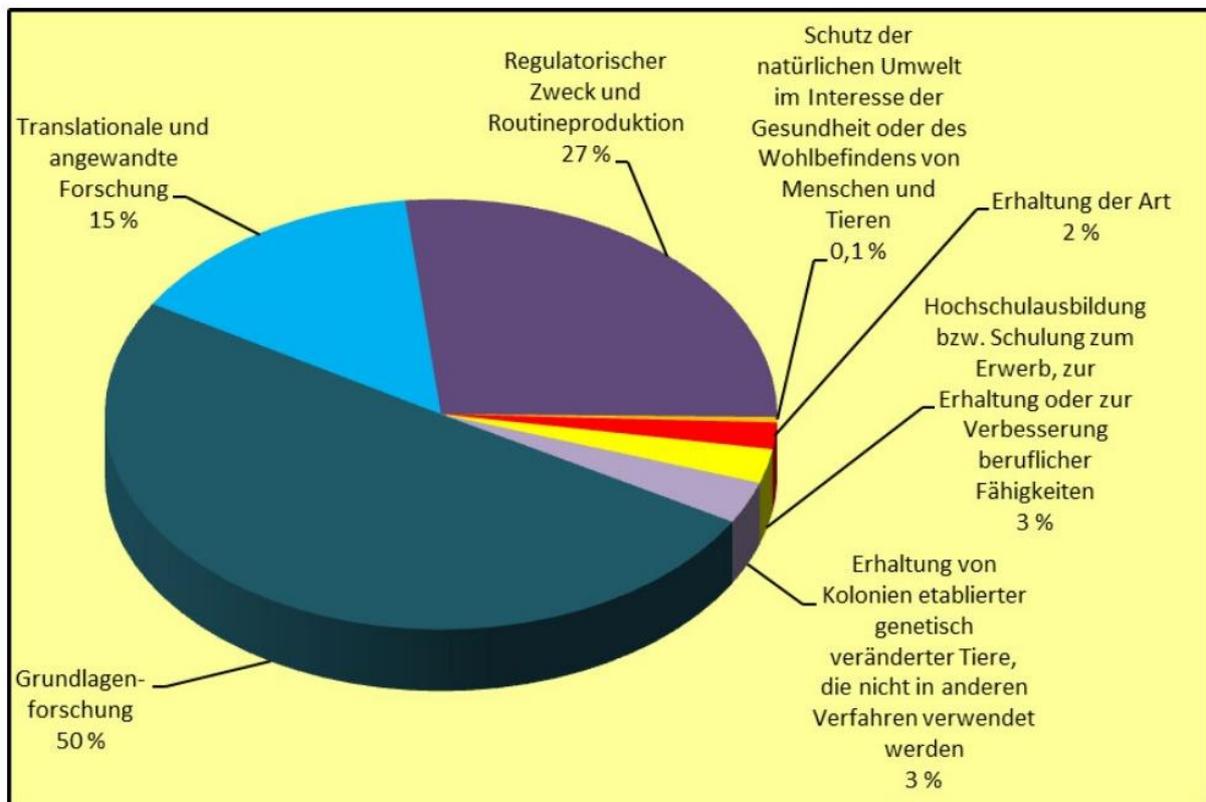


Abbildung 22: verwendete Tiere nach Versuchszweck (Bundesministerium Für Ernährung Und Landwirtschaft, 2019)

Alle Bild- oder Video-Aufnahmen für das vorliegende Online-Tutorial "Die virtuelle Heimtierklinik" wurden im Rahmen von Routineuntersuchungen mit medizinischer Indikation am Patienten erstellt. Die Tiere stammten aus dem Patientengut der Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische der Ludwig-Maximilians-Universität München.

In wenigen Ausnahmefällen wurden die Aufnahmen in der den Tieren gewohnten Umgebung ihres Zuhauses bei den Besitzern durchgeführt. Ein Ziel war dabei die Darstellung der unterschiedlichen Haltungsmethoden der Heimtiere. Ein weiterer Grund für die Hausbesuche war das erhöhte Stressaufkommen für die Tiere, das mit dem Transport in die tierärztliche Klinik verbunden war. Eine Studie von Homeier (2005) verdeutlichte, dass die Tiere, abhängig von Dauer und Temperatur, während des Transports einer starken Belastung ausgesetzt sind. Die Bild- und Videoaufnahmen wurden durchgeführt, während der Besitzer die Gesundheitsvorsorge vornahm, die laut Bradbury (2015) regelmäßig durchgeführt werden muss, wenn das Tier aus dem Käfig in ein Freilaufgehege verbracht wird, oder während das Tier in diesem Gehege oder seinem Auslauf physiologische Bewegungsabläufe durchführte. Keines der Tiere wurde extra für die Aufnahmen gehandelt.

Rechtliche Bestimmungen - TierSchG:

§ 7 (2) „Aus-, Fort-und Weiterbildung“

§ 7a Tierversuche dürfen nur durchgeführt werden, soweit sie zu einem der folgenden Zwecke unerlässlich sind: ...Aus-, Fort-oder Weiterbildung, Tierversuche zur Aus-, Fort-oder Weiterbildung ...dürfen nur durchgeführt werden: 1. an einer Hochschule, einer anderen wissenschaftlichen Einrichtung oder einem Krankenhaus oder 2. im Rahmen einer Aus-, Fort-oder Weiterbildung für Heil-oder Heilhilfsberufe oder naturwissenschaftliche Hilfsberufe.

Das ethische "3R"-Prinzip stellt eine Richtlinie für die Reduktion des Leids der Tiere in Tierversuchen dar. Die 3R stehen für *Replace* (Vermeiden), *Refine* (Verbessern) und *Reduce* (Verringern) und wurden 1959 von dem Zoologen William Russell und dem Mikrobiologen Rex Burch geprägt (Russell et al., 1959). Ziel ist es, das Leid der Tiere auf ein notwendiges Maß zu verringern. Eine konsequente Umsetzung der 3R's gilt als Voraussetzung für die Genehmigung der Tierversuche durch die zuständige Behörde.

Zur Entlastung der Tiere in der tierärztlichen Fortbildung und zur Unterstützung des Tierschutzes bieten sich in der universitären Ausbildung mehrere Möglichkeiten an, die nachweislich einen guten Lernerfolg auch ohne direkten Tierkontakt erzielen. Kleinsäuger sind Fluchttiere und sehr stressempfindlich. Aus diesem Grund werden Alternativmethoden eingesetzt.

Das „*Replacement*“, einen Tierversuch durch eine Alternativmethode zu ersetzen, stellt eine wichtige Grundlage der "virtuellen Heimtierklinik" dar. Online Lernprogramme haben das Ziel, Studierenden einen fundierten Einblick in bestimmte Themengebiete, wie der Einführung in die klinische Untersuchung am Tier, zu verschaffen und die theoretisch-wissenschaftlichen Komponenten aus Frontalvorlesungen mit Hilfe von Bild- und Videoaufnahmen sowie interaktiven Komponenten zu unterstützen. Es stellt den Grundpfeiler eines jeden Kontakts mit dem Patienten in der Tierarztpraxis dar. Dadurch wird die Zahl erforderlicher Tiere reduziert. Die in einem online Lernprogramm erworbenen Kenntnisse können nach Abschluss des Programmes beispielsweise auch an Tiermodellen oder -attrappen erprobt werden, wodurch eine weitere Reduktion ermöglicht wird. Hierfür stehen an der Ludwig-Maximilians-Universität München im Bereich der Tiermedizin bereits Kunststoffmodelle bzw. eine 3D-Lernsoftware zur Verfügung (PferD³), die in einem Gemeinschaftsprojekt mit der Rechnerbetriebsgruppe und den Fachbereichen Anatomie, Pathologie und Lebensmittelsicherheit der Tierärztlichen Fakultät München durch die Studierenden entwickelt wurde. Die Pferdeklinik der Ludwig-Maximilians-Universität München wurde 2015 von der Firma MSD Tiergesundheit durch ein lebensgroßes Palpationsmodell unterstützt. Dabei handelt es sich um ein kanadisches Modell der Firma Veterinary Simulator Industries,

welches eine kontinuierliche Verbesserung in der Lehre ermöglichen soll. Der Ersatz von Propädeutiktieren durch Tierattrappen oder elektronische Medien ist allerdings nicht alleinig anzustreben, da die Ausbildung am Patienten dadurch nicht ausreichend ersetzt werden kann. Die Studierenden können im Anschluss an die Arbeit mit Modellen oder Attrappen gut vorbereitet ihr Wissen an Propädeutiktieren üben.

Ein "*Reducement*", Verringerung, der Tieranzahlen ist ein langfristig angestrebtes Ziel. Setzt sich der Einsatz von Tiermodellen und -attrappen durch und die praktischen Übungseinheiten finden mehr Anerkennung als die theoretischen, könnte dadurch auch tatsächlich in Zukunft die Anzahl der eingesetzten lebenden Propädeutiktiere reduziert werden.

Das Online-Lernprogramm "die virtuelle Heimtierklinik" steht weiterhin vornehmlich für das "*Refinement*". "*Refinement*" steht für die Minimierung des Leidens von Versuchstieren. Die Belastung der Versuchstiere wird durch "*Hands-off*" Lernmethoden im Vorfeld der "*Hands-On*" Methoden am Tier minimiert. Die Alternativmethode kann Tierversuche nicht ersetzen, aber die Belastung reduzieren. Genauer sollen Propädeutikübungen, die am lebenden Tier durchgeführt werden, den Studierenden im Voraus durch online Darstellungen (Bild- und Videoaufnahmen) präsentiert und erklärt werden um die Dauer des Handlings und die Belastung eines Tieres während der praktischen Propädeutikübung zu reduzieren.

5.5 Einschränkungen der Arbeit

Das in dieser Arbeit entwickelte online Lernprogramm "die virtuelle Heimtierklinik" schließt sich den für die Studierenden bereits durchführbaren Lernprogrammen der "virtuellen Exotenklinik" der Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische an. Studierende können die Lernprogramme ab dem zweiten Fachsemester belegen.

Als Einschränkung dieser Arbeit ist die fehlende klinische Evaluation zu erachten. Erst in Zukunft, sobald die ersten Studierenden Zugang zu dem entwickelten online Lernprogramm haben, wird festgestellt werden können, wie es von den Studierenden angenommen und wie der Aufbau und der Inhalt der "virtuellen Heimtierklinik" bewertet wird. Die bisher entwickelten online Tutorials der Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische, besonders die "virtuelle Zierfischklinik" (Wahle, 2016) sind unter den Studierenden auf großes Interesse gestoßen und werden als Wahlpflichtfächer bzw. Kurse der virtuellen Hochschule Bayern (vhb) gut angenommen. Die virtuelle Hochschule Bayern erstellt nach jedem Semester Fragebögen für Studierende, die von diesen ausgefüllt werden sollen und zur Evaluierung einzelner Online-Lehrveranstaltungen genutzt werden. Die Ergebnisse

dienen dazu, die Online-Lehrveranstaltungen zu optimieren und weiterzuentwickeln. Ob in den anschließenden praktisch stattfindenden Propädeutikkursen deutliche Verbesserungen bei den Vorab-Kenntnissen der Studierenden zu verzeichnen sind, ist anhand weiterer Evaluationen noch herauszufinden.

Bisher wurde auch für die bereits veröffentlichten Tutorials keine offizielle Evaluierung durchgeführt, an denen sich die Erstellerin der "virtuellen Heimtierklinik" orientieren konnte. Eine ausführliche Evaluierung dieser virtuellen Lernprogramme ist für die Zukunft anzustreben, damit sowohl der Nutzen als auch die Akzeptanz des Programmes beurteilt werden kann.

Um aber vor der Bereitstellung des Lernprogrammes als Wahlpflichtfach eine Rückmeldung zu diesem und den entwickelten Multiple-Choice Fragen zu bekommen, wurde "die virtuelle Heimtierklinik" in Form eines Pretests einer kleinen Anzahl an Studierenden in den Propädeutikkursen für Heimtiere an der Klinik für Vögel, Kleinsäuger Reptilien und Zierfische der Ludwig-Maximilians-Universität München vorgestellt. Aufbauend auf diesem Kurs wurden entsprechende Anmerkungen und Verbesserungsvorschläge in das Lernprogramm eingearbeitet. Die Multiple-Choice Fragen wurden in leicht umgeänderter Form in einem Abschlusstest ehemaliger Rotationsstudenten integriert, die abschließend einen Evaluierungsbogen über den Rotationsblock ausfüllten, in welchem auch der Punkt "Multiple-Choice Fragen Heimtiere" integriert war. Anmerkungen der Studierenden bezüglich der Multiple-Choice Fragen wurden überprüft und die Fragen wurden dementsprechend umformuliert.

Das entwickelte Lernprogramm "Die virtuelle Heimtierklinik" soll nach aktuellem Stand als Wahlpflichtfach angeboten werden. Die Studierenden werden ab dem zweiten Fachsemester die Möglichkeit bekommen, sich für das Lernprogramm anzumelden. Geplant ist eine Anmeldung zum Semesteranfang, mit einer Geltungsdauer des Kurses von einem ganzen Semester. Da vorgesehen ist, das Lernprogramm "Die virtuelle Heimtierklinik" zunächst rein freiwillig anzubieten und es nicht zu den prüfungsrelevanten Themen zählt, stellt sich die Frage in welchem Ausmaß es von Studierenden belegt und auch evaluiert wird.

Durch die Kombination mit Modellen (PferD³, Palpationsmodelle), wie im vorherigen Abschnitt beschrieben, lassen sich die Lernprogramme optimieren. Die Entwicklung weiterer Modelle, die es den Studierenden ermöglichen, direkt nach Ansicht einer Video- bzw. Bildaufnahme das Gezeigte üben zu können, kann einen großen Fortschritt in der Lehre darstellen. Der Nachteil dieser Alternativmethode ist allerdings die Statik, die Bewegungslosigkeit der Modelle. Das Gefühl mit lebendigen Tiere zu arbeiten kann durch diese nur schwer wiedergegeben werden. Die Studierenden können beispielsweise den anzuwendenden Druck bei Fixationen nicht richtig einschätzen und unterschätzen die Gefahren, denen sie selbst und die Tiere bei einer fehlerhaften Fixierung ausgesetzt werden.

Als Maßnahme, um die Kleinsäugermedizin stärker in das Studium einzubinden, reicht das Online-Tutorial sicherlich nicht aus. Zusätzliche Maßnahmen zur Integration von Lerninhalten zu dieser Tiergruppe in das Studium sind notwendig. Hier wäre z. B. die Einführung der Kleinsäuger in die bereits bestehenden anatomischen Kurse zu erwähnen, deren Teilnahme für die Studierenden verpflichtend ist und die anschließend an die jeweiligen Themengebiete mit mündlichen Testaten überprüft werden.

Eine weitere Möglichkeit sind die bereits bestehenden Kursangebote im Rahmen der Kleinsäugermedizin (Wahlpflichtveranstaltungen). Damit die Studierenden die Bedeutung und Notwendigkeit der Kleinsäugermedizin realisieren und das Interesse daran steigt, auch Kurse zu belegen die momentan noch nicht prüfungsrelevant sind, ist es wichtig auf diese Relevanz aufmerksam zu machen.

VI. ZUSAMMENFASSUNG

Die virtuelle Heimtierklinik - ein interaktives Lehrprogramm für Studierende

Der klinischen Behandlung von Kleinsäugetieren kommt in der tierärztlichen Praxis steigende Bedeutung zu. Heute besitzen weitaus mehr Haushalte Kaninchen oder Nagetiere als noch vor 10 Jahren. Dabei steigt auch das Interesse an der langfristigen Gesunderhaltung der Tiere. Um dies ermöglichen zu können, bedarf es spezialisierter tierärztlicher Kenntnisse.

Aufgrund des speziellen Vorgehens einer tierärztlichen Untersuchung von Kleinsäugetieren wurde das Online-Lernprogramm „Die virtuelle Heimtierklinik“ mit Schwerpunkt auf die propädeutischen Grundlagen entwickelt.

Das Lernprogramm präsentiert auf interaktiver Basis in Kapiteln und deren jeweiligen Unterkapiteln wichtige anatomische Grundlagen und das Handling der jeweiligen Spezies, die Anamnese, die klinische Allgemeinuntersuchung, Bilddiagnostiken und die Entnahme von Proben zur genaueren Untersuchung und Erstellung von Diagnosen. Um die Lernerfolge des Benutzers zu überprüfen, werden nach einzelnen Kapiteln sowohl Multiple-Choice-Fragen als auch eine interaktive Mikroskopiersimulation und im Kapitel "Quiz" Fallbeispiele eingebunden.

Die aktuellen Auflagen der veterinärmedizinischen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München zur derzeit gültigen Prüfungs- und Studienordnung vom 29. September 2017 legen Vorlesungen im Fach Propädeutik bereits in den vorklinischen Semestern fest, die im Anschluss mit praktischen Übungen in diesem Fachgebiet fortgeführt werden. Das Online-Lernprogramm richtet sich an Studierende ab dem zweiten Fachsemester.

Die zusätzlich erfolgende Vorbereitung der Studierenden auf den Eingriff am lebenden Tier während der klinischen Ausbildung sowie die Entlastung und Einsparung von Propädeutikern als Tierschutzaspekt ist das Hauptziel der hier erstellten Arbeit des Online-Lernprogrammes. Diese Form der Weiterbildung ermöglicht insbesondere bei den generell sehr stressanfälligen Kleinsäugetieren eine Belastungsreduktion, da die Ausbildung am lebenden Patienten unter Berücksichtigung des Tierschutzaspektes nur begrenzt möglich ist. Online-Lernprogramme ermöglichen bei der Vermittlung von Grundlagenwissen einen einheitlichen Kenntnissstand aller Benutzer. Das E-Learning gewinnt an den Universitäten immer mehr an Bedeutung. Virtuelles Lernen geschieht unter Verwendung technischer Medien und gestattet somit sowohl eine Ort- als auch eine Zeitunabhängigkeit.

Weitere Vorteile der Online-Kurse sind wie folgt:

- Unterstützung von kognitiven Lernprozessen
- Eröffnung neuer Lernszenarien
- Unterstützung kooperativen und kollaborativen Lernens
- Optimierung der Arbeitsorganisation
- Förderung des selbstgesteuerten Lernens und der Medienkompetenz

Das browserbasierte Lernprogramm wurde mit der Software „Adobe Muse CC“ des Softwareherstellers Adobe Systems, einem Quasi-Industrie-Standard zur crossmedialen (PC und Macintosh) Nutzung, erstellt. Sowohl Texte und Skizzen als auch Bild- und Videoaufnahmen sollen die Lerninhalte nachvollziehbar und anschaulich darstellen. Es ist beabsichtigt, das Lernprogramm im Kursprogramm der Virtuellen Hochschule Bayern (Virtuelle Hochschule Bayern, Luitpoldstr. 5, 96052 Bamberg) zu integrieren. Es kann dann von den Studierenden nach deren Anmeldung belegt werden. Nach Abkündigung des Programmes "Muse" können die vorliegenden Dateien mittels weiterentwickelter Programme (z. B. Adobe Fireworks) für Weiterentwicklungen des Programmes weiter genutzt werden.

VII. SUMMARY

The virtual clinic for small mammals - an interactive teaching program for students

The clinical treatment of small mammals represents an ever-increasing importance in veterinary medicine since the number of households owning them has been increasing over the past years. At the same time, the interest in the long-term health of animals, who become family members, is augmenting. In order to be able to provide this to both the owners and the animals, precise veterinary knowledge is required.

Due to the special procedure of a veterinary examination of small mammals, the online learning program "the virtual clinic for small mammals" was developed with emphasis on the propaedeutic basis.

In chapters and subchapters, the tutorial presents on an interactive base important anatomical basics and the handling of the respective species, the anamnesis, the general clinical examination, the image diagnostics as well as the extraction of samples for a more detailed examination and diagnosis. In order to check the learning success of the user, individual chapters show both multiple choice questions as well as an interactive microscopy simulation in the chapter "Quiz" case studies.

The current requirements of the Veterinary Faculty of the Ludwig-Maximilians-Universität München on the applicable examination and study regulations of September 29, 2017, schedule propaedeutic lectures in the early semesters, which are continued by propaedeutic exercises. In the sixth semester there is an oral examination of clinical propaedeutics. The online learning program is aimed at students starting from the second semester.

The additional preparation of the students for the medical intervention on the living animal during the clinical education and the relief of propaedeutic animals as an animal welfare project is the main goal of the online learning program depicted in this paper. This form of training allows a reduction in stress, especially with regard to very stress-prone small mammals, since training with living patients is limited, taking into account the welfare aspect.

Online learning programs represent a common knowledge base for all users when it comes to imparting basic knowledge. E-Learning is becoming increasingly important at universities. Virtual learning takes place using technical media and thus allows both time and place independence. Further advantages of online courses are:

- support of cognitive learning processes

-
- opening of new learning scenarios
 - support of cooperative and collaborative learning
 - optimization of work organization
 - promotion of self-directed learning and media literacy

The browser-based tutorial was created using Adobe Muse CC software by software maker Adobe Systems, a quasi-industry standard for cross-media use (Windows, Macintosh). Texts and sketches as well as picture and video recordings enable a comprehensible representation of the learning contents. The study program will be available in the course program of the "virtuelle Hochschule Bayern" (Virtuelle Hochschule Bayern, Luitpoldstr. 5, 96052 Bamberg) and can be used by the students. After discontinuing the program Adobe Muse, the available files can be used for further developments of the program by further developed programs as Adobe Fireworks.

VIII. LITERATURVERZEICHNIS

Aboalrejal A. N., El-Motayam A. M., Fares A. E., & Saleh S. Y. (2015) Effect of bisphosphonates sodium alendronate on shedding of deciduous molars in rabbits (histological and histochemical study). *International Dental & Medical Journal of Advanced Research*; 1: 1-8.

Ahlstrøm Ø., & Skrede A. (1998) Comparative nutrient digestibility in dogs, blue foxes, mink and rats. *The Journal of nutrition*; 128: 2676-2677.

Albright J., & de Matos R. Hamsters. In: Behavior of Exotic Pets Tynes V. V. John Wiley & Sons 2010: 127-147.

Althaus J., Bathen-Nöthen A., Becher A., Burgener I., Deiner C., & Dörfelt R. Dehydratation. 1. Auflage. In: FAQ - Berufseinstieg Kleintierpraxis: Die 100 häufigsten Fragen - von Experten beantwortet Stuttgart: Verlag Enke 2016:

Altmann D., Schwendenwein I., & Wagner K. (1994) Zu Biologie, Haltung, Ernährung und Erkrankungen des Degus (*Octodon degus*). *Verhandlungsber Erkr Zootiere*; 36: 277-292.

Anderson L. C. (1987) Guinea Pig Husbandry and Medicine. *Exotic Pet Medicine*; 17: 1045-1060.

Anke M., Sasum K., Oll Ü., & Graupe B. (1962) Die Zusammensetzung der Luzerne auf Böden verschiedener geologischer Herkunft. *Archiv für Tierernaehrung*; 12: 93-108.

Anonymus Verordnung (EU) Nr. 37/2010 der Kommission vom 22. Dezember 2009

Anonymus. (2014a) Online-Lehre als Teil der universitären Lehre - Resolution des 64. DHV-Tages *Deutscher Hochschulverband*

Anonymus. (2014b) Statistik 2014: Tierärzteschaft in der Bundesrepublik Deutschland. Bundestieraerztekammer, Berlin. *Deutsches Tierärzteblatt*; 05/2015: 670-683.

Anonymus. (2016) Senatskommission für tierexperimentelle Forschung der Deutschen Forschungsgemeinschaft - Tierversuche in der Forschung. *Deutsche Forschungsgemeinschaft*

Anonymus. (2018a) Statistik 2018: Tierärzteschaft in der Bundesrepublik Deutschland. Bundestieraerztekammer, Berlin. *Deutsches Tierärzteblatt*; 2019; 67(6): 800-810.

Anonymus. (2018b) ARD/ZDF-Onlinestudie 2018. Online verfügbar: http://www.ard-zdf-onlinestudie.de/files/2018/PM_ARD-ZDF-Onlinestudie_2018.pdf. *Pressemitteilung*

Anonymus. München: 2019a; 19.03.2019: https://www.uni-muenchen.de/studium/studienangebot/studiengaenge/studienfaecher/tiermediz/_staatsexam/index.html.

Anonymus. Anzahl der Studierenden im Fach Veterinärmedizin in Deutschland nach Geschlecht in den Wintersemestern von 2007/2008 bis 2018/2019. 2019b: <https://de.statista.com/statistik/daten/studie/200764/umfrage/entwicklung-der-anzahl-der-veterinaermedizinstudenten/>.

Anonymus. Zentralverband Zoologischer Fachbetriebe e.V. (ZZF) Verband der deutschen Heimtierbranche Jahresbericht 2018/2019. (2018a): https://www.zzf.de/fileadmin/files/ZZF/Intranet/Jahresbericht/ZZF_Jahresbericht_2018_19-FINAL.pdf. 10.06.2019.

Arnold W. H. (2006) Mikromorphologie und Molekularbiologie der Dentinogenese und Amelogenese. *Deutsche Zahnärztliche Zeitschrift*; 61: 524-533.

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: 788-796.

Baas N. (2019) Die virtuelle Geflügelklinik. Dissertation. Ludwig-Maximilians-Universität, München

Baillie S., Crossan A., Brewster S. A., May S. A., & Mellor D. J. (2010) Evaluating an automated haptic simulator designed for veterinary students to learn bovine rectal palpation. *Simulation in Healthcare*; 5: 261-266.

Bakthavatchalu V., Muthupalani S., Marini R. P., & Fox J. G. (2016) Endocrinopathy and Aging in Ferrets. *Veterinary Pathology*; 53: 349-365.

Bament W. (2012) VN's guide to guinea pigs: handling, nutrition, nursing. *VN Times*; 12: 25-27.

Baran K. (2010) Kastration beim männlichen Degu – Narkoseregime und Operationstechnik. *kleintier konkret*; 13: 13-18.

Barnett S. A. Statement of Themes. In: *The rat. A study in behavior*. Barnett S. A. Chicago, London: The University of Chicago Press 1975: 3-6.

Barsanti J., Lees G., Willard M., & Green R. Urologische Störungen. In: *Labordiagnostik in der Kleintierpraxis*. Willard M., Tvedten H. München: Urban&Fischer, Elsevier GmbH 2006: 161-200.

Baum K. K. Erfolgreiche Transformation von Face-to-Face-Seminaren in ein sinnvolles E-Learning-Training. In: *Der Enterprise Transformation Cycle: Theorie, Anwendung, Praxis* Pfannstiel M. A., Steinhoff P. F.-J. Wiesbaden: Springer 2018: 237-253.

Baumgartner W. (2014) *Klinische Propädeutik der Haus- und Heimtiere*, 8., aktualisierte Auflage. Verlag Enke, Stuttgart. p. 14-18; 34-37; 43-195; 400-431; 498-514

Bayerisches Landesamt für Gesundheit und Lebensmittelsicherheit R., Natascha Dr., Deischl, Karin Dr. Arzneimittel für Lebensmittel liefernde Tiere. 28.01.2014: https://www.lgl.bayern.de/tiergesundheit/tierarzneimittel/lebensmittelliefernde_tiere/index.htm.

Beck W., & Pantchev N. (2014) *Praktische Parasitologie bei Heimtieren: Kleinsäuger - Vögel*

- Reptilien - Bienen, 2., überarbeitete und erweiterte Auflage. Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Company KG, Hannover. p. 1; 9-12

Bell J. (1993) Ferret nutrition and diseases associated with inadequate nutrition. Proceedings of the North American Veterinary Conference. p. 719-720

Bell J. (1999) Ferret nutrition. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*; 2: 169-192.

Bengel W. (2006) Digitale Dentale Fotografie, 1. Auflage. Quintessenz, Berlin

Bertagnoli S., & Marchandeu S. (2015) La myxomatose. *Revue scientifique et technique Off. Int. Epiz*; 34: 539-547.

Bielohuby M., Ehlers J. P., Rankl J., & Stolla R. (2004) Computer-Assistierte-Lernprogramme (CAL) in der Tiermedizin. *Deutsches Ärzteblatt*; 1: 249-252.

Bishop M. A. (1995) Is rabbit dentine innervated? A fine structural study of the pulpal innervations in the cheek teeth of the rabbit. *Journal of Anatomy*; 186: 365-372.

Bivin W., & Timmons E. Basic biometry. In: *The Biology of the Laboratory Rabbit* Weisbroth S. H., Flatt R. E., Kraus A. L. London, New York, San Francisco: Academic Press 1974: 75-76.

Bivin W. S., Olsen G. A., & Murray K. A. Morphophysiology. In: *Laboratory Hamsters*. Van Hoosier G. L. J., Van Hoosier G. L., McPherson C. W. Orlando: Academic Press 1987: 10-42.

Böhmer E., Böttcher P., & Matis U. (2002) Zur Intubation des Kaninchens unter Praxisbedingungen. Teil I: Spezielle Anatomie des Larynxbereichs und Literaturübersicht. *Tierärztliche Praxis*; 30: 295-304.

Böhmer E. (2011) Zahnheilkunde bei Kaninchen und Nagern: Lehrbuch und Atlas. Schattauer

Verlag, Stuttgart. p. 1-32; 38-40; 81; 98

Böhmer E., & Crossley D. (2011) Objective interpretation of dental disease in rabbits, guinea pigs and chinchillas. *European Journal of Companion Animal Practice*; 21: 47-10.

Bojsen-Moller F. (1964) Topography of the Nasal Glands in Rats and Some Other Mammals *Anatomical Record*; 150: 11-24.

Böttger I., Benten C., Wissdorf H., & Petzoldt K. (1976) Untersuchungen zu Anatomie, Topographie, Größe und Gewicht der weiblichen Geschlechtsorgane von *Meriones unguiculatus*. *Zeitschrift für Versuchstierkunde*; 18: 263-284.

Bourne D. (2015) The whole rabbit: physical, immunological and psychological health. *The Veterinary Nurse*; 6: 12-17.

Bradbury A. G., & Dickens G. J. E. (2016) Appropriate handling of pet rabbits: a literature review. *Journal of Small Animal Practice*; 57: 503-509.

Bradbury G. (2015) Misconceptions regarding rabbit behaviour. *Vet Rec*; 176: 392.

Breitwieser A. (2002) Akzeptanz von E-Learning. Studie von Cognos und Innotec.

Brewer N. R., & Cruise L. J. Anatomy. 2nd Edition. In: The biology of the laboratory rabbit Manning P. J., Ringler D. H., Newcomer C. E. San Diego: Academic Press 1994a: 47-61.

Brewer N. R., & Cruise L. J. Physiology. 2nd Edition. In: The biology of the laboratory rabbit Manning P. J., Ringler D. H., Newcomer C. E. San Diego: Academic Press 1994b: 63-70.

Brewer N. R. (2006) Biology of the Rabbit. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*; 45: 8-24.

Brown C. J., & Donnelly T. M. (2004) Rodent husbandry and care. *Vet Clin North Am Exot*

Anim Pract; 7: 201-225.

Budde S. (2017) Die virtuelle Reptilienklinik. Dissertation. Ludwig-Maximilians-Universität, München

Bulloch M., & Tynes V. V. Ferrets. In: Behavior of exotic pets. Tynes V. V. John Wiley & Sons 2010: 59-77.

Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft. (2019) Verwendung von Versuchstieren im Jahr 2017

Călămar C. D., Pătruică S., Dumitrescu G., Bura M., Dunea I. B., & Nicula M. (2014) Morpho-histological Studies on the Male Genital Apparatus of *Chinchilla laniger* *Animal Science and Biotechnologies*; 47: 275-280.

Capello V. (2006) Diagnosis and treatment of dental disease in pet rodents. *The North American Veterinary Conference*; 20: 1707-1710.

Capello V., & Lennox A. M. (2006) Gross and Surgical Anatomy of the Reproductive Tract of Selected Exotic Pet Mammals. *Association of Avian Veterinarians*: 19-28.

Capello V., & Cauduro A. (2008) Clinical Technique: Application of Computed Tomography for Diagnosis of Dental Disease in the Rabbit, Guinea Pig, and Chinchilla. *Journal of Exotic Pet Medicine*; 17: 93-101.

Capello V., Johnson-Delaney C., Lennox A., Siro S., Veterinaria C., Sasso G., & R. Widmar W. (2019) Diagnostic Imaging of Exotic Companion Mammals. *Association of Exotic Mammal Veterinarians*

Chow E. P. (2011) Surgical management of rabbit ear disease. *Journal of Exotic Pet Medicine*; 20: 182-187.

Clemons D. J., & Seeman J. L. (2018) *The Laboratory Guinea Pig*, 2. Auflage. CRC Press, Boca Raton. p.12

Contreras L., & Bustos-Obregon E. (1980) Anatomy of reproductive tract in *Octodon degus* Molina: A nonscrotal rodent. *Archives of Andrology*; 4: 115-124.

Cooper G. M. D., & Schiller A. L. M. D. The Urogenital System. In: *Anatomy of the Guinea Pig* Cambridge Harvard University Press 1975a:

Cooper G. M. D., & Schiller A. L. M. D. The Digestive System. In: *Anatomy of the Guinea Pig* Cambridge: Harvard University Press 1975b:

Coria-Avila G. A., Gavrilá A. M., Menard S., Ismail N., & Pfaus J. G. (2007) Cecum location in rats and the implications for intraperitoneal injections. *Lab animal*; 36: 25.

Crossley D. A. (1995) Clinical aspects of rodent dental anatomy. *Journal of Veterinary Dentistry*; 12: 131-135.

Crossley D. A. Dental anatomy of rabbits and rodents. 2010: <https://lafeber.com/vet/dental-anatomy-of-rabbits-and-rodents/>. 01.05.2019.

Csomos R., Bosscher G., Mans C., & Hardie R. (2016) Surgical management of ear diseases in rabbits. *Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice*; 19: 189-204.

Dauborn S. Anatomie und Physiologie der Kleinsäuger. 4., überarbeitete Auflage. In: *Lehrbuch für Tierheilpraktiker* Stuttgart: Sonntag 2014: 201-210.

Davis N. L., & Malinin T. I. (1974) Rabbit intubation and halothane anesthesia. *Laboratory Animal Science*; 74: 617-621.

Deeb B. J., DiGIACOMO R. F., Bernard B. L., & Silbernagel S. M. (1990) *Pasteurella multocida* and *Bordetella bronchiseptica* infections in rabbits. *Journal of Clinical*

Microbiology; 28: 70-75.

Dellmann H.-D. (1961) Zur Anatomie der männlichen Geschlechtsorgane der Chinchilla. *Zeitschrift für Anatomie und Entwicklungsgeschichte*; 123: 137-154.

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: 609-620.

DiGiacomo R. F., Xu Y.-M., Allen V., Hinton M. H., & Pearson G. R. (1991) Naturally acquired *Pasteurella multocida* infection in rabbits: clinicopathological aspects. *Canadian journal of veterinary research*; 55: 234.

Doevendans P. A., Daemen M. J., De Muinck E. D., & Smits J. F. (1998) Cardiovascular phenotyping in mice *Cardiovascular Research*; 39 (1): 34-49.

Donnelly T. M. Basic Anatomy, Physiology and Husbandry. In: *Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery* Quesenberry K. E., Carpenter J. W. Missouri: Elsevier Health Sciences 2011: 136-146.

Donovan J., & Brown P. (2004) Handling and restraint. *Current protocols in neuroscience*; 27: A.4D.1-A.4D.6.

Döring A. (2018) "Anästhesie verstehen"—ein interaktives web-basiertes Fallseminar. Dissertation Ludwig-Maximilians-Universität, München

Döring D., & Erhard M. H. (2015) Verhaltensprobleme bei Kaninchen. *kleintier konkret*; 18: 2-6.

Döring D., & Schneider B. (2017) Verhaltensberatung bei kleinen Heimtieren. Schattauer Verlag Stuttgart. p. 23-255; 281-304

Drescher B. Kaninchen. <http://www.birgit-drescher.de/kaninchen.html> 26.11.2017.

Drescher B., & Hamel I. (2012) Meerschweinchen: Heimtier und Patient. Verlag Enke, Stuttgart. p. 1-59

Dryden M. I. W., Payne P. A., & Smith V. (2006) Accurate diagnosis of *Giardia* spp and proper fecal examination procedures. *Veterinary Therapeutics*; 7: 4.

Dülsner A., Hack R., Krüger C., Pils M., K. S., Schmelting B., Schmidt M., Weinert H., TVT, & Thomas J. (2009) Empfehlung zur Blutentnahme bei Versuchstieren, insbesondere kleinen Versuchstieren. *GV-Solas*

Dyer S. M., & Cervasio E. L. (2008) An overview of restraint and blood collection techniques in exotic pet practice. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*; 11: 423-443.

E T S (2006) No. 123 Appendix A, Straßbourg 2006 Part B background information, Straßbourg 2002

E Ü Europäisches Übereinkommen vom 18. März 1986 zum Schutz der für Versuche und andere wissenschaftliche Zwecke verwendeten Wirbeltiere (BGBl.1990 II.S.1486) zuletzt geändert durch Verordnung zu der Annahmeerklärung vom 15. Juni 2006 über die Änderung von Anhang A des Europäischen Übereinkommens vom 18.März 1986 zum Schutz der für Versuche und andere wissenschaftliche Zwecke verwendeten Wirbeltiere vom 15. November 2007 (BGBl.II. S.1714)

EAoEfVE E. (2016) European Association of Establishments for Veterinary Education. Annex 2. List of Subjects and Day One Competences.

Ebner M. (2018) Brauchen die Studierenden von morgen noch E-Learning?.. oder E-Learning im Jahr 2034. *Lehre und Digitalisierung: 5. Forum Hochschullehre und E-Learning-Konferenz*: 9-12.

Eckert Y., Lüpke M., & Fehr M. (2018) Basics Heimtierröntgen–Auf dem Weg zum perfekten Röntgenbild. *kleintier konkret*; 21: 2-9.

Ehlers J. P., Friker J., Liebich H.-G., & Stolla R. (2002) PC-Ausstattung und -nutzung von Studierenden der Tiermedizin im Vergleich zu Schülern der 12. Klasse. *Medizinische Ausbildung*; 19: 124-126.

Eichel J.-C., Korb W., Schlenker A., Bausch G., Brehm W., & Delling U. (2013) Evaluation of a training model to teach veterinary students a technique for injecting the jugular vein in horses. *Journal of veterinary medical education*; 40: 288-295.

Elliott S., & Lord B. Reproduction. In: BSAVA Manual of Rabbit Medicine Meredith A., Lord B. Hoboken, New Jersey: Wiley Blackwell 2014: 36-44.

Emmerich I. U., & Ungemach F. R. (2004) Zugelassene Arzneimittel für Heimtiere Teil II. *veterinär spiegel*; 14: 182-184.

Emmerich I. U., & Ungemach F. R. (2006) 13. und 14. Novellierung des Arzneimittelgesetzes–die wichtigsten veterinärmedizinisch relevanten Änderungen für Lebensmittel liefernde Tiere. *Tierärztliche Praxis Ausgabe G: Großtiere/Nutztiere*; 34: 59-64.

Emmerich I. U. (2014) Haltererklärung–für welche Tiere ist sie nach derzeitiger Rechtslage zulässig? *Amtstierärztlicher Dienst und Lebensmittelkontrolle*; 2/2014

Engelskirchen S., Ehlers J. P., Kirk A. T., Tipold A., & Dilly M. (2017) Skills lab training in veterinary medicine. Effective preparation for clinical work at the small animal clinic of the University for Veterinary Medicine Hannover, Foundation: Effektive Vorbereitung auf die klinische Tätigkeit am Beispiel der Kleintierklinik der Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover. 45

Evans H. E., & An N. Q. Anatomy of the ferret. 3rd Edition. In: Biology and diseases of the ferret Fox J. G. Hoboken, New Jersey: Wiley Blackwell 2014: 19-69.

Ewringmann A. (2009a) Kotuntersuchung beim Kaninchen. *Tierarzth kon*; 5: 16-17.

Ewringmann A. (2009b) Kotuntersuchung beim Kaninchen. *Tierarzhelfer/in konkret*; 5: 16-

17.

Ewringmann A. (2009c) Labor-und Röntgendiagnostik bei Kaninchen und Meerschweinchen. *Spektrum Veterinärmedizin*; 25: 1-15.

Ewringmann A., & Glöckner B. (2012) Leitsymptome bei Meerschweinchen, Chinchilla und Degu: Diagnostischer Leitfaden und Therapie, 2., überarbeitete Auflage. Verlag Enke, Stuttgart. p. 1-18; 38-39; 58; 112; 132; 167; 222; 316-317; 325-331

Ewringmann A., & Glöckner B. (2014) Leitsymptome bei Hamster, Ratte, Maus und Rennmaus: Diagnostischer Leitfaden und Therapie, 2., überarbeitete Auflage. Verlag Enke, Stuttgart. p. 17-49; 106; 202; 293-294; 299-310

Ewringmann A. (2016) Leitsymptome beim Kaninchen: Diagnostischer Leitfaden und Therapie, 3., überarbeitete Auflage. Verlag Enke, Stuttgart. p. 14-29; 66-69; 112; 190; 234-237; 294; 410; 423-430

Fehr M., Schanen H., Grof D., Wissdorf H., & González H. (1994) Anatomische Grundlagen und Beschreibungen einer Kastrationsmethode beim Degu (*Octodon degus* Molina) *Kleintierpraxis*; 39: 837-840.

Fehr M., Brunkhorst N., & Thile A. (2004) Erkrankungen der Verdauungsorgane beim Kleinsäuger aus chirurgischer Sicht. Beiträge zur Gemeinschaftsveranstaltung kleine Heimtiere: Diagnostik und Therapie von Erkrankungen des Verdauungsapparates, aktueller Wissenstand, 09.07.2004, Hannover.

Fehr M., Ewringmann A., & Warschau M. (2015a) Frettchen: Heimtier und Patient. Verlag Enke, Stuttgart. p. 22-93

Fehr P. D. M., Sassenburg L., Zwart P. D. P., Müller K., Schall H., Wasel E., M V. C. J., A W., A B., & Roest H. (2015b) Krankheiten der Heimtiere, 8., vollständig überarbeitete Auflage. Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Company KG, Hannover. p. 1-269; 293-342

Ferguson R. Introduction to JavaScript. In: *Beginning JavaScript: The Ultimate Guide to Modern JavaScript Development* New York: Apress 2019: 1-10.

Ferrari M., da Silva W. A. C., & Monteiro R. V. (2013) Ultrasonographic Features of the Chinchilla (*Chinchilla lanigera*) Kidney. *Journal of Exotic Pet Medicine*; 22: 393-395.

Fischer M. R., Kopp V., Holzer M., Ruderich F., & Jünger J. (2005) A modified electronic key feature examination for undergraduate medical students: validation threats and opportunities. *Medical Teacher*; 27: 450-455.

Fitzner Toft M., Petersen M. H., Dragsted N., & Hansen A. K. (2006) The impact of different blood sampling methods on laboratory rats under different types of anaesthesia. *Laboratory Animals*; 40: 261-274.

Flecknell P. (1983) Restraint, anaesthesia and treatment of children's pets. *In Practice*; 5: 85-95.

Flecknell P., Liles J., & Williamson H. (1990) The use of lignocaine-prilocaine local anaesthetic cream for pain-free venepuncture in laboratory animals. *Laboratory Animals*; 24: 142-146.

Flecknell P. A. (2001) Analgesia of small mammals. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*; 4: 47-56.

Fonda B. J., & Horst R. (1976) Macroscopic and microscopic observations on renal morphology of the Degu (*Octodon Degus*). *Anatomical Record*; 184: 404.

Fromm M., & Gäbel G. Calcium und Magnesium, Phosphat und Sulfat 3., vollständig überarbeitete Auflage. In: *Physiologie der Haustiere* Engelhardt W. v. Stuttgart: Verlag Enke 2010: 306-308.

Füeßl H., & Middeke M. Teile der Anamnese. 4. überarbeitete und erweiterte Auflage. In: *Anamnese und klinische Untersuchung* Stuttgart: Georg Thieme Verlag 2010: 21-32.

Furuhashi K., & Onodera T. (1983) A simple technique for repeated blood collection from the tail vein of the rat. *The Journal of toxicological sciences*; 8: 161-163.

Gallup Jr G. G. (1974) Animal hypnosis: factual status of a fictional concept. *Psychological bulletin*; 81: 836.

Gardin J. M., Siri F. M., Kitsis R. N., Edwards J. G., & Leinwand L. A. (1995) Echocardiographic assessment of left ventricular mass and systolic funktion in mice. *Circulation Research*; 76: 907-914.

Gerdes O. (2006) Der EU-Heimtierausweis–Spitz pass auf! *team spiegel*; 13: 14-15.

Gericke C., Völm B., Rieg T., & Keller M. Erfassung des Tierverbrauchs und des Einsatzes von Alternativmethoden im Studium an deutschen Hochschulen. In: *Forschung ohne Tierversuche* Schöffl H., Spielmann H., Tritthart H. A., Gruber F. P., Appl H., Harrer F., Pfaller W. Wien: Springer 2000: 228-233.

Gidenne T., Lebas F., & Fortun-Lamothe L. Feeding Behaviour of Rabbits. 2nd Edition. In: *Nutrition of the rabbit* De Blas C., Wiseman J. Oxfordshire: CABI 2010: 233-252.

Glöckner B. (2014) Kaninchenschnupfen–Verlauf, Therapie und Prognose. *kleintier konkret*; 17: 2-6.

Glöckner B. (2016a) Häufige Augenerkrankungen des Kaninchens. *kleintier konkret*; 19: 2-9.

Glöckner B. (2016b) Dacryocystitis beim Kaninchen. *team. konkret*; 12: 8-13.

Göbel T., Ewringmann A., Hansen D., Koch S., Bolz P., Bruski A., & Spennemann B. (2005) Heimtierkrankheiten (Kleinsäuger, Amphibien, Reptilien). Eugen Ulmer, Stuttgart. p. 15-198; 215-255

González M. (1990) Topographie der Bauchhöhlenorgane beim Degu (*Octodon degus*,

Molina 1782). Dissertation. Tierärztliche Hochschule, Hannover

Gorell C., & Verhaert L. Zahnerkrankungen bei Hasenartigen (Lagomorpha) und Nagern (Rodentia). 1. Auflage. In: Zahnmedizin bei Klein- und Heimtieren Gorell C. München: Urban & Fischer 2006:

Gorgas M. (1967) Vergleichend-anatomische Untersuchungen am Magen-Darm-Kanal der Sciuromorpha, Hystricomorpha und Caviomorpha (Rodentia). *Zeitschrift Fur Wissenschaftliche Zoologie*; 175: 273-404.

Görner M., & Hackethal H. (1988) Säugetiere Europas. DTV, Stuttgart. 371 S.

Grant K. (2014) Digestive Comparisons of 4 common Rodent species. *Veterinary Clinics of North America Exotic Animal Practice*; 17: 471-483.

Greenaway J. B., Partlow G. D., Gonsholt N. L., & Fisher K. R. (2001) Anatomy of the lumbosacral spinal cord in rabbits. *Journal of the American Animal Hospital Association*; 37: 27-34.

Handke J. Vorwort zur 1. Auflage. In: Handbuch Hochschullehre Digital: Leitfaden für eine moderne und mediengerechte Lehre Handke J. Marburg: Tectum Wissenschaftsverlag 2017: 8.

Harcourt-Brown F. (2002a) Anorexia in rabbits 1: Causes and effects. *In Practice*; 24: 358-367.

Harcourt-Brown F. (2002b) Anorexia in rabbits: 2. Diagnosis and treatment. *In Practice*; 24: 450-467.

Harcourt-Brown F. M. (2009) Dental disease in pet rabbits 1. Normal dentition, pathogenesis and aetiology. *In Practice*; 31: 370-397.

Hartmann M. Praxisassistenz bei Hunden, Katzen und Kleinsäugetern. In: Praxisleitfaden Kleintierassistenz: Band 1: Praxisassistenz Steidl T., Röcken F. Hannover: Schlütersche 2015: 1-26.

Häupl K., & Wunderer H. Verdauungsorgane, Mundhöhle, Zähne und Zahnhalteapparat. In: Pathologie der Laboratoriumstiere Cohrs P., Jaffé R., Meessen H. Berlin-Göttingen-Heidelberg: Springer Verlag 1958: 58-78.

Heatley J. J. (2009) Cardiovascular Anatomy, Physiology, and Disease of Rodents and Small Exotic Mammals. *Veterinary Clinics of North America Exotic Animal Practice*; 12: 99-113.

Hebel R., & Stromberg M. W. (1986) Anatomy and embryology of the laboratory rat. BioMed Verlag, Würthsee. p. 46-55; 65-86; 97

Hebeler D., & Wolf P. (2001) Fütterung von Frettchen in der Heimtierhaltung. *Kleintierpraxis*; 46: 225-229.

Hedley J. Respiratory disease. In: BSAVA Manual of Rabbit Medicine Meredith A., Lord B. Hoboken, New Jersey: Wiley Blackwell 2014: 160-167.

Hein J. (2014) Blutentnahme und Venenverweilkatheter beim Kaninchen. *kleintier konkret*; 17: 23-25.

Hein J. (2016) Dermatophytose bei Kleinsäugetern–immer eine ernst zu nehmende Infektion! *kleintier konkret*; 19: 35-39.

Hein J. (2017) Durchfallerkrankungen bei Kleinsäugetern: Ursache, Diagnostik, Therapie. Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Company KG, Hannover. p. 8-18; 33; 49; 57; 63; 78

Hein J. (2019) Labordiagnostik bei Kleinsäugetern: Präanalytik und tierartspezifische Befundung. Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Company KG, Hannover. p. 11-33; 55-57; 65-69; 95-98; 103; 112; 121-123; 126-127; 133-134; 145-147

Heinemann D., Mohr E., & Thenius E. Die Meerschweinchenverwandten. In: Grzimeks Tierleben, Säugetiere 2. Eibl-Eibesfeldt I., Eisentraut M., Freye H-A., Grzimek B. (Hrsg.) et al. Zürich: Kindler Verlag 1969: 413-447.

Hem A., Smith A. J., & Solberg P. (1998) Saphenous vein puncture for blood sampling of the mouse, rat, hamster, gerbil, guineapig, ferret and mink. *Laboratory Animals*; 32: 364-368.

Hippe W., & Schliesser T. (1981) Kulturelle und serologische Untersuchungen an *Pasteurella multocida*-Stämmen von Kaninchen mit Erkrankungen der oberen Atemwege. *Zentralblatt für Veterinärmedizin Reihe B*; 28: 645-653.

Hirakawa H. (2001) Coprophagy in leporids and other mammalian herbivores. *Mammal Review*; 31: 61-80.

Hoffmann G. (1956a) Kurzer Abriss der Anatomie und Physiologie der Laboratoriumstiere. VEB Gustav Fischer Verlag Jena. p. 28-32

Hoffmann G. Frettchen. In: Kurzer Abriss der Anatomie und Physiologie der Laboratoriumstiere. Hoffmann G. Jena: VEB Gustav Fischer Verlag 1956b: 17-23.

Hogan B. P. HTML5 und CSS3 im Überblick. In: HTML5 & CSS3. Webentwicklung mit den Standards von morgen Köln: O'Reilly Verlag 2011: 9-20.

Hohenberger E., & Kimling H. (2004) Compendium Urinalysis with test strips. *Mannheim, Germany: Roche Diagnostics Company Brochure*

Hollmann P. (1988) Tierschutzgerechte Unterbringung von Heimtieren – Tipps für die Beratung in der Kleintierpraxis. *Tierärztliche Praxis*; 16: 227-236.

Hollmann P. Kleinsäuger als Heimtiere. In: Das Buch vom Tierschutz. Sambras H. H., Steiger A. Stuttgart: Verlag Enke 1997: 308-363.

Homeier B. (2005) Belastungen beim Transport von Kleinsäugetern (Kaninchen und Meerschweinchen). Dissertation. Tierärztliche Hochschule, Hannover

Hoover W. H., Mannings C. L., & Sheerin H. E. (1969) Observations on digestion in the golden hamster. *J Anim Sci*; 28: 349-352.

Horn C. C., Kimball B. A., Wang H., Kaus J., Dienel S., Nagy A., Gathright G. R., Yates B. J., & Andrews P. L. R. (2013) Why Can't Rodents Vomit? A Comparative Behavioral, Anatomical, and Physiological Study. *PLoS One*; 4: 60537.

HRK P. d. Zum Einsatz der Neuen Medien in der Hochschullehre
Hochschulrektorenkonferenz 2003:
http://www.hrk.de/uploads/tx_szconvention/Neue_Medien_04.pdf. 15.05.2018.

Hummer D. L., Jechura T. J., Mahoney M. M., & Lee T. M. (2007) Gonadal hormone effects on entrained and free-running circadian activity rhythms in the developing diurnal rodent *Octodon degus*. *American Journal of Physiology - Regulatory, Integrative and Comparative Physiology*; 292: 586-597.

Hutterer R. (1994) Island rodents: a new species of *Octodon* from Isla Mocha, Chile (Mammalia: Octodontidae). *Zeitschrift für Säugetierkunde*; 59: 27-41.

Iberer U., & Müller U. (2002) Sozialformen für E-Learning. *Werkstatt für Neue Lernkultur, Online im Internet: <http://www.neue-lernkultur.de/publikationen/sozialformenelearning.pdf>, Stand: 1-19.*

Isenbügel E. Kleinsäuger. In: Heimtierkrankheiten. Isenbügel E., Frank W. Stuttgart: Verlag Eugen Ulmer 1985: 82-85.

Issing L. J., & Klimsa P. Abbilder in Multimediaanwendungen. 3., vollständig überarbeitete Auflage. In: Informationen und Lernen mit Multimedia und Internet. Lehrbuch für Studium und Praxis. Weinheim: Beltz PVU 2002: 83-98.

Jacob S. J., & Poddar S. (1986) Morphology and Histochemistry of the Ferret Prostate. *Acta Anatomica*; 125: 268-273.

Jacoby R. O., Fox J. G., & Davisson M. Biology and diseases of mice. 3. Auflage. In: Laboratory Animal Medicine Anderson L., Otto G., Pritchett-Corning K., Whary M. Elsevier Academic Press 2015: 43-137.

Jaffé R., & Gavallér B. v. Kreislauforgane., 1. In: Pathologie der Laboratoriumstiere. Cohrs P., Jaffé R., Meessen H. Berlin-Göttingen-Heidelberg: Springer Verlag 1958: 1-17.

Janiak M. I. Anatomische Besonderheiten und physiologische Zustände der Reproduktionsorgane des Kaninchens. In: Das endokrine System der Fortpflanzung der Versuchs- und Nutztiere und des Menschen Janiak M. I. Hannover: Verlag Schaper 1971: 129-133.

Jekl V., Zikmund T., & Hauptman K. (2016) Dyspnea in a degu (*Octodon degu*) associated with maxillary cheek teeth elongation. *Journal of Exotic Pet Medicine*; 25: 128-132.

Johnson-Delaney C. Guinea pigs, chinchillas, degus and duprasi. 5. Auflage. In: BSAVA manual of exotic pets Gloucester: BSAVA Wiley Library 2010: 28-62.

Johnson-Delaney C. A. (2008) Diagnosis and treatment of dental disease in ferrets. *Journal of Exotic Pet Medicine*; 12: 132-137.

Johnson-Delaney C. A., & Orosz S. E. (2011a) Rabbit Respiratory System: Clinical Anatomy, Physiology and Disease. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*; 14: 257-266.

Johnson-Delaney C. A., & Orosz S. E. (2011b) Ferret Respiratory System: Clinical Anatomy, Physiology, and Disease. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*; 14: 357-367.

Johnson A. D. (1970) Limitation of Fetus Number in the Rat, Mouse and Rabbit. *J Anim Sci*; 30: 978-983.

Joslin J. O. (2009) Blood collection techniques in exotic small mammals. *Journal of Exotic Pet Medicine*; 18: 117-139.

Kamphues J. (1991) Calcium Metabolism of Rabbits as an Etiological Factor for Urolithiasis. *Journal of Nutrition*; 121: 95-96.

Kamphues J., Coenen M., Iben C., Kienzle E., Pallauf J., Simon O., Wanner M., Zentek J., Häbich A., Kölle P., Liesegang A., Männer K., Mösseler A., Vervuert I., & Wolf P. Ernährung verschiedener Spezies- Heimtiere. 11., überarbeitete Auflage. In: Supplemente zu Vorlesungen und Übungen in der Tierernährung Hannover: M. & H. Schaper GmbH 2009: 302-313.

Keino M., Hirasawa K., Watari T., Kanno M., Mikawa M., Saito K., & Kato K. (2002) Minimally invasive method for collection of blood from guinea pigs. *Japanese journal of infectious diseases*; 55: 27-28.

Kern A. (1927) Das Kaninchenherz. *Morphologisches Jahrbuch*; 58: 125-152.

Kerres M. Digitale Lernszenarien. 5. Auflage. In: Mediendidaktik: Konzeption und Entwicklung digitaler Lernangebote Berlin/Boston: Walter de Gruyter 2018: 6-22.

Kesel M. L. Handling, restraint, and common sampling and administration techniques in laboratory species. In: The Experimental Animal in Biomedical Research: A Survey of Scientific and Ethical Issues for Investigators Rollin B. E. CRC Press 1990: 1333.

King J. A. (1956) Social Relations of the Domestic Guinea Pig Living under Semi-Natural Conditions. *Ecology*; 37: 221-228.

Klingler W., Feierabend S., & Turecek I. (2015) Medien im Alltag junger Menschen. *Media Perspektiven*; 4: 199-209.

Kohn D. F., & Clifford C. B. Biology and diseases of rats. 3rd Edition. In: Laboratory Animal Medicine Anderson L., Otto G., Pritchett-Corning K., Whary M. New York, London: Elsevier

Academic Press 2015: 151-196.

Komarek V. Gross anatomy. In: The Laboratory Rat Krinke G. J. London: Academic Press 2000: 253-275.

König H. E., Ruberte J., & Liebich H.-G. Organe des Herz-Kreislauf-Systems. 4., überarbeitete Auflage. In: Anatomie der Haussäugetiere König H. E., Liebich H.-G. Stuttgart: Schattauer Verlag 2009: 439.

Korbel R. (1996) „Ophthalmologische Photographie. In Korbel R: „Augenheilkunde bei Vögeln – Augenkrankheiten, Luftsack-Perfusionsanästhesie und ophthalm. Photographie. Vet. Habil. München, 1996

Kötsche W., & Gottschalk C. (1990) Krankheiten der Kaninchen und Hasen. Gustav Fischer Verlag, Jena. p. 19; 20; 121; 212

Kraft W., & Dürr U. M. Harnapparat. 6., überarbeitete und erweiterte Auflage. In: Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin Moritz A., Schwendenwein I., Kraft W. Stuttgart: Schattauer Verlag 2005: 420-467.

Kraft W., Emmerich I. U., & Hein J. (2011) Dosierungsvorschläge für Arzneimittel bei Kleinnagern, Kaninchen und Frettchen: MemoVet. Schattauer, Stuttgart. 233

Kraus A. L. Biology of reproduction. In: Laboratory Animal Medicine Anderson L., Otto G., Pritchett-Corning K., Whary M. New York, London: Elsevier Academic Press 1984: 216-217.

Krause W. (1884) Die Anatomie des Kaninchens in topographischer und operativer Rücksicht, 2. Auflage. Verlag von Wilhelm Engelmann, Leipzig. p. 104-134; 196-200; 208-245

Kuntze A. (1992) Praxisrelevante Erkrankungen bei Meerschweinchen und Goldhamster. *Monatshefte für Veterinärmedizin*; 47: 143-147.

Künzel F. (2004) Gastrointestinale Erkrankungen von Kaninchen und Nagetieren. Beiträge zur Gemeinschaftsveranstaltung kleine Heimtiere: Diagnostik und Therapie von Erkrankungen des Verdauungsapparates, aktueller Wissenstand, 09.07.2004, Hannover.

Kurtdede A., Karaer Z., Acar A., Guzel M., Cingi C. C., Ural K., & Ica A. (2007) Use of selamectin for the treatment of psoroptic and sarcoptic mite infestation in rabbits. *Veterinary dermatology*; 18: 18-22.

Labortierhaltung A. f. T. (2008) Hausmeerschweinchen *Society for Laboratory Animal Science, GV-Solas*

Laflamme D. (1997) Development and validation of a body condition score system for dogs: a clinical tool. *Canine Practice*; 22: 10-15.

Le Gall-Reculé G., Lavazza A., Marchandeu S., Bertagnoli S., Zwingelstein F., Cavadini P., Martinelli N., Lombardi G., Guérin J.-L., & Lemaitre E. (2013) Emergence of a new lagovirus related to rabbit haemorrhagic disease virus. *Veterinary research*; 44: 81.

Leidinger E. (1999) Harnchemische Analyse in der urologischen Diagnostik. *Wiener Tierärztliche Monatsschrift*; 86: 13-17.

Licka P., & Gautschi P. (2017) Die digitale Zukunft der Hochschule - Wie sieht sie aus und wie lässt sie sich gestalten?

Lloyd M. (1999) Ferrets: health, husbandry and diseases. Blackwell Science. 198 S.

Longley L. (2008) Anaesthesia of exotic pets. Elsevier Saunders, Edinburgh. 314 S.

Machholz E., Mulder G., Ruiz C., Corning B. F., & Pritchett-Corning K. R. (2012) Manual restraint and common compound administration routes in mice and rats. *Journal of Visualized Experiments*: 2771.

Magnus E. (2005) Behaviour of the pet rabbit: what is normal and why do problems develop? *In Practice*; 27: 531-535.

Mäkitaipale J., Harcourt-Brown F. M., & Laitinen-Vapaavuori O. (2015) Health survey of 167 pet rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) in Finland. *Veterinary Record*

Malley D. (2007) Safe handling and restraint of pet rabbits. *In Practice*; 29: 378-386.

Mancinelli E., & Bament W. (2014) Chinchillas, guinea pigs and degus: what vets need to know. *Vet Times*

Mancinelli E., & Lord B. Urogenital system and reproductive disease. In: *BSAVA Manual of Rabbit Medicine* Meredith A., Lord B. Hoboken, New Jersey: Wiley Blackwell 2014: 191-204.

Marcato P., Benazzi C., Vecchi G., Galeotti M., Della Salda L., Sarli G., & Lucidi P. (1991) Clinical and pathological features of viral haemorrhagic disease of rabbits and the European brown hare syndrome. *Revue scientifique et technique*; 10: 371-392.

Marounek M., Mrázek J., Volek Z., Skřivanová E., & Killer J. (2016) Pregastric and caecal fermentation pattern in Syrian hamsters. *Mammalia*; 80: 83-89.

Matter A., & Woermann U. Interaktive Lernmodule. 2015: <http://www.vetsuisse-bern.ch/~vet-impl/lernmodule/htmls/slide.html?petanat%7Cguineapig%7Csystemanatgup%7Cdigestiongupmacro%7C1>. 26.11.2017.

McBride E. A. (2015) Animals in trances: peace of mind or panic? *Rabbiting On*: 10-12.

McBride E. A. (2017) Small prey species' behaviour and welfare: implications for veterinary professionals. *Journal of Small Animal Practice*; 58: 423-436.

McGuill M. W., & Rowan A. N. (1989) Biological effects of blood loss: implications for sampling volumes and techniques. *ILAR Journal*; 31: 5-20.

Meredith A., & Lord B. Biology, anatomy and physiology. In: BSAVA Manual of Rabbit Medicine Meredith A. Hoboken, New Jersey: Wiley Blackwell 2014: 1-12.

Merkt M., Weigand S., Heier A., & Schwan S. (2011) Learning with videos vs. learning with print: The role of interactive features. *Learning and Instruction*; 21: 687-704.

Methling W., & Unshelm J. Tiergerechte Haltung von Kaninchen. In: Umwelt- und tiergerechte Haltung von Nutz-, Heim- und Begleittieren Drescher B. Berlin: Parey 2002: 441-446.

Meyer H., Zentek J., Adolph P., Tau A., & Mischke R. (1996) Untersuchungen zur Ernährung des Meerschweinchens III. Nettoabsorption, renale Exkretion sowie Bedarf an Mengenelementen. *Kleintierpraxis*; 41: 275-286.

Minarikova A., Hauptman K., Jeklova E., Knotek Z., & Jekl V. (2015) Diseases in pet guinea pigs: a retrospective study in 1000 animals. *Veterinary Record*; 177: 200.

Ministerium für Umwelt G. u. V. d. L. B. (Stand: 20.06.2011) Merkblatt zur Anwendung von Arzneimitteln bei Nutztieren

Mitchell M., & Tully T. N. (2015) Current Therapy in Exotic Pet Practice Elsevier Health Sciences, St. Louis, Missouri. 512 S.

Mitchell S. (2011) Venipuncture techniques in pet rodent species. *Journal of Exotic Pet Medicine*; 20: 284-293.

Mocko M., Lesser L. M., Wagler A. E., & Francis W. S. (2017) Assessing effectiveness of mnemonics for tertiary students in a hybrid introductory statistics course. *Journal of Statistics Education*; 25: 2-11.

Morgenegg R. (2000) Artgerechte Haltung - ein Grundrecht auch für (Zwerg-) Kaninchen, 3. Auflage. tbv tierbücherverlag. 200 S.

Morgenegg R. (2003) Artgerechte Haltung - ein Grundrecht auch für Meerschweinchen, 4. Auflage. tbv tierbücherverlag. 184 S.

Morrissey J., Carpenter J., & Kolmstetter C. (1996) Restraint and diagnostic techniques for ferrets. *Veterinary medicine (1985)(USA)*; 91: 1084-1097.

Morrissey J. K., & Ramer J. C. (1999) Ferrets: clinical pathology and sample collection. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*; 2: 553-564.

Moylett E. H., & Hanson I. C. (2003) 29. Immunization. *Journal of allergy and clinical immunology*; 111: 754-765.

Müller-Forrer E. (2014) Reisebestimmungen, Hilfestellung für unsere Kunden und Patienten. *Schweiz Arch Tierheilkd*; 156: 52-54.

Müller J., Clauss M., Codron D., Schulz E., Hummel J., Fortelius M., Kircher P., & Hatt J. M. (2014) Growth and Wear of Incisor and Cheek Teeth in Domestic Rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) Fed Diets of Different Abrasiveness. *Journal of Experimental Zoology Part A Ecological Genetics and Physiology*; 321: 283-298.

Müller K. (2017) HeimtierSkills: Praxisleitfaden zu Diagnose und Therapie bei kleinen Heimtieren MemoVet. Schattauer GmbH, Stuttgart. p. 22-27; 54; 426-455

Müllerleile L.-M. (2017) Erbliche und kongenitale Augenerkrankungen beim Hund. Dissertation. Ludwig-Maximilians-Universität, München

Mütschard A. Besonderheiten der Anatomie der Kleinsäuger, Maus. 3., aktualisierte und erweiterte Auflage. In: Anatomie für die Tiermedizin Salomon F. V., Geyer H., Gille U. Stuttgart: Verlag Enke 2015a: 752-755.

Mütschard A. Besonderheiten der Anatomie der Kleinsäuger, Kaninchen. 3., aktualisierte und erweiterte Auflage. In: Anatomie für die Tiermedizin Salomon F. V., Geyer H., Gille U. Stuttgart: Verlag Enke 2015b: 730-738.

Mütschard A. Besonderheiten der Anatomie der Kleinsäuger, Goldhamster. 3., aktualisierte und erweiterte Auflage. In: Anatomie für die Tiermedizin Salomon F. V., Geyer H., Gille U. Stuttgart: Verlag Enke 2015c: 738-743.

Mütschard A. Besonderheiten der Anatomie der Kleinsäuger, Meerschweinchen. 3., aktualisierte und erweiterte Auflage. In: Anatomie für die Tiermedizin Salomon F. V., Geyer H., Gille U. Stuttgart: Verlag Enke 2015d: 724-730.

Mütschard A. Besonderheiten der Anatomie der Kleinsäuger, Chinchilla. 3., aktualisierte und erweiterte Auflage. In: Anatomie für die Tiermedizin Salomon F. V., Geyer H., Gille U. Stuttgart: Verlag Enke 2015e: 743-747.

Mütschard A. Besonderheiten der Anatomie der Kleinsäuger, Frettchen. 3., aktualisierte und erweiterte Auflage. In: Anatomie für die Tiermedizin Salomon F. V., Geyer H., Gille U. Stuttgart: Verlag Enke 2015f: 756-760.

Mütschard A. Besonderheiten der Anatomie der Kleinsäuger, Ratte. 3., aktualisierte und erweiterte Auflage. In: Anatomie für die Tiermedizin Salomon F. V., Geyer H., Gille U. Stuttgart: Verlag Enke 2015g: 748-752.

Mykytowycz R. (1958) Social behaviour of an experimental colony of wild rabbits, *Oryctolagus cuniculus* (L.) I. Establishment of the colony. *CSIRO Wildlife Research*; 3: 7-25.

Nachtigall S. (1995) Anatomisch-histologische Untersuchungen am weiblichen Geschlechtsapparat von Maus, Ratte, Goldhamster, Meerschweinchen und Kaninchen. Dissertation. Veterinärmedizinische Fakultät, Leipzig

Nachtsheim H. (1936) Erbliche Zahnanomalien beim Kaninchen. *Züchtungskunde*; 11: 273-287.

Nemec A., Zadavec M., & Racnik J. (2016) Oral and dental diseases in a population of domestic ferrets (*Mustela putorius furo*) *Journal of Small Animal Practice*; 57: 553-560.

Niegemann H. M., Domagk S., Hessel S., Hein A., Hupfer M., & Zobel A. (2008) Kompendium multimediales Lernen. Springer Berlin Heidelberg. p. 173-233

Niehues A. (2018) Die virtuelle Vogelklinik. Dissertation. Ludwig-Maximilians-Universität, München

Nugent-Deal J. Restraint and Handling of Exotic Small Mammals. 2011: <https://lafeber.com/vet/restraint-and-handling-of-exotic-small-mammals/>. Stand: 03.12.2017.

Orcutt C. J. (2003) Ferret urogenital diseases. *Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice*; 6: 113-138.

Osofsky A., & Verstraete F. J. M. (2006) Dentistry in Pet Rodents. *Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian*; 28: 61-73.

Piontek M. E. (2008) Best practices for designing and grading exams. *Center for Research on Learning and Teaching Occasional Paper University of Michigan*; No. 24

Plümer E., & Schreyer J. (2004) Orale Röntgendiagnostik bei Kleinsäugetern. *veterinär spiegel*; 14: 6-12.

Popesko P. Rat. In: *Colour Atlas of Anatomy of Small Laboratory Animals, Rat, Mouse, Golden Hamster* Popesko P. Saunders 2003: 60.

Proenca L. M., & Mayer J. (2014) Prescription Diets for Rabbits. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*; 17: 485-502.

Quesenberry K. E., Donnelly T. M., & Hillyer E. V. Biology, Husbandry and clinical Techniques of Guinea Pigs and Chinchillas. 3. Auflage. In: *Ferrets, Rabbits and Rodents*:

Clinical Medicine and Surgery Quesenberry K. E., Carpenter J. W. St. Louis, Missouri: Elsevier 2004: 232-244.

Rauth-Widmann B. (2000) Meine Ratten. Kosmos Verlag, Stuttgart. 126 S.

Redrobe S. (2001) Imaging techniques in small mammals. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*; 4: 187-197.

Reese S., Hein J., Fehr M., Poulsen Nautrup C., Hoffmann I., Schlieter S., Spennes J., & Kresken J.-G. Kleinsäuger. In: Atlas der bildgebenden Diagnostik bei Heimtieren Krautwald-Junghanns M. E., Pees M., Reese S., Tully T. Hannover: Schlütersche 2009: 143-307.

Reusch B. (2005) Investigation and management of cardiovascular disease in rabbits. *In Practice*; 27: 418-425.

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. Dissertation. Tierärztliche Hochschule Hannover

Richardson J., & Keeble E. Physical examination and clinical techniques. In: BSAVA Manual of Rabbit Medicine Meredith A., Lord B. Hoboken, New Jersey: Wiley Blackwell 2014: 80-107.

Riedl A. (2010) Grundlagen der Didaktik, 2. Auflage. Franz Steiner Verlag, Stuttgart. p. 8-41; 128-137

Rijnberk A. (1993) Anamnese und körperliche Untersuchung kleiner Haus- und Heimtiere. Fischer, Frankfurt. p. 67-70; 97-175

Rowlatt U. (1990) Comparative anatomy of the heart of mammals. *Zoological Journal of the*

Linnean Society; 98: 73-110.

Ruedlinger H. (1974) Anatomische und histologische Untersuchungen der Harnorgane und der männlichen Geschlechtsorgane der mongolischen Wüstenrennmaus, *Meriones unguiculatus*. Dissertation. Veterinärmedizinische Fakultät, Zürich

Russell W. M. S., Burch R. L., & Hume C. W. (1959) The principles of humane experimental technique. Methuen London p. 69-154

Sakaguchi E., & Ohmura S. (1992) Fibre digestion and digesta retention time in guinea-pigs (*Cavia porcellus*), degus (*Octodon degus*) and leaf-eared mice (*Phyllotis darwini*). *Comparative biochemistry and physiology* 103: 787-791.

Samra H. E., Li A. S., Soh B., & AlZain M. A. A Cloud-Based Architecture for Interactive E-Training. In: *Cloud Security: Concepts, Methodologies, Tools, and Applications*: IGI Global 2019: 1379-1392.

Sato G., Sato A., & Namioka S. (1967) *Pasteurella multocida* serotype 1: A associated with respiratory infection of domestic rabbits in a holding colony. *Japanese Journal of Veterinary Research*; 15: 159-164.

Sayers I. (2010) Approach to preventive health care and welfare in rabbits. *In Practice*; 32: 190.

Schaper E., Fischer M., Tipold A., & Ehlers J. P. (2011) Fallbasiertes, elektronisches Lernen und Prüfen in der Tiermedizin—auf der Suche nach einer realisierbaren Alternative zu Multiple Choice-Prüfungen. *Tierärztliche Umschau*; 66: 261-268.

Schendel I. (1972) Anatomische Darstellung der Bauchorgane und deren arterielle Versorgung bei *Meriones unguiculatus*. Dissertation. Tierärztliche Hochschule, Hannover

Schendel I., & Wissdorf H. (1973) Anatomische Darstellung der Bauchorgane von *Meriones unguiculatus*. *Zeitschrift für Versuchstierkunde*; 15: 152-160.

Schermer S. Blut und blutbildende Organe. In: Pathologie der Laboratoriumstiere Cohrs P., Jaffé R., Meessen H. Berlin-Göttingen-Heidelberg: Springer Verlag 1958: 176-353.

Schiller H. Pflanzen mit ausleitender und antirheumatischer Wirkung — ein weißer Fleck auf der Landkarte der Grundsubstanzforschung. In: Säuren - Basen - Schlacken - Pro und Contra - eine wissenschaftliche Diskussion Marktl W., Reiter B., Ekmekcioglu C. Wien: Springer Verlag 2007: 107-113.

Schmäscke R. (2013) Die koproskopische Diagnostik von Endoparasiten in der Veterinärmedizin. Ashgate Publishing, Ltd. p. 13; 32-44

Schneider E. (1978) Der Feldhase. Biologie-Verhalten-Hege und Jagd. BLV Verlagsgesellschaft, München-Bern-Wien. 198 S.

Sharp P. The Laboratory Guinea Pig. 3. Ausgabe. In: The Clinical Chemistry of Laboratory Animals Kurtz D. M., Travlos G. S. CRC Press 2017:

Silvermann S., & Tell L. A. Geräte- und Lagerungstechnik. In: Röntgenanatomie der Kaninchen, Frettchen und Nager Silvermann S., Tell L. A. München: Urban & Fischer/Elsevier 2008: 1-10.

Singh S., Singh N., & Karmarkar M. (1993) Low-cost refractometer for measurement of protein concentration and specific gravity of body fluids. *Tropical doctor*; 23: 171-173.

Snipes R. L. (1979) Anatomy of the cecum of the dwarf hamster (*Phodopus sungorus*). *Anatomy and Embryology*; 157: 329-346.

Sostmann K., Henning J., & Ehlers J. Human- und Tiermedizin - Technologieeinsatz im Gesundheitswesen. In: Lehrbuch für Lernen und Lehren mit Technologien Schön S., Ebner M. 2011:

Spennemann B., & Bruski A. Frettchen. In: Heimtierkrankheiten Göbel T., Ewringmann A. Stuttgart: Eugen Ulmer 2005: 217.

Spotorno A. E., Zuleta C. A., Valladares J. P., Deane A. L., & Jiménez J. E. (2004) Chinchilla laniger. *Mammalian species*: 1-9.

Starck D. 5. Teil: Säugetiere. In: Lehrbuch der speziellen Zoologie, Bd II: Wirbeltiere Starck D. H. Jena/ Stuttgart/ NY Gustav Fischer 1995: 589.

Staudte H. (2015) Einfluss spezieller Mikronährstoffe auf die Parodontitis. *Stomatologie*; 112: 92-95.

Stevens C. E., & Hume I. D. (1998) Contributions of Microbes in Vertebrate Gastrointestinal Tract to Production and Conservation of Nutrients. *PHYSIOLOGICAL REVIEWS*; 78: 393-427.

TAppV (2006) Verordnung zur Approbation von Tierärztinnen und Tierärzten. BGBl I S 1827, zuletzt geändert durch Artikel 1 der Verordnung vom 20. Dezember 2016

Telle H.-J. (1966) Beitrag zur Kenntnis der Verhaltensweise von Ratten, vergleichend dargestellt bei *Rattus norvegicus* und *Rattus rattus*. *Zeitschrift für Angewandte Zoologie*; 53: 129-196.

Thenius E. (1950) Das Meerschweinchen- biologisch betrachtet. *Österreichische Zoologische Zeitschrift*; 2

Thissen F. (1999) Lerntheorien und ihre Umsetzung in multimedialen Lernprogrammen- Analyse und Bewertung. *BIBB Multimedia Guide Berufsbildung, Berlin*

Thomas L. (1984) Ist der Einsatz von Teststreifen in der Labordiagnostik von Blutbestandteilen nur ein Weg zur Vereinfachung der Analytik oder auch ein Weg zur Optimierung? *Journal of Laboratory Medicine*; 8: 318.

Tibbitts F. D., & Hillemann H. H. (1959) The development and histology of the chinchilla placenta. *Journal of morphology*; 105: 317-365.

Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz (TVT) e.V. B. A., 49565 Bramsche, Merkblatt Nr.159. (Stand 2014a) Meerschweinchen.

Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz (TVT) e.V. B. A., 49565 Bramsche, Merkblatt Nr. 131.07. (Stand 2011) Meerschweinchen im sozialen Einsatz.

Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz (TVT) e.V. B. A., 49565 Bramsche, Merkblatt Nr. 153. (Stand 2012) Chinchillas.

Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz (TVT) e.V. B. A., 49565 Bramsche, Merkblatt Nr. 154. (Stand 2013a) Degus.

Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz (TVT) e.V. B. A., 49565 Bramsche, Merkblatt Nr. 155. (Stand 2014b) Frettchen.

Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz (TVT) e.V. B. A., 49565 Bramsche, Merkblatt Nr. 156. (Stand 2014c) Goldhamster.

Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz (TVT) e.V. B. A., 49565 Bramsche, Merkblatt Nr. 157. (Stand September 2019) Kaninchen.

Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz (TVT) e.V. B. A., 49565 Bramsche, Merkblatt Nr. 158. (Stand 2013b) Mäuse.

Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz (TVT) e.V. B. A., 49565 Bramsche, Merkblatt Nr. 160. (Stand 2014d) Ratten.

Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz (TVT) e.V. B. A., 49565 Bramsche, Merkblatt Nr. 161. (Stand 2014e) Mongolische Rennmäuse.

Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz (TVT) e.V. B. A., 49565 Bramsche, Merkblatt Nr. 162. (Stand 2013c) Zwerghamster.

Tierschutzgesetz (2006) Tierschutzgesetz zuletzt geändert durch Art. 1 G v. 17.12.2018 I 2586, Deutschland

Tierschutzgesetz (2017) Tierschutzgesetz in der Fassung der Bekanntmachung vom 18. Mai 2006 (BGBl. I S.1206, 1313), das zuletzt durch Artikel 1 des Gesetzes vom 17. Dezember 2018 (BGBl. I S. 2586) geändert worden ist

Tran H. S., Puc M. M., Tran J.-L. V., Del Rossi A. J., & Hewitt C. W. (2001) A method of endoscopic endotracheal intubation in rabbits. *Laboratory Animals*; 35: 249-252.

Trapp M. (2003) Virtuelles Lernen von Erwachsenen- Ein Überblick. Universität Potsdam

Truex R. C., Belej R., Ginsberg L. M., & Hartman R. L. (1974) Anatomy of the ferret heart: an animal model for cardiac research. *Anatomical Record*; 179: 411-422.

Turner P. V., Brabb T., Pekow C., & Vasbinder M. A. (2011) Administration of substances to laboratory animals: routes of administration and factors to consider. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*; 50: 600-613.

Turner P. V., Brash M. L., & Smith D. A. Chinchillas - Respiratory Conditions. In: Pathology of Small Mammal Pets Turner P. V., Brash M. L., Smith D. A. Hoboken, New Jersey: John Wiley & Sons 2017: 196.

Union E. (2008) Verordnung (EG) Nr. 998/2003 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 26. Mai 2013 über die Veterinärbedingungen für die Verbringung von Heimtieren zu anderen als Handelszwecken und zur Änderung der Richtlinie 92/65/EWG des Rates

Vella D., & Donnelly T. M. Basic Anatomy, Physiology, and Husbandry. 3. In: Ferrets, rabbits and rodents - Clinical medicine and surgery. Quesenberry K. E., Carpenter J. W. Missouri: Elsevier Health Sciences 2011: 157-173.

Verstraete F. J. M. (2003) Advances in diagnosis and treatment of small exotic mammal dental disease. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*; 12: 37-48.

Veterinär S. I. (2019) Leitlinie zur Impfung von Kleintieren *StIKo Vet am FLI*

Wagner H., & Kluge R. (2016) Fütterungskonzepte und –methoden in der Versuchstierhaltung und im Tierversuch - RATTE - *GV-Solas*

Wagner J. E., & Farrar P. L. (1987) Husbandry and medicine of small rodents. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*; 17: 1061-1087.

Wahle J. (2016) Die virtuelle Zierfischklinik. Dissertation. Ludwig-Maximilians-Universität, München

Weir B. J., & Rowlands I. W. (1974) Functional anatomy of the hystricomorph ovary. *Symposia of the Zoological Society of London*; 34: 303-332.

Weir B. J. Reproductive characteristics of hystricomorph rodents. In: The biology of hystricomorph rodents Rowlands I. W., Weir B. J. London: Academic Press 34 1974: 265-301.

Weiß-Geißler E. (2004) Das andere Rattenbuch. Books on Demand, Norderstedt. p. 59

Wenker C., & Christen C. (2002) Frettchen in der Tierarztpraxis. *Schweiz Arch Tierheilkd*; 144: 575-584.

Wheler C. L. (2013) Antimicrobial drug use in rabbits, rodents, and ferrets. *Antimicrobial therapy in veterinary medicine*: 601.

Wierlemann A., Seyfried F., & Germer C. T. (2019) Multimediales E-Learning in der Chirurgie, 10 Jahre Erfahrung an der Universität Würzburg. *Zentralblatt für Chirurgie-Zeitschrift für Allgemeine, Viszeral-, Thorax-und Gefäßchirurgie*

Williams W. M. (1974) The anatomy of the Mongolian gerbil (*Meriones unguiculatus*). Tumblebrook Farm, West Brookfield, Massachusetts. p. 73

Wilman H., Belmaker J., Simpson J., de la Rosa C., Rivadeneira M. M., & Jetz W. (2014) EltonTraits 1.0: Species-level foraging attributes of the world's birds and mammals. *Ecology*; 95: 2027.

Wingerd B. D. (1985) Rabbit dissection manual. John Hopkins Univ. Press, Baltimore. p. 65-70

Wissdorf H., & Irmer S. (1978) Osteologische Befunde an den Wirbeln der Mongolischen Rennmaus, *Meriones unguiculatus* (Milne-Edwards, 1867), im Vergleich zu den Brust- und Lendenwirbeln des Syrischen Goldhamsters, *Mesocricetus auratus* (Waterhouse, 1840), und dem der Laboratoriumsmaus, *Mus musculus* (Linné, 1758). *Zeitschrift für Versuchstierkunde*; 20: 241-255.

Wissdorf H., & Irmer S. (1979a) Osteologische Befunde an den Wirbeln der Mongolischen Rennmaus, *Meriones unguiculatus* (Milne-Edwards, 1867), im Vergleich zu den Brust- und Lendenwirbeln des Syrischen Goldhamsters, *Mesocricetus auratus* (Waterhouse, 1840), und dem der Laboratoriumsmaus, *Mus musculus* (Linné, 1758). *Zeitschrift für Versuchstierkunde*; 21: 17-20.

Wissdorf H., & Irmer S. (1979b) Osteologische Befunde an den Wirbeln der Mongolischen Rennmaus, *Meriones unguiculatus* (Milne-Edwards, 1867), im Vergleich zu den Brust- und Lendenwirbeln des Syrischen Goldhamsters, *Mesocricetus auratus* (Waterhouse, 1840), und dem der Laboratoriumsmaus, *Mus musculus* (Linné, 1758). *Zeitschrift für Versuchstierkunde*; 21: 61-71.

Wissdorf H., & Irmer S. (1979c) Osteologische Befunde an den Wirbeln der Mongolischen Rennmaus, *Meriones unguiculatus* (Milne-Edwards, 1867), im Vergleich zu den Brust- und Lendenwirbeln des Syrischen Goldhamsters, *Mesocricetus auratus* (Waterhouse, 1840), und dem der Laboratoriumsmaus, *Mus musculus* (Linné, 1758). *Zeitschrift für Versuchstierkunde*; 21: 163-176.

Wolf P. (2005) Adipositas. *kleintier konkret*; 1: 19-22.

Wolf P. (2016) Antworten zu häufigen Fragen in der Fütterung von Kleinsäugetern. *kleintier konkret*; 19: 10-16.

Wyss F., Müller J., Clauss M., Kircher P., Geyer H., von Rechenberg B., & Hatt J.-M. (2016) Measuring rabbit (*Oryctolagus cuniculus*) tooth growth and eruption by fluorescence markers and bur marks. *Journal of Veterinary Dentistry*; 33: 39-46.

Zaffarano B. (2010) Ferrets: examination and standards of care. *Journal of Exotic Pet Medicine*; 19: 73-81.

Zajac A. M., Johnson J., & King S. E. (2002) Evaluation of the importance of centrifugation as a component of zinc sulfate fecal flotation examinations. *Journal of the American Animal Hospital Association*; 38: 221-224.

IX. ANHANG

9.1 Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Skizze Kaninchenskelett.....	21
Abbildung 2: Skizze Rattenskelett.....	23
Abbildung 3: Skizze Mausskelett.....	23
Abbildung 4: Skizze Hamsterskelett.....	23
Abbildung 5: Skizze Frettchenskelett.....	24
Abbildung 6: Fixation Kaninchen.....	59
Abbildung 7: Fixation Chinchilla.....	60
Abbildung 8: Fixation Degu.....	61
Abbildung 9: Fixation Gerbil.....	63
Abbildung 10: Frettchen mit Vitaminpaste.....	64
Abbildung 11: Inhalte des Lernprogrammes.....	101
Abbildung 12: Darstellung des Baumdiagrammes.....	103
Abbildung 13: HTML Code einer Multiple Choice Frage.....	104
Abbildung 14: Einbettung der Mikroskopiersimulation.....	105
Abbildung 15: Startseite der virtuellen Heimtierklinik.....	109
Abbildung 16: Darstellung der Pfeiltasten.....	110
Abbildung 17: Unterkapitel der einzelnen Spezies.....	111
Abbildung 18: Unterkapitel des Quiz.....	112
Abbildung 19: Fixation eines Gerbils, Originalbild.....	114
Abbildung 20: Fixation eines Gerbils, nachbearbeitet.....	114
Abbildung 21: Digitalisierung der Hochschullehre.....	125
Abbildung 22: verwendete Tiere nach Versuchszweck.....	129

9.2 Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Physiologische Grunddaten von Kaninchen	16
Tabelle 2: Physiologische Grunddaten von Meerschweinchen	16
Tabelle 3: Physiologische Grunddaten von Chinchillas	17
Tabelle 4: Physiologische Grunddaten von Degus	17
Tabelle 5: Physiologische Grunddaten von Ratten	18
Tabelle 6: Physiologische Grunddaten von Mäusen	18
Tabelle 7: Physiologische Grunddaten von Gerbils	19
Tabelle 8: Physiologische Grunddaten von dem Goldhamster	19
Tabelle 9: Physiologische Grunddaten vom Dsungarischen Zwerghamster	20
Tabelle 10: Physiologische Grunddaten von Frettchen	20
Tabelle 11: Wirbelformeln	25
Tabelle 12: Zehenanzahl	25
Tabelle 13: Ortsbezeichnungen und deren Beschreibung	28
Tabelle 14: Termini und deren Beschreibung	29
Tabelle 15: Durchschnittliche Wasseraufnahme bei Kleinsäugetern	55
Tabelle 16: Bestimmung des Dehydratationsgrades	69
Tabelle 17: Blutvolumen	73
Tabelle 18: Impfempfehlungen Kaninchen	89
Tabelle 19: Impfempfehlungen Frettchen	89

9.3 Dateien

9.3.1 Einverständniserklärung

Sehr geehrte Tierhalterin, sehr geehrter Tierhalter,

Herzlich Willkommen an der Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische!

Zurzeit werden im Rahmen der klinischen Untersuchung Ihres Heimtiers von diesem Bild- und Videoaufnahmen für wissenschaftliche Publikationen angefertigt. Dabei handelt es sich um Aufnahmen, die während den von Ihnen vereinbarten und notwendigen klinischen Untersuchungen stattfinden und für die Tiere keine weitere Belastung darstellen. Die Untersuchungen werden ohne Unterbrechungen durchgeführt. Die Aufnahmen sind anonymisiert, es werden keine Gesichter darauf zu erkennen sein.

Wenn Sie keine Einwände gegen die Anfertigung von Fotos Ihres Kleinsäugers und deren Verwertung im Rahmen von wissenschaftlichen Forschungsarbeiten und Lernprogrammen haben, was auch die Veröffentlichung z. B. in Fachjournalen und Lern-Tutorials einschließt, würden wir uns freuen wenn Sie dies unterzeichnen.

Ihr Team der Kleinsäugerabteilung der Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische.

Datum, Unterschrift

X. DANKSAGUNG

An dieser Stelle gilt mein Dank Herrn Prof. Dr. Korbel für die Vergabe dieses interessanten Themas, für seine Betreuung und für die Bereitstellung der ausgezeichneten Technik zur Anfertigung dieser Arbeit.

Besonders danken möchte ich meiner Mitbetreuerin Dr. Anne-Kathrin Burmeister. Für ihre Mühe, ihre fachliche Unterstützung, die aufmunternden Worte und den nötigen Druck, um diese Arbeit fertig zu stellen. Und für die Freundschaft, die daraus entstanden ist.

Meinen Kollegen und Kolleginnen der Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische und der Tierarztpraxis Hadern danke ich, dass sie mir mit Rat und Tat zur Seite standen und ihre Tiere im Rahmen der klinischen Untersuchung für die Arbeit zur Verfügung gestellt haben.

Ein unendlich großes Dankeschön geht an meine Eltern und an meine Schwester, ohne die ich mich nicht einmal an die Anfertigung dieser Arbeit gewagt hätte. Ich danke Euch von ganzem Herzen, dass ihr zu jeder Zeit immer für mich da wart und auch in schwierigen Zeiten mir mit Rat und Tat zur Seite gestanden habt. Familie ist da wo das Leben anfängt und die Liebe niemals endet.

Mein Dank gilt außerdem Gerda und Paul Beiwinkler, die immer für mich da waren.

Danken möchte ich außerdem all meinen wunderbaren Freunden, die während des Studiums und der Dissertation meinen Weg begleitet und geebnet haben. Ich danke Euch für eure Unterstützung und die vielen lieben Worte.