

Aus dem Department/Universitätsklinik für Nutztiere und
öffentliches
Gesundheitswesen in der Veterinärmedizin der
Veterinärmedizinischen Universität Wien
(Departmentsprecher: Univ.-Prof. Dr.med.vet. Michael Hess)

Fach: Tierernährung
(Leitung: Prof. Dr.sc.agr. Qendrim Zebeli)

BEOBACHTUNGEN ZUR
CAECOTROPHIE BZW. KOPROPHAGIE
BEI ZWERGHAMSTER, DEGU UND CHINCHILLA

Diplomarbeit
zur Erlangung des Grades einer
Magistra medicinae veterinariae
der Veterinärmedizinischen Universität Wien

vorgelegt von
Adjet Makawey
Wien, im Dezember 2011

Betreuer: Ao.Univ.-Prof. Dr.med.vet. Christine Iben,
Institut für Tierernährung

Begutachter: Ao.Univ.-Prof. Dr.med.vet. Alois Strasser,
Institut für Physiologie, Pathophysiologie, und
Biophysik, Abteilung Physiologie

Inhaltsverzeichnis

1 Einleitung	1
2 Literaturübersicht	2
2.1 Dsungarischer Zwerghamster (<i>Phodopus sungorus</i>)	2
2.1.1 Taxonomie	2
2.1.2 Biologie	2
2.1.3 Anatomie und physiologische Besonderheiten des Gastrointestinaltraktes	3
2.2 Gewöhnlicher Degu (<i>Octodon degus</i>)	3
2.2.1 Taxonomie	3
2.2.2 Biologie	3
2.2.3 Anatomie und physiologische Besonderheiten des Gastrointestinaltraktes	4
2.3 Kurzschwanzchinchilla (<i>Chinchilla chinchilla</i>)	5
2.3.1 Taxonomie	5
2.3.2 Biologie	5
2.3.3 Anatomie und physiologische Besonderheiten des Gastrointestinaltraktes	6
2.4 Koprophagie	6
2.4.1 Allgemein	6
2.5 Caecotrophie	7
2.5.2 Caecotrophie bei Chinchilla, Degu und Zwerghamster	8
3. Tiere, Material und Methode	10
3.1 Tiere	10
3.2 Materialien	11
3.3 Laboranalysen	11
3.3.1 Trockensubstanz (TS)	11
3.3.2 Rohasche (Ra)	12
3.3.3 Rohprotein (Rp)	12
3.4 Untersuchungen an den Tieren	12
3.4.1 Vorbereitung der Tiere	12
3.4.2 Versuchsphase I	12
3.4.3 Versuchsphase II	14
4. Ergebnisse	16
4.1 Versuchsphase I	16

4.2 Versuchsphase II	16
4.2.1 Zwerghamster	16
4.2.2 Degu	17
4.2.3 Chinchilla.....	17
4.3 Laborergebnisse.....	18
5. Diskussion	21
6. Zusammenfassung.....	23
7. Summary.....	24
8. Literaturverzeichnis.....	25

1 Einleitung

Einst waren sie in Chile, Peru und Sibirien beheimatet. Heute leben sie in Häusern vieler europäischer Familien und haben den Status des Gesellschafts- und Streicheltieres. Degus, Chinchillas und Zwerghamster sind interessante, aber nicht immer leicht zu haltende Nagetiere. Neben Kaninchen und Meerschweinchen sind sie sehr beliebte Heimtiere und immer häufiger gesehene Patienten in der Tierarztpraxis. Eine fachgerechte Anamnese, Diagnostik und Therapie ist nur dann durchführbar, wenn man mit dem Verhalten und den physiologischen Besonderheiten des zu untersuchenden Tieres vertraut ist. Eine häufig beobachtete und auffällige Verhaltensbesonderheit des Kaninchens ist das Fressen des eigenen Kotes (Koprophagie). Vom Kaninchen ist bekannt, dass es einen Blinddarmkot (Caecotrophe) bildet. Dieser besteht aus traubenartig aufeinander gelagerten Kotkügelchen (GÖBEL u. EWRINGMANN, 2005). Nach EDEN (1940) führt fehlende Caecotrophie zu einer herabgesetzten Nährstoffversorgung, insbesondere zu einer verringerten Versorgung mit Eiweiß und den Vitaminen B und K.

Nun stellt sich die Frage, ob andere Nagetiere, wie der Degu, das Chinchilla und der dsungarische Zwerghamster, dieses Verhalten mit dem Kaninchen gemein haben. Dies wird in der Literatur kontrovers diskutiert (siehe beispielsweise EBINO, 1993; CARPENTER u. KOLMSTETTER, 1994; BJÖRNHAG u. SJÖBLOM, 1977; KENAGY et al., 1999).

Diese Diplomarbeit setzt sich mit der Fragestellung auseinander, ob der gewöhnliche Degu (*Octodon degus*), das Chinchilla (*Chinchilla chinchilla*) und der dsungarische Zwerghamster (*Phodopus sungorus*) Koprophagie oder Caecotrophie bzw. keines von beiden betreiben. Außerdem sollen labortechnische Analysen einen Aufschluss über den Gehalt an Trockensubstanz, Rohasche und Rohprotein im Kot geben. Damit kann ein eventueller Unterschied zwischen normalem Kot und Blinddarmkot aufgezeigt werden.

2 Literaturübersicht

2.1 Dsungarischer Zwerghamster (*Phodopus sungorus*)

2.1.1 Taxonomie

nach GÖBEL u. EWRINGMANN (2005):

Ordnung *Rodentia* – Nagetiere

Familie *Muridae* – Mäuseartige

Unterfamilie *Cricetinae* – Wühler

Gattung *Phodopus* – Kurzschwanz-Zwerghamster

Art *Phodopus sungorus* – Dsungarischer Zwerghamster

2.1.2 Biologie

Der dsungarische Zwerghamster stammt ursprünglich aus Asien und bewohnt die Steppen Kasachstans, der Mongolei und die südwestlichen Teile Sibiriens (GÖBEL u. EWRINGMANN, 2005). Dieses dämmerungsaktive Nagetier lebt eher selten in selbstgegrabenen Bauten, sondern bevorzugt unterirdische Behausungen anderer Kleinsäugetiere, um diese zu erweitern.

Die Bezeichnung Kurzschwanz-Zwerghamster (Gattung *Phodopus*) beruht auf der Tatsache, dass der Schwanz ein Rudiment darstellt und nicht über das Rumpfeende hinausragt. Der Zwerghamster besitzt eine Kopf-Rumpf-Länge von 7 bis 10 cm. Die Färbung des Haarkleides ist auf der Oberseite graubraun bis beige, die Flanken und der Bauch sind weiß gefärbt. Ein besonderes Merkmal des Fells ist der schwarze Aalstrich entlang des Rückens (GÖBEL u. EWRINGMANN, 2005).

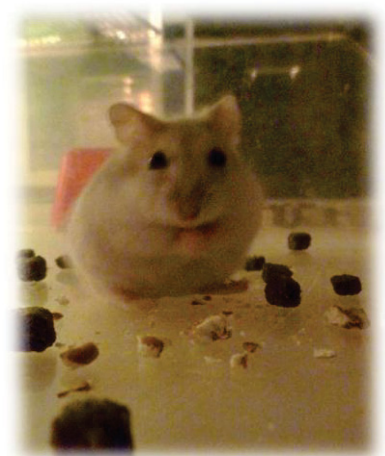


Abb. 1: *Phodopus sungorus*

Sie ernähren sich hauptsächlich von Pflanzensamen und nehmen in geringen Mengen tierisches Eiweiß aus Insekten und Spinnen auf. Wie alle Hamsterarten besitzen auch Dsungarische Zwerghamster Backentaschen, die Ausstülpungen der Backenschleimhaut darstellen und als Futterdepots dienen (ISENBÜGEL u. FRANK, 1985).

2.1.3 Anatomie und physiologische Besonderheiten des Gastrointestinaltraktes

Das Caecum schließt direkt an das Ileum an. Am Caecum lässt sich die Basis caeci erkennen, die sich an die linke seitliche Bauchwand anlegt. Die beiden anderen Abschnitte, Corpus caeci und Apex caeci, nehmen eine variable Lage im linken unteren Teil des Abdomens ein. Der Blinddarm weist Taenien auf, die je nach momentaner Lage des Darms sichtbar sind (SALOMON et al., 2005). Das Caecum kann ausschließlich rohfaserreiche Futtermittel verwerten. Es wird hauptsächlich von gram-positiven Bakterien besiedelt.

Zwerghamster benötigen tierisches Eiweiß, zum Beispiel in Form von Milch, Mehlwürmern, Fisch oder hartgekochten Eiern, um zu Vitamin K und Vitamin-B-Komplex zu gelangen (SALOMON et al., 2005).

2.2 Gewöhnlicher Degu (*Octodon degus*)

2.2.1 Taxonomie

nach GÖBEL u. EWRINGMANN (2005):

Ordnung *Rodentia* – Nagetiere

Familie *Octodontidae* – Trugratten

Gattung *Octodon* – Strauchratten

Art *Octodon degus* – Gewöhnlicher Degu



Abb. 2: *Octodon degus*

2.2.2 Biologie

In Europa wird vorzugsweise der Gewöhnliche Degu als Heimtier gezüchtet und gehalten. Andere Vertreter der Gattung Strauchratten (*Octodon*) sind der Pazifik-Degu (*Octodon*

pacificus), der Küsten-Degu (*Octodon lunatus*) und der Wald-Degu (*Octodon bridgesii*) (GÖBEL u. EWRINGMANN, 2005).

Das Verbreitungsgebiet der gewöhnlichen Degus ist Nord- und Zentralchile, von der Westseite der Anden bis zur flachen Küste des Südpazifiks. Ihr bevorzugter Lebensraum sind halbtrockene, lockere Gebüschlandschaften und Grasebenen in einer mediterranen Klimazone (GÖBEL u. EWRINGMANN, 2005).

Degus leben in Familienverbänden zu fünf bis zehn Tieren, wobei mehrere Familien eine Kolonie bilden. Unter den männlichen Tieren einer Familie herrscht eine durch Kämpfe geregelte Rangordnung. In den frühen Morgenstunden und nachmittags sind Degus am aktivsten. Sie wohnen in selbstgefertigten unterirdischen Tunnelsystemen mit mehreren Gängen, die sie zur Lagerung von Futtermitteln nutzen. Da der gewöhnliche Degu ein hervorragender und flinker Kletterer ist, verbringt er den Tag auf Sträuchern und kleineren Bäumen. In der Nacht hingegen schläft er eng bei- und aufeinanderliegend in Gruppen des Familienverbandes. Degus sind Pflanzenfresser und ernähren sich vorwiegend von Blättern, Samen von Sträuchern und Gras, Kräutern und Baumrinden (GÖBEL u. EWRINGMANN, 2005).

2.2.3 Anatomie und physiologische Besonderheiten des Gastrointestinaltraktes

Gleichermaßen wie der Dsungarische Zwerghamster besitzt auch der Degu einen beachtlich großen Blinddarm, der in Caput, Corpus und Apex caeci gegliedert ist. Das Caecum liegt auf der linken Seite der Medianebene und an der ventralen Bauchwand auf (GONZALEZ, 1990). Nach GONZALEZ (1990) weisen die linke wie auch die rechte Seitenfläche je eine Taenia caeci auf. Die Lage des Organs ist abhängig von dessen Füllungszustand (GONZALEZ, 1990). Ähnlich variabel ist auch die Form des Caecums. Sie kann sackförmig, schneckenförmig, s-förmig oder u-förmig sein (GONZALEZ, 1990).

2.3 Kurzschwanzchinchilla (*Chinchilla chinchilla*)

2.3.1 Taxonomie

nach GÖBEL u. EWRINGMANN (2005)

Ordnung *Rodentia* – Nagetiere

Unterordnung *Caviomorpha* - Meerschweinchenverwandte

Familie *Chinchillidae* – Chinchillas

Art *Chinchilla brevicaudata* – Kurzschwanzchinchilla

2.3.2 Biologie

Das Chinchilla stammt aus den südamerikanischen Anden. In den Ländern Argentinien, Bolivien, Chile und Peru sind sie in auffallend großen Gruppen, zum Teil mit mehr als einhundert Individuen ansässig (GÖBEL u. EWRINGMANN, 2005).

Heute verfügt Südamerika nur noch über Restpopulationen dieser Tiere. Sie leben in Familienverbänden, wobei diese aus einem monogamen Paar und dessen weibliche Nachkommen aufgebaut sind.

Männlichen Chinchillas werden mit Erreichen der Geschlechtsreife vertrieben (GÖBEL u. EWRINGMANN, 2005). Ab diesem Zeitpunkt nehmen sie nicht mehr an der alten

Familienstruktur teil, sondern begeben sich auf die Suche nach einem Weibchen.

Nachts und bei Dämmerung hält sich das Chinchilla auf felsigen, karg bewachsenen Felshängen auf. Während des Tages bewohnen sie Felsen, Zwischenfesspalten und Höhlen, die bis zu 5000 m über dem Meeresspiegel liegen (GÖBEL u. EWRINGMANN, 2005).



Abb. 3: *Chinchilla chinchilla*

Die Grundnahrung der Chinchillas besteht in den Anden aus Steppengräsern und Tolaheide (ISENBÜGEL u. FRANK, 1985). Sie ernähren sich demnach ausschließlich herbivor. Durch das Auflecken von Tautropfen gleichen sie das in der Nahrung vorhandene Flüssigkeitsdefizit aus (GÖBEL u. EWRINGMANN, 2005).

2.3.3 Anatomie und physiologische Besonderheiten des Gastrointestinaltraktes

Das Chinchilla hat einen besonders langen Magen-Darm-Trakt, der nahezu die zehnfache Kopf-Rumpflänge besitzt (GÖBEL u. EWRINGMANN, 2005). Vom Aufbau ist er durchaus dem des Pferdes ähnlich (ISENBÜGEL u. FRANK, 2005). Caecum und Colon ascendens sind sehr voluminös und verfügen über Taenien und Poschen (GÖBEL u. EWRINGMANN, 2005). Das Caecum kommt auf der linken Körperhälfte zu liegen und zieht dabei von caudal nach cranial (GÖBEL u. EWRINGMANN, 2005). Der Inhalt des Blinddarms weist stets eine dünnflüssige Konsistenz auf. Chinchillas haben eine Darmflora, die ausschließlich aus gram-positiven Bakterien besteht. Größtenteils wird sie von Milchsäurebildnern, wie Bifidobacterium und Lactobacillus besiedelt (GÖBEL u. EWRINGMANN, 2005).

2.4 Koprophagie

2.4.1 Allgemein

Das Wort Koprophagie ist griechisch und bedeutet „Dung, Mist, Kot essen“ (EBINO, 1993). Nach HIRAKAWA (2001) gibt es zwei Arten von Koprophagie. Die Aufnahme des Kotes anderer Tiere und die des eigenen Kotes. Werden die Fäzes eines anderen Individuums aufgenommen, spricht man von Allokoprophagie. Bei Autokoprophagie hingegen frisst das Tier seine eigenen Fäzes. Entweder wird der Kot zuerst abgesetzt oder direkt vom Anus oral aufgenommen. Kaninchen, Ratten, Mäuse, Hamster, Meerschweinchen und Chinchillas zeigen Koprophagie (EBINO, 1993). Nach BROWN u. DONNELLY (2004) liefert sie einen Vorrat an vielen wichtigen Nährstoffen, wie Vitamin B₁₂ und Folsäure. Anders als das Kaninchen nehmen manche Nagetiere ihren Kot nicht direkt vom Anus auf, sondern vom Käfigboden. Die Menge der Fäzes die wiederverdaut wird, variiert zwischen den Nagetierarten, deren Alter und deren physiologischem

Befinden. Trächtige Tiere haben ein gesteigertes Koprophagieverhalten (BROWN u. DONNELLY, 2004).

Auch Karnivore, wie zum Beispiel Hunde, fressen Kot ihrer Artgenossen oder den von Katzen. Dieses Verhalten wird jedoch als eine Unart betrachtet und stößt bei den Besitzern auf Ablehnung (MILLS, 2010).

Fohlen werden häufig dabei beobachtet, wie sie in Kotballen scharren und Teile davon auch aufnehmen. Bevorzugt werden Fäzes von adulten Pferden, vor allem die des Muttertieres. Sie benutzen Koprophagie als Methode, um sich mit Geruchs- und Geschmacksmerkmalen von Pflanzen, die das Muttertier aufnimmt, vertraut zu machen. Es wurde beobachtet, dass in dieser vorübergehenden Phase der Koprophagie die Aufnahme von toxischen Pflanzenarten abnimmt. Ein zusätzlicher, bedeutsamer Nutzen ist der Erwerb von intestinalen Mikroorganismen (MILLS, 2010).

2.5 Caecotrophie

Koprophagie ist nicht nur ein Recyclingverfahren für unverdauliches Material, sondern hat viel mehr eine spezifische Verdauungsfunktion (WATSON, 1954). Ein weithin bekanntes Beispiel dafür ist Caecotrophie. Nach HIRAKAWA (2001) produzieren Ballenwild sowie kleine und mittelgroße herbivore Säugetiere weichen und harten Kot. Der weiche Kot ist die Caecotrophe und besteht aus dem fermentierten Material im Caecum. Die Caecotrophe ist reich an Vitaminen und mikrobiellem Eiweiß. Der Blinddarmkot wird nach der Exkretion direkt vom Anus aufgenommen (HIRAKAWA, 2001). Diese charakteristische Handlung wird durch den Analreflex provoziert (EBINO, 1993).

Hält man das Kaninchen vom Fressen seines Blinddarmkotes ab, hat dies eine Mangelernährung zur Folge (MOROT, 1882; OLSON u. MADSEN, 1944). Somit ist Caecotrophie ein unverzichtbarer Teil der Nahrung (HIRAKAWA, 2001). Nach einer Studie von FRANK et al. (1950) nehmen Kaninchen, welche an der Aufnahme der Caecotrophe gehindert werden, an Körpermasse ab. Sobald die Blinddarmkotaufnahme wieder ermöglicht wird, nehmen die Tiere sehr schnell an Gewicht zu.

Nach HIRAKAWA (2001) wurde Caecotrophie bei Pfeifenhäsen, der Primatenart Maki, der Beuteltierart Ringbeutel und einigen Nagetierarten nachgewiesen. In einer Versuchsgruppe bestehend aus dreizehn Nagetierarten konnte bei der Meißelzahn-

Kängururatte und der kalifornischen Wühlmaus häufig Caecotrophie beobachtet werden (KENAGY u. HOYT, 1980).

2.5.2 Caecotrophie bei Chinchilla, Degu und Zwerghamster

SALOMON (2005) belegt das caecotrophische Verhalten des Chinchillas. Nach WOLF et al. (2003) zeigen Chinchillas ein Nahrungsaufnahmeverhalten, das biphasischen Charakter aufweist. Demnach nehmen die Tier zwischen 7 Uhr und 15 Uhr keine Nahrung auf, zeigen jedoch eine gesteigerte Futteraufnahme zwischen 21 Uhr und 23 Uhr. Auch BJÖRNHAG u. SJÖBLOM (1977) belegten, dass Chinchillas in der Nacht Nahrung zu sich nehmen und tagsüber Caecotrophie betreiben. Es werden etwa 50 % des am Tag produzierten Kotes wieder aufgenommen und verdaut. Dieser beinhaltet wesentlich mehr Stickstoff als die Fäzes, die nachts abgesetzt wird (BJÖRNHAG u. SJÖBLOM, 1977; HOLTENIUS u. BJÖRNHAG, 1985). BROWN u. DONNELLY (2004) bestätigen die Existenz von verschiedenen Typen von Fäzes. Ein stickstoffreicher Kot für die Caecotrophie und ein stickstoffärmer, als reines Exkret. Beide Fäzes können jedoch morphologisch nicht voneinander unterschieden werden (BJÖRNHAG, 1981 b).

KENAGY et al. (1999) beschrieben die Anpassung von Degus auf Futterverfügbarkeit und Verdauung. Haben Degus elf Stunden tagsüber freien Zugang zum Futter, die restliche Zeit des Tages aber nicht, so nehmen sie genauso viel Futter auf wie bei einer ad libitum Fütterung. Das Gleiche gilt, wenn sie die Möglichkeit haben nur 2,5 Stunden morgens und 2,5 Stunden nachmittags zu fressen. KENAGY et al. (1999) beobachteten folgenden Unterschied bzgl. der Futteraufnahmezeiten: Jene Degus, die elf Stunden am Tag Futter zur Verfügung haben, nehmen nur jenen Kot wieder auf, der nachts produziert wird. Das Exkret, das tagsüber ausgeschieden wird, wird nicht wiederaufgenommen. Jene Degus dagegen, die morgens und nachmittags Futter erhielten, sparten sich den Akt der Koprophagie für die Mittagszeit auf, wo ihnen kein Futter zur Verfügung steht. Die Verdauung der Fäzes während der Phasen, wo kein Futter verfügbar ist, sorgt für eine kontinuierliche Zufuhr in den Verdauungstrakt. Dies scheint eine Steigerung der Leistungsfähigkeit des Darms darzustellen. Auch BROWN u. DONNELLY (2004) beschreiben die Fähigkeit des Degus, die Koprophagie vor allem dann zu nutzen, wenn kein Futter verfügbar ist.

Nach CARPENTER u. KOLMSTETTER (1994) betreibt der Hamster, gleich wie das Kaninchen und viele andere Nagetiere, Koprophagie.

3. Tiere, Material und Methode

3.1 Tiere

Als Versuchstiere standen zwei dsungarische Zwerghamster, vier Degus und zwei Kurzschwanz-Chinchillas zur Verfügung. Die Tiere stammten aus einer in Wien ansässigen Zoohandlung. Der Auswahl des Geschlechts sowie der Anzahl der Tiere wurde keine große Bedeutung zugemessen, da anzunehmen ist, dass wenn, dann alle Tiere gleicher Spezies das Verhalten Koprophagie oder Caecotrophie zeigen.

Die dsungarischen Zwerghamster waren beide männlich. Beim Erhalt aus der Zoohandlung waren die Tiere etwa sechs Wochen alt und hatten ein Körpergewicht von 25 g und 31 g.

Die vier Degus waren weibliche Tiere. Beim Ankauf waren die Tiere acht Wochen alt und wogen 95 g, 110 g, 129 g und 144 g. Schon zu diesem Zeitpunkt waren deutliche Größenunterschiede erkennbar.

Bei den Chinchillas handelt es sich um zwei männliche Kurzschwanz-Chinchillas. Als die Tiere angekauft wurden, waren sie zwölf Wochen alt und waren 332 g und 361 g schwer.

Die Tiere hatten nach dem Ankauf eine zweiwöchige Eingewöhnungsphase. Danach begann die Versuchsphase, die insgesamt sechs Wochen dauerte. Am Versuchsende waren die Kurzschwanz-Chinchillas 20 Wochen, die Degus 16 Wochen und die dsungarischen Zwerghamster ca. zwölf Wochen alt. Da die Tiere mit einem Alter von zwölf, 16 bzw. 20 Wochen adult und geschlechtsreif sind, kann man davon ausgehen, dass die Beobachtungen nicht auf ein Jungtierverhalten zurückzuführen sind. Nach ISENBÜGEL u. FRANK (1985) erreichen Chinchillas ihre Geschlechtsreife im Alter von 5 – 6 Monaten. Degus werden mit 3 – 4 Monaten und Zwerghamster mit 4 – 5 Wochen geschlechtsreif (GÖBEL u. EWRINGMANN, 2005).

Die Zwerghamster hatten zu Versuchsende ein Körpergewicht von 37 g und 45 g, die Degus waren 125 g, 147 g, 149 g und 160 g schwer und die Chinchillas wogen 391 g und 420 g.

Für die Tiere wurde täglich, morgens und abends, Heu, frisches Grünfutter (Karotten, Äpfel, grüner Salat und Chicorée) und pelletiertes Alleinfutter, entsprechend der jeweiligen Tierart, bereitgestellt. Die Wasserzufuhr erfolgte über Heimtiertränken ad libitum.

3.2 Materialien

Für jede der drei Tierarten wurden zwei verschiedene Käfigtypen benötigt. Ein Käfig mit Einstreu, Unterhaltungs- und Unterschlupfeinrichtungen, Heu, Futternapf und Tränkflasche. Der zweite Käfigtyp war für die Beobachtungsphase und war mit einer trittsicheren, saugfähigen Unterlage und einer Heimtiertränke ausgestattet. Für die Chinchillas und Degus standen Nagetierkäfige mit den Maßen 100 x 60 x 50 cm zur Verfügung. Die Zwerghamster waren in Makrolonkäfigen mit den Maßen 55 x 40 x 20 cm untergebracht. Modifizierte Halskragen für Nager (von Buster, transparent, 5 cm) wurden für die Chinchillas verwendet. Zwerghamster und Degus wurden mit selbst gebastelten Halskragen aus transparenter Hartfolie ausgestattet.

Zum Abwiegen des Kotes wurde eine Analysenwaage verwendet. Der gesammelte Kot wurde in luftdicht verschließbaren Kunststoffbehältnissen bei -20 °C aufbewahrt.

3.3 Laboranalysen

3.3.1 Trockensubstanz (TS)

Die Trockensubstanz und das Rohwasser wurden mit der Weender Analyse bestimmt. Die Trockensubstanz beinhaltet jene bei 103 °C nichtflüchtigen Bestandteile des Futters. Sie ist durch Trocknen in einem Trockenschrank bei 103 °C bestimmbar (KAMPHUES et al., 2004).

3.3.2 Rohasche (Ra)

Die Rohasche besteht aus Mengen- und Spurenelementen und aus sonstigen anorganischen Substanzen. Rohasche kann durch eine sechsstündige Veraschung der Probe in einem Muffelofen bei 550 °C gewonnen und bestimmt werden (KAMPHUES et al., 2004).

3.3.3 Rohprotein (Rp)

Rohprotein kann Proteine und stickstoffhaltige Verbindungen nichteiweißartiger Natur enthalten. Zur Bestimmung des Rohproteins eignet sich das Kjeldahlverfahren. Dabei wird die Probe mit konzentrierter Schwefelsäure in Oxidation gebracht und der Stickstoff in seine Ammoniumform umgewandelt. Danach wird Natronlauge beigesetzt und Ammoniak damit freigesetzt. Die entstandene Säure wird überdestilliert und titrimetrisch bestimmt (KAMPHUES et al., 2004).

3.4 Untersuchungen an den Tieren

3.4.1 Vorbereitung der Tiere

In den ersten paar Tagen vor Beginn der Versuchsphase I wurden die Tiere an das Tragen der Halskragen gewöhnt und notwendige Größenänderungen vorgenommen. Die Tiere wurden mehrmals am Tag für kurze Zeit mit dem Halskragen ausgestattet.

3.4.2 Versuchsphase I

Für die Beobachtungszeit wurden die Tiere in einen einstreulosen Käfig gesetzt und jedem Tier wurde ein Halskragen angelegt. Die Degus wurden nicht voneinander getrennt, sondern als Vierergruppe beobachtet, die Zwerghamster wurden separiert und die Chinchillas blieben zu zweit.

Tab. 1: Beobachtungsprotokoll, Versuchsphase I

Tierart	Anzahl der Tage	Zeitraum	Beobachtungszeit
Dsungarischer Zwerghamster	6	17:30 – 22:00 Uhr	21 Stunden
	1	18:30 – 22:45 Uhr	3 Stunden 30 Minuten
	1	23:30 – 2:15 Uhr	2 Stunden
Degu	4	18:15 – 22:30 Uhr	14 Stunden
	1	19:30 – 23:00 Uhr	3 Stunden
	1	22:30 – 2:15 Uhr	3 Stunden 30 Minuten
Chinchilla	2	18:30 – 22:45 Uhr	7 Stunden
	1	17:30 – 22:00 Uhr	4 Stunden
	3	21:00 – 22:00 Uhr	2 Stunden 15 Minuten
	1	22:30 – 2:15 Uhr	2 Stunden 30 Minuten

Zwischen den Beobachtungsphasen wurden halskragenfreie Pausen eingerichtet. Die oben angeführte Tabelle listet die verschiedenen Zeiträume auf, in denen die Tiere beobachtet wurden. Bei jeder Beobachtung wurden 30 Minuten für das Umsetzen der Tiere in die einstreulosen Käfige und für das Anbringen des Halskragens einberechnet. Von der gesamten Beobachtungszeit wurden diese 30 Minuten wieder abgezogen. Das Verhalten der Tiere wurde je Zeitraum für durchschnittlich dreieinhalb Stunden untersucht. Wurden die Tiere in bestimmten Zeiträumen mehrere Tage beobachtet, dann deshalb, weil sie erhöhte Aktivität zeigten.

In diesen Beobachtungszeiträumen wurde überwacht, ob die Tiere versuchen den abgesetzten Kot wieder aufzunehmen. Hat ein Tier dies versucht, wurde das Kotkugelchen sofort entwendet. Der andere Kot wurde in 20-minütigen Abständen eingesammelt. Nach jeder Beobachtungsphase wurde der gesammelte Kot gewogen und bei 20 °C eingefroren. Versuchsphase I dauerte bei den Chinchillas und Degus jeweils sechs Tage und bei den Zwerghamstern sieben Tage.



Abb. 5: Zwerghamster mit Halskragen

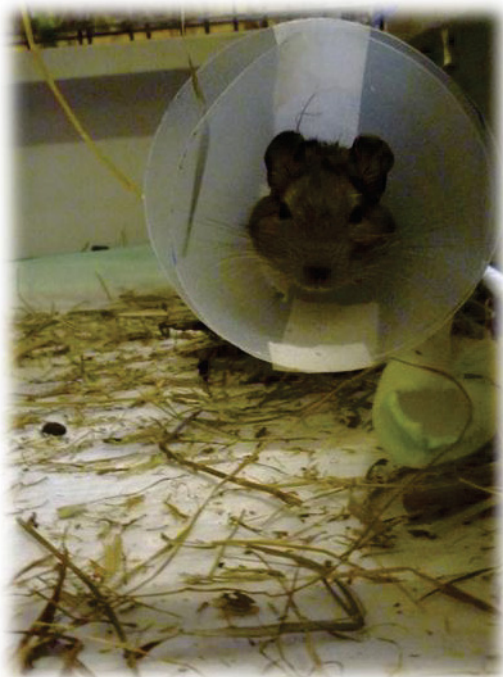


Abb. 6: Degu mit Halskragen



Abb. 7: Chinchilla mit Halskragen

3.4.3 Versuchsphase II

In dieser Versuchsphase wurde untersucht, ob die Tiere ohne die Irritation des Halskragens ein anderes Kotabsatz- bzw. Kotaufnahmeverhalten zeigen. Während des Beobachtungszeitraumes befanden sich die Tiere in einstreulosen Käfigen. In den Käfigen war eine saugfähige Unterlage eingelegt. Die Käfige blieben für den Zeitraum der Beobachtung frei von Gitterwänden. Dies sollte ein schnelles Eingreifen ermöglichen, wenn die Tiere versuchten Kot vom Anus aufzunehmen.

Tab. 2: Beobachtungsprotokoll, Versuchsphase II

Tierart	Anzahl der Tage	Zeitraum	Beobachtungszeit
Dsungarischer Zwerghamster	12	18:30 – 22:30 Uhr	42 Stunden
	3	5:15 – 7:00 Uhr	4 Stunden 30 Minuten
	3	10:00 – 13:00 Uhr	7 Stunden 30 Minuten
	2	17:30 – 20:00 Uhr	4 Stunden
	1	14:45 – 17:45 Uhr	2 Stunden 30 Minuten
	4	12:00 – 15:00 Uhr	10 Stunden
Degu	7	18:15 – 22:30 Uhr	24 Stunden 30 Minuten
	6	19:00 – 22:15 Uhr	16 Stunden 30 Minuten
	3	14:30 – 17:30 Uhr	7 Stunden 30 Minuten
	1	17:45 – 20:00 Uhr	2 Stunden
	3	13:45 – 15:00 Uhr	3 Stunden
	2	9:00 – 11:30 Uhr	4 Stunden 30 Minuten
	2	5:15 – 8:00 Uhr	4 Stunden 30 Minuten
Chinchilla	6	18:45 – 22:30 Uhr	15 Stunden
	4	19:15 – 22:15 Uhr	10 Stunden
	2	5:15 – 8:00 Uhr	10 Stunden
	3	10:00 – 13:00 Uhr	7 Stunden 30 Minuten
	3	14:30 – 17:30 Uhr	7 Stunden 30 Minuten
	2	22:30 – 2:00 Uhr	6 Stunden
	3	13:00 – 15:00 Uhr	4 Stunden 30 Minuten

Die Beobachtungen fanden bei allen Tierarten für durchschnittlich dreieinhalb Stunden in den oben angeführten Zeiträumen statt. Die Dsungarischen Zwerghamster wurden insgesamt 25 Tage beobachtet. Das Verhalten der Degus wurde an insgesamt 24 Tagen und jenes der Chinchillas an 23 Tagen untersucht. Im Zeitraum zwischen 18:30 und 22:30 Uhr waren alle Tierarten am aktivsten.

4. Ergebnisse

4.1 Versuchsphase I

Nach einer zweiwöchigen Eingewöhnungsphase duldeten die Tiere ein rasches Anbringen des Halskragens. Das Anbringen war jedoch nur mit der Hilfe einer zweiten Person möglich. Die dsungarischen Zwerghamster waren nicht in der Lage Futter aufzunehmen, da sie die Nahrung nicht mit den Vorderpfoten erfassen und zum Maul führen konnten. Die Zwerghamster waren unruhig oder saßen still in einer Ecke. Es wurde wenig Kot abgesetzt und auch nicht versucht diesen wieder aufzunehmen. Dies konnte mit der Einschränkung des Halskragens auch nicht durchgeführt werden. Nach ungefähr zwanzig Minuten versuchten die Tiere sich strampelnd den Halskragen abzuziehen. Darauf folgte eine kragenfreie Ruhephase. Die Degus wie auch die Chinchillas verhielten sich mit dem Halskragen deutlich ruhiger als die Zwerghamster. Beide Tierarten nahmen trotz des Halskragens das Futterangebot an. Sie setzten in mäßigen Mengen Kot ab. Ob die Tiere an ihren Fäzes tatsächlich Interesse zeigten, konnte aufgrund der Einschränkung durch den Halskragen nicht eruiert werden.

4.2 Versuchsphase II

4.2.1 Zwerghamster

In der Beobachtungszeit nach Entfernen des Halskragens waren die Tiere wesentlich entspannter und neugieriger. Es konnte beobachtet werden, dass einer der dsungarischen Zwerghamster seinen Kot vom Käfigboden gefressen hat, etwa drei Sekunden nachdem er ihn absetzte. Es war auffällig, dass beide Tiere öfters am umher liegenden, eigenen Kot geschnuppert haben. Es wurden keine Bewegungen seitens der Tiere gemacht, die darauf schließen ließen, dass sie Kot vom Anus aufnehmen wollten.

4.2.2 *Degu*

In dieser Versuchsphase verhielten sich die Tiere natürlicher und sehr lebhaft. Sie fraßen und setzten auch dementsprechend viel Kot ab, der auf den Käfigboden fiel und kein Interesse hervorrief. In unregelmäßigen Abständen jedoch machten die Tiere eine sehr schnelle Bewegung mit dem Kopf zwischen den Hinterbeinen hindurch in Richtung Anus, um auf diese Weise Kot aufzunehmen. Anschließend richteten sie den Kopf wieder nach vorne, zerkauten den Kot und schluckten diesen. Dieser rasche Bewegungsablauf wurde unabhängig von Fellpflege und Putzbewegungen gemacht. Durch ein leichtes und schnelles Anstoßen konnte der Degu bei dieser Bewegung unterbrochen werden und der Kot fiel zu Boden oder blieb am Anus kleben. Der auf diese Weise gewonnene Kot wurde dem Tier nochmals angeboten und von diesem auch gefressen. Die Degus konnten also den Kot, welchen sie direkt vom Anus aufnehmen möchten, von den anderen Kotkügelchen unterscheiden. Morphologisch ist kein Unterschied zwischen beiden Arten von Kotkügelchen zu erkennen. Das rege Interesse an den Fäzes zeigten die Tiere vor allem zwischen 18:30 und 22:30 Uhr. Während dieser Zeit wurde auch ein Tier dabei beobachtet, wie es ein Kotkügelchen vom Käfigboden oral aufgenommen hat. Ob es sich dabei um den eigenen Kot des Tieres handelte oder um fremden Kot, war nicht ersichtlich.

4.2.3 *Chinchilla*

Im Vergleich zu den anderen Tierarten waren die Chinchillas generell etwas zurückhaltender. Die halskragenfreie Beobachtungszeit zeigte, dass die Tiere dennoch Interesse an ihrem Kot haben. Das war daran erkennbar, dass ein Tier einen nicht frisch abgesetzten Kot in der Pfote hielt und daran nagte. Die Tiere beschnupperten auch öfters die Kotkügelchen vom Käfigboden. Die charakteristische Kopfbewegung zum Erlangen des Kotes direkt vom Anus, konnte auch bei den Chinchillas beobachtet werden. Die Tiere waren jedoch geschickter und flinker als die Degus, sodass es nur zweimal möglich war ein Kotkügelchen zu erfassen.

4.3 Laborergebnisse

Nach den Versuchsphasen wurden vom normalen Kot und vom vermuteten Blinddarmkot der jeweilige Gehalt an Trockensubstanz, Rohasche und Rohprotein bestimmt. Die Laborergebnisse sind in den nachfolgenden Tabellen 3 – 7 angeführt.

Tab. 3: Laborergebnisse Degu, normaler Kot

Proben-Nr.	Kot [g]	TS [%]	Ra [%]	Rp [%]
D 1	25,10	61,0	in uS 8,0 in TS 13,2	in uS 9,5 in TS 15,6
D 2	12,8	60,7	in uS 6,8 in TS 11,2	in uS 8,6 in TS 14,2
D 3	13,4	47,7	in uS 6,4 in TS 13,4	in uS 5,3 in TS 11,2
D 4	0,06	53,0	-*	-*

* Aufgrund der zu geringen gewonnenen Menge keine Analyse möglich

Tab. 4: Laborergebnisse Degu, vermuteter Blinddarmkot

Proben-Nr.	Kot [g]	TS [%]	Ra [%]	Rp [%]
D 5	0,07	52,5	-*	-*
D 6	5,64	47,7	in uS 6,4 in TS 13,4	in uS 6,0 in TS 12,6

* Aufgrund der zu geringen gewonnenen Menge keine Analyse möglich

Die Laborergebnisse der beiden Fäzesarten ergaben beim Degu keine erkennbaren Unterschiede hinsichtlich Trockensubstanz, Rohasche und Rohprotein (siehe Tabellen 3 und 4). Die Trockensubstanz des vermuteten Blinddarmkots lag mit 52,5 % bzw. 47,7 % nahe dem niedrigsten Wert des normalen Kots (47,7 %). Die Beobachtungen jedoch zeigten eine Kotaufnahme vom Boden und vom Anus. Da durch die Rohproteinergebnisse der Laboranalyse auch keine Unterschiede aufgezeigt werden können, ist anzunehmen, dass es sich um Koprophagie handelt.

Tab. 5: Laborergebnisse Chinchilla, normaler Kot

Proben-Nr.	Kot [g]	TS [%]	Ra [%]	Rp [%]
C 1	58,41	32,9	in uS 4,7 in TS 14,2	in uS 4,3 in TS 13,1

Tab. 6: Laborergebnisse Chinchilla, vermuteter Blinddarmkot

Proben-Nr.	Kot [g]	TS [%]	Ra [%]	Rp [%]
C 2	0,340	27,6	-*	-*
C 3	0,539	24,7	-*	-*

* Aufgrund der zu geringen gewonnenen Menge keine Analyse möglich

Die Menge des gewonnenen und vermuteten Blinddarmkotes der Chinchillas war zu gering für eine Analyse des Rohproteins und der Rohasche. Die Trockensubstanz des normalen Kotes beträgt 32,9 % und vom vermuteten Blinddarmkot 24,7 bzw. 27,6 %. Zwar ist die Trockensubstanz beim Blinddarmkot geringer, der Unterschied ist aber nicht signifikant. Infolge der Beobachtung der charakteristischen Kopfbewegung zum Anus und das Benagen eines vom Käfigboden genommen Kotkugelchens, kann man auch bei dieser Tierart von Koprophagie als besonderem Verhalten sprechen.

Tab. 7: Laborergebnisse Zwerghamster, normaler Kot

Proben-Nr.	Kot [g]	TS [%]	Ra [%]	Rp [%]
Z 1	6,53	57,5	in uS 7,5 in TS 13,1	in uS 17,4 in TS 30,3

Beim Zwerghamster konnte aufgrund der fehlenden charakteristischen Kopfbewegung sowie der fehlenden optischen Merkmale des gefressenen und des unbeachteten Kotes nur eine Kotart (normaler Kot) analysiert werden. Der normale Kot des dsungarischen Zwerghamsters enthält deutlich mehr Rohprotein als der vermutete Blinddarmkot des Degus (siehe Tabellen 4 und 7). Der Zwerghamster nimmt Kotkugelchen, die sich optisch nicht voneinander unterscheiden, vom Käfigboden wieder oral auf, betreibt also Koprophagie.

Zusammenfassend kann somit festgehalten werden, dass Degus und Chinchillas ihren Kot vom Anus aufnehmen und Koprophagie betreiben und Zwerghamster ihren Kot vom Käfigboden aufnehmen und somit auch Koprophagie betreiben.

5. Diskussion

Die Ergebnisse der Laboranalysen von Trockensubstanz, Rohasche und Rohprotein haben gezeigt, dass kein signifikanter Unterschied zwischen normalem Kot und vermutetem Blinddarmkot besteht. Dennoch konnte bei den Degus und Chinchillas eine besondere Bewegung beobachtet werden, die sie nutzen, um den Kot direkt vom Anus aufzunehmen. Die Überlegung, dass es sich bei jenem Kot, der durch diese bestimmte Bewegung aufgenommen wird, um Blinddarmkot handeln könnte, konnte jedoch durch die Laborergebnisse nicht bestätigt werden.

In der Literatur finden sich bisher keine vergleichbaren Laboruntersuchungen vom Kot des Zwerghamsters, Degus und Chinchillas. Es liegen jedoch sowohl Kot- als auch Blinddarmkotuntersuchungen vom Kaninchen vor. Darin belegen FRANK et al. (1950), dass im Blinddarminhalt von getöteten Kontrolltieren Caecotrophe vorhanden ist, obwohl diese oral keine aufnehmen konnten. Die Zusammensetzung und das Vorhandensein einer Caecotrophe sind somit nicht davon abhängig, ob dem Darmtrakt immer wieder neue Caecotrophe hinzugefügt wird. FRANK et al. (1950) zeigen durch Analysen des normalen Kotes und der Caecotrophe einen signifikanten Unterschied an anorganischen und organischen Substanzen. FRANK et al. (1950) untersuchten zusätzlich noch den Keimgehalt der Caecotrophe und des normalen Kotes. Die Unterschiede im Keimgehalt waren beachtlich.

Möglicherweise hätten also im Rahmen der vorliegenden Arbeit die Einbeziehung des Keimgehaltes sowie die Vitamin K- und Vitamin-B-Komplex-Konzentrationen des normalen Kotes und des vermuteten Blinddarmkotes auch beim Degu und Chinchilla weitere relevante Ergebnisse gezeigt. Für weitere Laboranalysen werden jedoch größere Mengen an Kot benötigt. Dies ist gerade bei der Gewinnung des Blinddarmkotes nicht einfach und nur mit viel Zeitaufwand und Geduld möglich.

DONNELLY u. BROWN (2004) beschreiben die Caecotrophe der Chinchillas als stickstoffreich und den normalen Kot als stickstoffarm. Da eine zu geringe Menge des vermuteten Blinddarmkotes der Chinchillas für eine Rohproteinbestimmung zur Verfügung stand, sind keine vergleichbaren Ergebnisse vorhanden. Allerdings sollte die Analyse des Stickstoffgehalts in zukünftigen Forschungsunterfangen in diesem Bereich Eingang finden.

Die im Rahmen dieser Arbeit durchgeführten Beobachtungen des dsungarischen Zwerghamsters bei dessen Kotalaufnahme haben gezeigt, dass das Tier, wenn es Koprophagie betreibt, die Kotkugelchen vom Käfigboden aufnimmt, gegensätzlich zu den Degus und Chinchillas, die den Kot direkt vom Anus aufnehmen. Diese Beobachtungen stimmen nicht ganz mit den Schilderungen von BROWN u. DONNELLY (2004) überein. BROWN u. DONNELLY (2004) beschreiben, dass nur Kaninchen den Blinddarmkot direkt vom Anus aufnehmen und andere Nagetiere den Kot vom Käfigboden aufnehmen.

KENAGY et al. (1999) belegen, dass ein Zusammenhang zwischen dem Fehlen des Futters und gesteigerter Koprophagie bei Degus besteht. Bei den vorgenommenen Beobachtungen zur Caecotrophie bzw. Koprophagie hatten die Tiere jedoch kontinuierlich Futter verfügbar. Ob sich das Koprophagieverhalten oder sogar die Laborergebnisse des Kotes durch den Futterentzug verändert hätten, wurde hier nicht studiert. Möglicherweise kann dies in zukünftigen Studien noch erforscht werden.

6. Zusammenfassung

Im Rahmen dieser Diplomarbeit wurde das Verhalten von dsungarischen Zwerghamstern, Degus und Kurzschwanzchinchillas hinsichtlich Caecotrophie bzw. Koprophagie studiert. Das Ziel war es, Kenntnis darüber zu erlangen, ob diese Tiere Koprophagie, Caecotrophie oder keines von beidem betreiben. Die Beobachtungen fanden in zwei Versuchsphasen statt. In Versuchsphase I trugen die Tiere Halskragen, um sie an der Aufnahme ihres Kotes zu hindern. In Versuchsphase II trugen die Tiere keine Halskragen mehr, sondern wurden für die Beobachtungszeiten in einstreulose Käfige gesetzt und dahingehend beobachtet, ob sie versuchen ihren Kot direkt vom Anus oder vom Käfigboden wieder aufzunehmen.

Die Beobachtungen zeigten, dass der dsungarische Zwerghamster Kot vom Käfigboden gefressen hat, also Koprophagie betreibt. Die Degus und Chinchillas wurden hingegen dabei beobachtet, wie sie mit einer charakteristischen, schnellen Bewegung den Kot direkt vom Anus aufgenommen haben. Durch leichtes Anstoßen mit der Hand konnte die Aufnahme verhindert werden und der Kot fiel zu Boden oder blieb am Anus kleben. Dieser vermutete Blinddarmkot glich morphologisch dem normalen Kot. Die Tiere konnten dennoch beide Kotarten voneinander unterscheiden: wurde den Degus bzw. Chinchillas ein vermuteter Blinddarmkot und ein normalen Kot angeboten, fraßen sie den vermuteten Blinddarmkot. Der Trockensubstanz-, Rohasche- und Rohproteingehalt vom normalen Kot und vermuteten Blinddarmkot war jedoch nicht erkennbar unterschiedlich, was auf Koprophagie schließen lässt. Ob ein Unterschied im Keimgehalt sowie im Gehalt an Vitaminen mit Co-Enzymfunktion besteht, wurde in der vorliegenden Arbeit nicht untersucht.

7. Summary

The aim of this thesis was to study the behaviour of the Djungarian dwarf hamster, the degu and the short-tailed chinchilla concerning coprophagy or cecotrophy. The animals were observed over a period of six weeks. In trial phase I they had to wear a collar. In trial phase II they were without collar. For the time of observing the animals stayed in cages without litter in order to find out whether they take up feces of the cage ground or directly from the anus.

The observation showed that the Djungarian dwarf hamster ate excrements from the cage ground, hence it practises coprophagy. However, the degus and chinchillas were observed doing a characteristic move and thereby ingested their feces directly from the anus. The intake could be inhibited by a quick and soft manual push. The feces fell down to the ground or stuck to the anus. The likely caecotroph looks morphologically like the normal feces. However the animals could differentiate both types of feces. When the degus or chinchillas were offered again the likely caecotroph and the normal feces, they ate the likely caecotroph. Nevertheless, the lab analysis of dry substance, raw ash and raw protein revealed no significant difference between likely caecotroph and normal feces and this is indicative of practising coprophagy. Differences in the concentration of microorganisms or vitamins with co-enzyme function are explicitly not part of this thesis.

8. Literaturverzeichnis

BJÖRNHAG, G. (1981b): zit. aus: Hirakawa, H. (2001): Coprophagy in leporids and other mammalian herbivores. *Mammal Rev.* **31**, 61–80.

BJÖRNHAG, G., SJÖBLOM, L. (1977): zit. aus: Hirakawa, H. (2001): Coprophagy in leporids and other mammalian herbivores. *Mammal Rev.* **31**, 61–80.

BROWN, C.J., DONNELLY, T.M. (2004): Rodent husbandry and care. *Veterinary Clinics of North America – Exotic Animal Practice* **7**, 201-225.

CARPENTER, J.W., KOLMSTETTER, C.M. (2000): Feeding Small Exotic Mammals. in: HAND, M. S. (2000): *Small animal clinical nutrition*. Mark Morris Institute, 4th edition, p. 957.

EBINO, K.Y. (1993): zit. aus: O'Malley, B. (2008): *Klinische Anatomie und Physiologie bei kleinen Heimtieren, Vögeln, Reptilien und Amphibien*. Urban und Fischer, München, 1. Auflage, S. 199.

EDEN, A. (1940): zit. aus: O'Malley, B. (2008): *Klinische Anatomie und Physiologie bei kleinen Heimtieren, Vögeln, Reptilien und Amphibien*. Urban und Fischer, München, 1. Auflage, S. 215.

FRANK, I., HADELER, U., HARDER, W. (1950): Zur Ernährungsphysiologie der Nagetiere. Über die Bedeutung der Coecotrophie und die Zusammensetzung der Coecotrophe. in: Bethe, A., Deuticke, H. J., v. Murralt, A., Rein, H.: *Pflüger's Archiv für die gesamte Physiologie des Menschen und der Tiere*. Springer, Berlin, 1. Auflage, Bd. 253, S. 173–180.

GONZALEZ, M. (1990): Topographie der Bauchhöhlenorgane beim Degu (*Octodon degus*, Molina 1782). Dissertation, Tierärztliche Hochschule Hannover, S. 47, 79.

GÖBEL, T. EWRINGMANN, A. (2005): *Heimtierkrankheiten*. Eugen Ulmer, Stuttgart, 1. Auflage, S. 28, 100–101, 119-120, 188–189.

HIRAKAWA, H. (2001): Coprophagy in leporids and other mammalian herbivores. *Mammal Rev.* **31**, 61–80.

HOLENTIUS, K., BJÖRNHAG, G. (1985): zit. aus: Hirakawa, H. (2001): Coprophagy in leporids and other mammalian herbivores. *Mammal Rev.* **31**, 61–80.

ISENBÜGEL, E., FRANK, W. (1985): *Heimtierkrankheiten*. Eugen Ulmer, Stuttgart, 1. Auflage, S. 71, 99–101.

KAMPHUES, J., COENEN, M., KIENZLE, E., PALLAUF, J., SIMON, O., ZENTEK, J. (2004): *Supplemente zu Vorlesungen und Übungen in der Tierernährung*. Schaper, Alfeld-Hannover, 10. Auflage, S. 20–21.

KENAGY, G.J., HOYT, D. F. (1980): zit. aus: Hirakawa, H. (2001): Coprophagy in leporids and other mammalian herbivores. *Mammal Rev.* **31**, 61–80.

KENAGY, G.J., VELOSO, C., BOZINOVIC, F. (1999): Daily rhythms of food intake and feces reingestion in the Degu, an herbivorous Chilean rodent: Optimizing digestion through coprophagy. *Physiological and Biochemical Zoology* **72**, 78 – 86.

MILLS, D.S. (2010): *The Encyclopedia of Applied Animal Behaviour and Welfare*. CABI Publishing, 1st edition, p. 141.

MOROT, C. (1882): zit. aus: Hirakawa, H. (2001): Coprophagy in leporids and other mammalian herbivores. *Mammal Rev.* **31**, 61–80.

OLSEN, H.M., MADSEN, H. (1944): zit. aus: Hirakawa, H. (2001): Coprophagy in leporids and other mammalian herbivores. *Mammal Rev.* **31**, 61–80.

SALOMON, F.–V., GEYER, H., GILLE, U. (2005): *Anatomie für die Tiermedizin*. Enke, Stuttgart, 1. Auflage, S. 736–737, 741.

WATSON, J.S. (1954): zit. aus: Hirakawa, H. (2001): Coprophagy in leporids and other mammalian herbivores. *Mammal Rev.* **31**, 61–80.

WOLF, P., SCHRÖDER, A., WENGER, A., KAMPHUES, J. (2003): The nutrition of the chinchilla as a companion animal – basic data, influences and dependences. *J. Anim. Physiol. a. Anim. Nutr.* **87** (2003), 129–133.