

Aus dem
Institut für Parasitologie
der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig

Zur Bedeutung von Endoparasiten bei Chamäleons
(Sauria: Chamaeleonidae) aus Wildfängen und Nachzuchten

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung des Grades eines
Doctor medicinae veterinariae (Dr. med. vet.)
durch die Veterinärmedizinische Fakultät
der Universität Leipzig

eingereicht von
Sandra Biallas
aus Köln

Leipzig 2013

Mit Genehmigung der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig

Dekan: Professor Dr. Manfred Coenen

Betreuer: Professor Dr. Arwid Dauschies

Gutachter: Professor Dr. Arwid Dauschies, Institut für Parasitologie Universität,
Leipzig

Professor Dr. Rüdiger Korb, Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und
Zierfische Ludwig-Maximilians-Universität München

Tag der Verteidigung: 08.10.2013

Inhaltsverzeichnis

1	Einleitung	1
2	Literaturübersicht.....	3
2.1	Chamäleons.....	3
2.1.1	Systematik und Taxonomie.....	3
2.1.2	Verbreitung.....	5
2.1.3	Biologische Besonderheiten.....	5
2.2	Endoparasiten des Chamäleons.....	10
2.2.1	Protozoa.....	10
2.2.1.1	Kokzidien	10
2.2.1.2	Kryptosporidien	15
2.2.1.3	Flagellaten	17
2.2.1.4	Ziliaten	18
2.2.2	Helminthen.....	19
2.2.2.1	Nematoden	20
2.2.2.2	Zestoden.....	30
2.2.2.3	Trematoden.....	32
3	Material und Methoden	35
3.1	Untersuchungsmaterial.....	35
3.1.1	Probengewinnung	35
3.1.2	Lagerung und Transport von Untersuchungsmaterial.....	35
3.1.3	Terraristisch bedeutsame Arten	36
3.2	Untersuchungstechnik/ -methode.....	37
3.2.1	Koproskopie	37
3.2.1.1	Nativuntersuchung.....	38
3.2.1.2	Kombiniertes Sedimentations-Flotationsverfahren	38
3.2.1.3	Sporulation der Oozysten	39
3.2.1.4	Auswertung der Kotuntersuchungen.....	39
3.2.2	Sektionen	40
3.2.3	Sammeln und Fixieren von Parasiten	42
3.2.3.1	Kokzidien	42
3.2.3.2	Helminthen.....	42
3.2.4	Herstellung von histologischen Dauerpräparaten	42
3.2.4.1	Hämatoxylin-Eosin- (HE-) Färbung.....	43
3.2.4.2	Eindeckeln der Präparate	43
3.2.5	Weitere Untersuchungsmethoden.....	43
3.2.5.1	Blutausstriche	43

3.2.5.2	Lichtmikroskopische Untersuchung	43
3.2.6	Spezielle Färbungsverfahren	43
3.2.6.1	Karbolfuchsin-Färbung (nach Heine)	43
3.2.6.2	May-Grünwald/ Giemsa- (MGG) Färbung	44
3.2.6.3	Ziehl-Neelsen-Färbung	44
3.2.7	Differenzierung von Kokzidien	44
3.2.8	Mikroskop, Aufnahmeverfahren, Messung	45
3.2.9	Auswertung der erhobenen Daten, Statistik, Software	45
3.2.10	Fragebogenauswertung	45
4	Ergebnisse	47
4.1	Anzahl und Herkunft der Kotproben	47
4.2	Ergebnisse der Koproskopie	49
4.2.1	Nachweis von Endoparasiten	49
4.2.2	Protozoen	51
4.2.2.1	Kokzidien	51
4.2.2.2	Flagellaten	55
4.2.2.3	Ziliaten	57
4.2.3	Helminthen	57
4.2.3.1	Nematoden	57
4.2.3.2	Digenea	61
4.2.4	Polyinfektionen	63
4.3	Sektionen	66
4.3.1	Protozoen	66
4.3.1.1	Kokzidien	66
4.3.1.2	Flagellaten	68
4.3.2	Helminthen	69
4.3.2.1	Nematoden	69
4.3.2.2	Digenea	74
4.3.2.3	Zestoden	74
4.3.3	Mischinfektionen	75
5	Diskussion	78
5.1	Protozoen	79
5.1.1	Kokzidien	79
5.1.2	Flagellaten	85
5.1.3	Ziliaten	86
5.2	Helminthen	87
5.2.1	Nematoden	87

Inhaltsverzeichnis

5.2.1.1 Oxyuriden.....	87
5.2.1.2 Askariden/Heterakiden.....	90
5.2.1.3 <i>Rhabdias</i> spp.	95
5.2.1.4 <i>Strongyloides</i> spp.	96
5.2.1.5 Spirurida.....	92
5.2.1.6 Filarien	93
5.2.2 Digenea.....	99
5.2.3 Zestoden	97
5.2.4 Mischinfektionen	102
6 Zusammenfassung.....	105
7 Summary	107
8 Literaturverzeichnis	109
9 Abbildungsverzeichnis	126
10 Tabellenverzeichnis	128
11 Anhang	129
12 Danksagung.....	158

Abkürzungsverzeichnis

Abb.	Abbildung
AK	Antikörper
Ag	Antigene
Aqua dest.	Aqua destillata
B.	<i>Bradypodion</i>
C.	<i>Cryptospridium</i>
CE.	<i>Choeleoeimeria</i>
Ch.	<i>Chamaeleo</i>
CITES	Convention on International Trade in Endangered Species
ELISA	<i>Enzyme Linked Immunosorbent Assay</i>
F.	<i>Furcifer</i>
GIT	Gastro-Intestinal-Trakt
IFAT	Indirekter Immunfluoreszenz-Antikörper-Test
juv.	juvenil
männl.	männlich
MGG	May-Grünwald-Giemsa
µm	Mikrometer
NZ	Nachzucht
OpG	Oozystenanzahl pro Gramm Kot
PCR	Polymerase-Chain-Reaction
SI	Shape-Index
SSU	rDNA small subunit ribosomal RNA gene
Tab.	Tabelle
T.	<i>Trioceros</i>
ÜF	Überfamilie
weibl.	weiblich
WF	Wildfang
ZN	Ziehl-Neelsen

1 Einleitung

Die Haltung von Reptilien in menschlicher Obhut hat in den letzten Jahren an Popularität zugenommen. Die Verschiedenartigkeit der gehaltenen Reptilien verlangt von praktizierenden Tierärzten ein immer größeres Wissen über deren Krankheiten und die entsprechenden Behandlungsmethoden.

In dieser Studie werden Chamäleons behandelt, da unter den zahlreichen im Terrarium gehaltenen Reptilien diese Tiere schon immer eine ganz besondere Stellung eingenommen haben. In den letzten Jahren hat ihre Bedeutung als Terrarienfleglinge stark zugenommen, nicht zuletzt deswegen, weil ihre Pflege optimiert werden konnte. In der Vergangenheit galten viele Arten als unhaltbar oder sehr schwierig zu pflegen, da die Lebensräume und Lebensweisen der einzelnen Chamäleonarten nur wenig erforscht waren. In den letzten 10 bis 15 Jahren ließen sich immer mehr Haltungs- und Pflegeprobleme lösen, was sich positiv auf die Anzahl der in Terrarien gehaltenen und sich reproduzierenden Tiere auswirkte. Da Chamäleons inzwischen häufig als Nachzuchten erhältlich sind, geschieht es des Öfteren, dass ein vermeintlich parasitenfreies und scheinbar gesundes Chamäleon erworben wird, welches nach mehr oder weniger langer Zeit plötzlich erkrankt oder ohne ersichtlichen Grund verstirbt.

Bis heute sind die Kenntnisse über den Befall der Chamäleons mit Parasiten und besonders über den Befall mit Kokzidien und Helminthen fragmentär. Es liegt Literatur vor, die sich mit Erstbeschreibungen von Parasiten von Chamäleons und teilweise deren Therapiemöglichkeiten, der Taxonomie und der Ökologie bestimmter Parasiten beschäftigt (THOMAS et al. 1996, BOLETTE 1998, MODRY et al. 2000, 2001a, b, SZELL et al. 2001, IRIZARRY-ROVIRA et al. 2002). Ebenfalls gibt BRYGOO (1963) einen Überblick über Parasiten bei madagassischen Chamäleonarten, andere Chamäleonarten bleiben jedoch unberücksichtigt. MODRY et al. (1995, 1997, 2000, 2001a, b, 2004, 2005, 2006) untersuchte in mehreren Studien das Vorkommen und morphologische Charakteristika von Kokzidien bei Chamäleons. Doch bleiben zum größten Teil ausführliche Berichte über Mischinfektionen sowie klinische und pathologische Veränderungen aufgrund von Endoparasiten in der Literatur nach eigenem Kenntnisstand weitgehend unberücksichtigt (MODRY et al. 1997, MODRY et al. 2000, 2001a, b, IRIZARRY-ROVIRA 2002, MODRY und SLOBODA 2004, MODRY und JIRKU 2006, LHERMITTE-VALLARINO 2009).

PANTCHEV (2008) führte eine Studie zur Prävalenz von Endoparasiten bei Reptilien in menschlicher Obhut durch. Allerdings wertete er nur koproskopische Ergebnisse aus, ohne die Klinik oder die histopathologischen Auswirkungen zu untersuchen. Auch blieben im Gegensatz zur vorliegenden Studie das Alter, die Herkunft, das Geschlecht und die Art der untersuchten Tiere unerwähnt.

Ziel dieser Dissertation ist es, im Bezug auf verschiedene Chamäleonarten den Befall mit Protozoen unter besonderer Berücksichtigung der Kokzidien und mit Helminthen zu untersuchen.

Nach einem kurzen Überblick über Chamäleons wird eine Übersicht über die bis jetzt bei Chamäleons vorgefundenen Endoparasiten gegeben. Die eigenen Untersuchungen befassen sich mit dem Nachweis von Parasiten mittels koproskopischer Untersuchung. Zudem werden klinische und pathologische Veränderungen im Zusammenhang mit dem Vorfinden von Endoparasiten besprochen.

2 Literaturübersicht

2.1 Chamäleons

2.1.1 Systematik und Taxonomie

Chamäleons gehören zur Klasse der Kriechtiere (Reptilia). Die rezente Klasse der Reptilien wird in die Ordnungen Crocodylia (Panzerechsen), Chelonida (Schildkröten), Rhynchocephalia (Brückenechsen), und Squamata (Schuppenkriechtiere: Echsen und Schlangen) unterteilt (Abb.1).

Die Ordnung der Squamata bildete sich vor ca. 195 Millionen Jahren heraus. Diese Ordnung wird ihrerseits in zwei Unterordnungen unterteilt (SCHMIDT 1999). Dazu gehört die Unterordnung der Echsen (Sauria), mit der Zwischenordnung der leguanartigen Echsen (Iguania). Aus ihr bildete sich dann im Laufe der Zeit die Familie der Chamaeleonidae heraus. Der Ursprung dieser Gruppe liegt ca. 60 Millionen Jahre zurück (KLAVER und BÖHME 1986, HOFMAN et al. 1991). Mehr als 130 Spezies der Chamaeleonidae wurden bisher nach morphologenetischen Ursprüngen beschrieben.

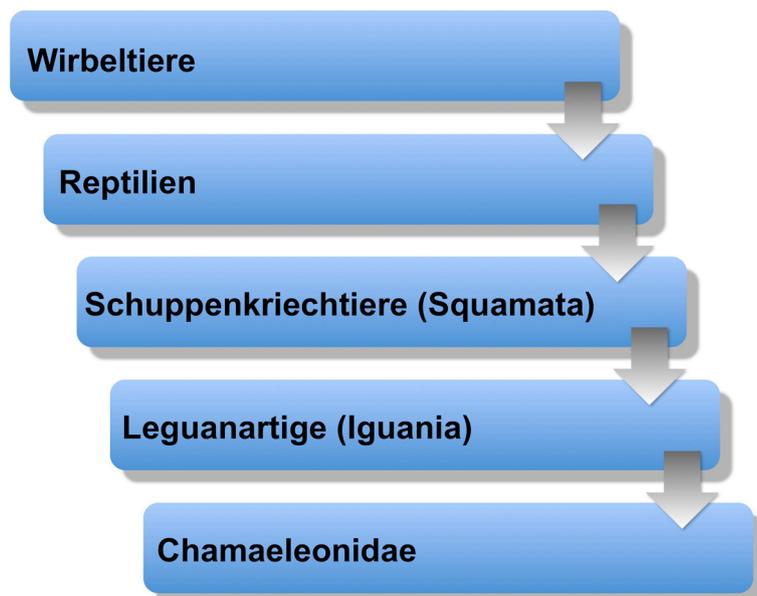


Abbildung 1: Überblick zur systematischen Einordnung der Chamaeleonidae, modifiziert nach KLAVER und BÖHME (1986, 1997)

Nach KLAVER und BÖHME (1986) unterteilt sich die Familie der Chamäleons in zwei Unterfamilien: Die Echten Chamäleons (Chamaeleoninae) und die Stummelschwanzchamäleons (Brookesiinae). Sie differenzierten die einzelnen Tiere anhand der Struktur ihrer Hemipenes und des Aufbaues ihrer Lungen (BÖHME und KLAVER 1980, 1981, KLAVER 1981). Aber auch äußere morphologische Übereinstimmungen und Unterschiede, wie z.B. die Ausbildung von Hörnern und Schnauzenfortsätzen, die Art der Beschuppung, die Ausbildung von Rücken- und Schwanzsegeln, das Schwanz-Körper-Verhältnis, wurden zur morphologischen Gegenüberstellung herangezogen (BÖHME und KLAVER 1981, KLAVER 1981).

Die Stummelschwanzchamäleons unterteilen sich in die beiden Gattungen *Brookesia* und *Rampholeon*. Diese Unterscheidung ist noch fraglich, da die Ergebnisse verschiedener Untersuchungen eine direkte Verwandtschaft zwischen den madagassischen mit den kontinentalen Vertretern unwahrscheinlich machen (RASELIMANANA und RAKOTOMALALA 2003). Aktuell ist die Gattung *Rhampholeon* in zwei Gattungen, *Rhampholeon* und *Rieppelleon*, und in zwei Untergattungen, nämlich *Rhampholeon* (*Rhampholeon*) und *Rhampholeon bicuspis* aufgeteilt worden (MATTHEE et al. 2004).

Die zweite Unterfamilie der Chamaeleoninae umfasst die Gattungen *Bradypodion*, *Chamaeleo*, *Calumma* und *Furcifer* (Abb.2).

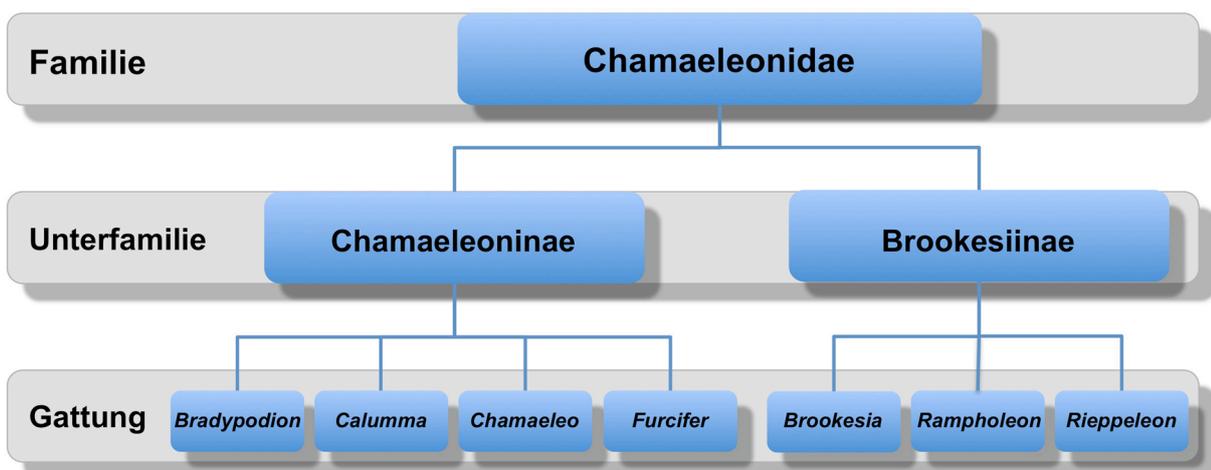


Abbildung 2: Systematische und taxonomische Einteilung von Chamäleons, modifiziert nach KLAVER und BÖHME (1986, 1997)

2.1.2 Verbreitung

Ihren Ursprung haben Chamäleons in Afrika. Ihre Vielfalt entstand in Westafrika und Madagaskar, wo die Hauptverbreitungsgebiete der rezenten Chamäleons liegen. Aber auch im Mittelmeergebiet, in Indien und Sri Lanka, der Türkei und auf der arabischen Halbinsel sind sie zu finden (HILLENIOUS 1966, NECAS 2010). Während die Stummelschwanzchamäleons (*Brookesia*) nur auf Madagaskar vorkommen und die Erdchamäleons (*Rampholeon*) nur im Äquatorialgürtel Afrikas anzutreffen sind, kommen die Echten Chamäleons (Chamaeleonidae) in allen oben genannten Gebieten vor (NECAS 2010).

Der Lebensraum der Unterfamilien variiert sehr. Während die Echten Chamäleons Busch- und Baumbewohner sind, bevorzugen Erd- bzw. Stummelschwanzchamäleons eher die Laub- und Krautschicht bzw. den Erdboden als Lebensraum (HENKEL 1993). Zusätzlich haben die Tiere vielerlei unterschiedliche Ökozonen erschlossen. Dadurch ist es schwierig, einer bestimmten Art einen eindeutigen Lebensraum zuzuordnen, da sich innerartliche Unterschiede im Hinblick auf den Lebensraum über Jahrtausende herausgebildet haben. Dabei treten große Differenzen in den Ansprüchen an die Luftfeuchtigkeit und die Umgebungstemperatur auf. Eine detaillierte Darstellung der in dieser Arbeit häufiger untersuchten Chamäleons ist Anhang A1 zu entnehmen.

2.1.3 Biologische Besonderheiten

Chamäleons differenzieren sich morphologisch in vielerlei Hinsicht von anderen Echsengruppen. Sie werden als physiophren bezeichnet, d.h. sie können in ihrer Körperform stark variieren. Zwischen den verschiedenen Arten zeigen sie starke Differenzen in ihrer Körpergröße, vom *Brookesia micra*, welches eine Körpergröße von 16 mm aufweist (GLAW et al. 2012) bis zum *F. oustaleti* welches eine Gesamtkörperlänge von 70 cm erreichen kann (MOCQUARD 1894).

Die zum großen Teil baumbewohnenden (arborikolen) Chamäleons sind latero-lateral abgeflacht. Der Schädel ist hoch und schmal, die Gesichtsregion kurz. Da die Zähne von Chamäleons auf dem Kieferrand fixiert sind und verloren gegangene Zähne im

Kiefer nicht nachwachsen, gehören sie zur Gruppe der Akrodonta (ROMER 1997, O'MALLEY 2008).

Je nach vorliegender Chamäleon-Art und Geschlecht (sexueller Dimorphismus) ist das Tier mit Hörnern, einem Kamm und Tuberkeln ausgestattet. Der Gesamtkörper ist komprimiert und kurz. Chamäleonfüße sind hervorragend an eine arborikole Lebensweise adaptiert (ROMER 1997). Ihre pinzettenartigen Greiffüße sind zygodaktyl, d.h. dass ihre Zehen zusammengewachsen sind und sich in 2-er und 3-er Gruppen gegenüberstehen (O'MALLEY 2008). Sie sind wie Greifzangen, die zusammen mit Krallen und den der Haftlamellen von Geckos ähnlichen Strukturen an den Fußunterseiten einen sehr guten Halt gestatten (SCHLEICH und KÄSTLE 1979). Bei Echten Chamäleons erfüllt der Schwanz die Eigenschaft des zusätzlichen Greifens, wohingegen er bei Erdchamäleons diesbezüglich von geringerer Bedeutung ist. Hier dient er eher der Abstützfunktion und ist im Gegensatz zu den Schwänzen der Baumbewohner unbeweglich (O'MALLEY 2008, NECAS 2010).

Der lateral abgeflachte Körper kann zum einen durch das Befüllen der Lunge mit Luft und zum anderen durch das Aufstellen der Dornfortsätze stark vergrößert werden. Diese Eigenschaft dient der Thermoregulation wie auch dem Droh- und Balzverhalten (LUTZMANN 2007).

Die Haut von Reptilien ist sehr drüsenarm (HÄFELI und SCHILDGER 1995). Sie ist stark verhornt und besteht entweder aus Hornplatten oder Hornschuppen. Durch eine dünne Lipidschicht unter dem Keratin wird der Verlust von Wasser vermieden (LILLYWHITE und MADERSON 1982). Während der Ekdysis, dem Häutungsprozeß, von Reptilien replizieren sich die Zellen der Intermediärschicht und bilden eine neue dreischichtige Epidermis. Die alte Haut wird abgestreift und das neue Epithel härtet aus (O'MALLEY 2008). Eine besondere Eigenschaft der Haut von Chamäleons ist der intensive Farbwechsel. Der Farbwechsel dient nicht wie häufig vermutet der Tarnung (KÄSTLE 1967, 1982). Er wirkt sowohl bei der Kommunikation, als auch der Temperaturregulierung mit (BELLAIRS 1969). Chamäleons signalisieren über Farbwechsel z.B. Trächtigkeit, Unwohlsein, Aggression und Stress. Da Reptilien poikilotherm sind, sind sie auf äußere Wärmequellen und ihre Farbgebung angewiesen. Für die verschiedenen

Färbungen sind drei spezielle Hautzelltypen, die Chromatophoren, verantwortlich, die in drei Schichten zwischen der Dermis und der Epidermis liegen (O'MALLEY 2008).

Sehr speziell sind auch die Augen von Chamäleons. Sie stehen kuppelartig hervor und sind unabhängig voneinander beweglich. Sie können sich in der Horizontalen um ca. 180°, in der Vertikalen um ca. 90° bewegen (NECAS 2010). Die Kornea ist von schuppenartigen Augenlidern umschlossen, welche bis auf eine kleine Öffnung, die nur das Linsensystem frei lässt, miteinander verschmolzen sind (O'MALLEY 2008). Chamäleons haben den besten Sehsinn unter den Reptilien (BELLAIRS 1969). Dorsal auf der Medianlinie des Kopfes liegt das Parietalaug. Es besteht aus einem degenerierten Auge mit Linse und Retina (O'MALLEY 2008) und steht mit der Zirbeldrüse in Verbindung. Deren Funktion liegt vermutlich in der Thermoregulation, Reproduktion und in der Absorption von UV-Strahlung (EVANS 1986).

Das Herz liegt auf der Höhe des Schultergürtels (Abb.3). Mit Ausnahme des Krokodils ist das Herz von Reptilien mit zwei Atrien und einem unvollständig septierten Ventrikel ausgestattet (HÄFELI und SCHILDGER 1995, O'MALLEY 2008). Dadurch können sie zum einen sowohl ihre Thermoregulation vollziehen, als auch im Bedarfsfall über längere Zeit das Atmen unterbrechen. Dies vollziehen sie, indem sie den Blutfluss zur Lunge ermöglichen oder diesen Lungenkreislauf einfach umgehen. Zusätzlich besitzen Reptilien einen Nierenfortaderkreislauf (O'MALLEY 2008).

Chamäleons atmen über Ausdehnung und Kontraktion der Interkostalmuskulatur, welche von der Bauch- und Rumpfmuskulatur unterstützt wird. Die Lunge von Chamäleons ist wenig gekammert. Sie haben eine feinere Unterteilung und bei einigen kommen kaudal große luftsackähnliche Strukturen vor. Reptilien wie das Chamäleon besitzen kein Diaphragma (HÄFELI und SCHILDGER 1995).

Alle Reptilien weisen im Mundhöhlendach das Jakobsonsche Organ auf. Es ist ein zusätzliches Vomeronasalorgan, welches der olfaktorischen Wahrnehmung dient und wichtig für die Paarung und die Futterraufnahme ist (O'MALLEY 2008).

Eine weitere Besonderheit ist die Zunge, die den Beutefang auf großer Distanz ermöglicht. Sie kann blitzartig hervorschnellen und umfasst mindestens die 2-fache

Rumpflänge des Tieres (HERREL et al. 2000, LIEM et al. 2001). Der gesamte Schussapparat ist kompliziert aufgebaut und besteht aus einem Zungenbein, einer Längs- und einer Ringmuskulatur. Durch die kontrahierte Längsmuskulatur wird die Zunge über dem *Processus entoglossus*, dem Lingualausläufer, welcher eine Erweiterung des Zungenbeins darstellt, herangezogen (DISCHNER 1958). In Ruhephasen befindet sich die Zunge in Falten gelegt am Maulgrund (O'MALLEY 2008).

Der Magen ist einhöhlig und schlauchförmig, relativ klein und sezerniert Salzsäure, um die Beute aufzuschließen (Abb.3). Insektivore Reptilien besitzen chitinolytische Enzyme, welche vom Magen und dem Pankreas produziert werden, um das Exoskelett von Insekten aufzuschließen und somit die Beute verdauen zu können. Dem Magen schließt sich ein kurzer Dün- und Dickdarm an. Die große Leber besitzt bei Chamäleons eine Gallenblase. Billiverdin ist das Hauptgallepigment, da Reptilien das Enzym Billiverdinreduktase nicht besitzen (O'MALLEY 2008).

Die Kloake besteht aus dem Koprodaeum (vordere Kammer), welche den Kot sammelt, dem Urodaeum (mittleren Kammer), in das die Harnleiter und der Legedarm münden und dem Proktodaeum (hintere Kammer), in dem sich alle auszuscheidenden Stoffe zuvor sammeln. Die Nieren von Reptilien liegen als Metanephros vor. Sie liegen retroperitoneal innerhalb des Beckenkanals im dorsocaudalen Zölon (Abb.3). Von ihnen fließt ein kurzer Urether nach kaudal und mündet auf einer Papille im Urodaeum (O'MALLEY 2008). Es existiert keine echte Harnblase als Harnleiterdivertikel, sondern eine Blase als Enddarterweiterung (HÄFELI und SCHILDGER 1995). Der Harn von Chamäleons besteht hauptsächlich aus wasserunlöslicher Harnsäure, welche in der Kloake weiße pastöse Urate bildet. Somit unterliegen Chamäleons durch das Ausscheiden von Harnsäure keinem erheblichen Wasserverlust (O'MALLEY 2008).

Männliche Chamäleons besitzen einen paarigen Hemipenis, der kaudal der Kloake liegt und in zwei Taschen eingestülpt ist. Die Gonaden liegen intraabdominal (HÄFELI und SCHILDGER 1995).

Der Großteil der Chamäleonarten ist ovipar und sie legen Eier, in welchen der Embryo noch unterentwickelt ist. Gelegegrößen in freier Natur bewegen sich zwischen 3 und 15 Eiern. Nach mehreren Tagen bis Monaten schlüpfen dann die jungen Chamäleons.

Zuvor graben die weiblichen Tiere diese zum Bebrüten in den Bodengrund ein (O'MALLEY 2008). Bei Arten aus kühleren Habitaten, in denen der Boden nicht die nötige Wärme zum Bebrüten der Eier bietet, dominiert die Viviparie (NECAS 2010).

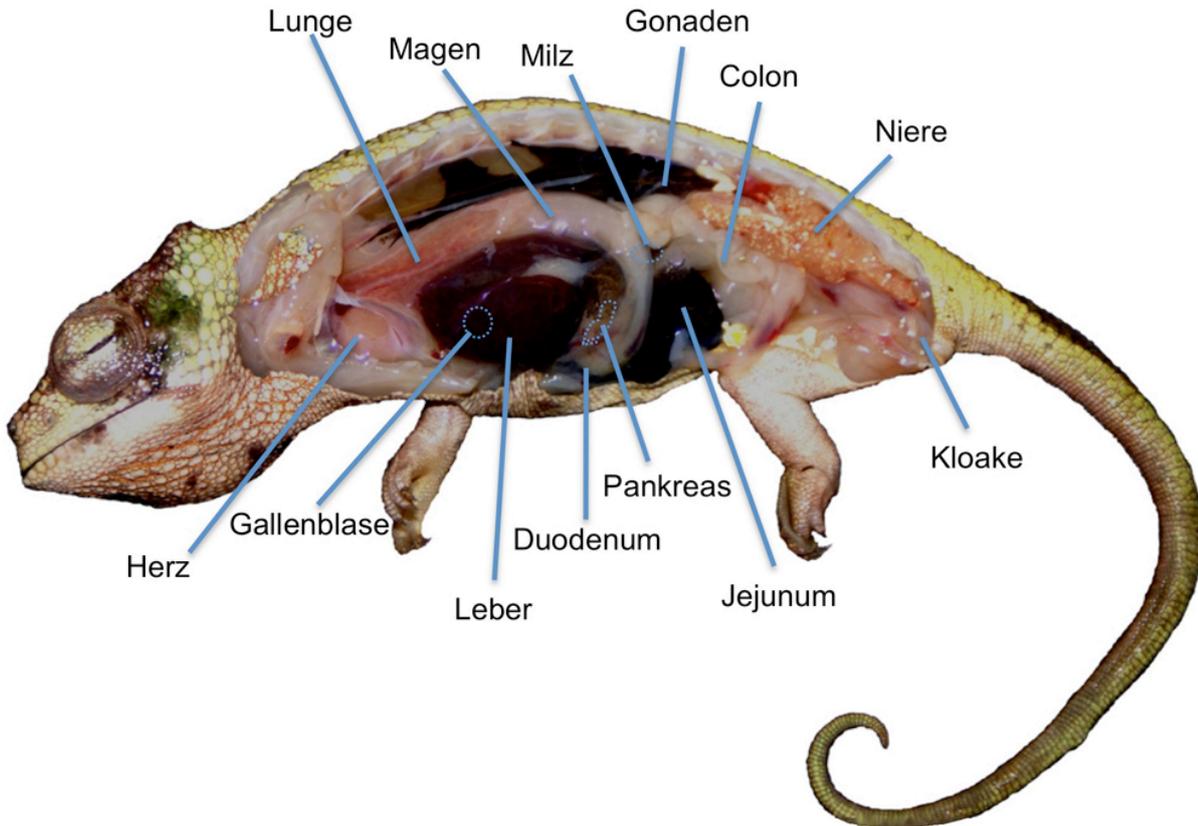


Abbildung 3: Lateralansicht der Organe eines Chamäleons

2.2 Endoparasiten des Chamäleons

2.2.1 Protozoa

2.2.1.1 Kokzidien

Die Taxonomie von Kokzidien ist bei Reptilien bisher umstritten (JIRKU et al. 2002, KOPECNA und MODRY 2007, MODRY 2007). Nach morphologischen und molekularbiologischen Untersuchungen bestehen enorme Unterschiede zwischen Kokzidien der Poikilothermen und denen der Warmblüter (JIRKU et al. 2002, PANTCHEV 2005). Besonders die Exzystationsstrukturen sind eine wichtige Eigenschaft in Bezug auf die Klassifikation von Kokzidien (BOX et al. 1980). In der Familie Eimeriidae, welche zum Unterstamm Apicomplexa gehört, zeigen monoxene Kokzidien der Gattungen *Eimeria* Schneider, 1875 sensu lato und *Isospora* Schneider, 1881, als sehr häufig bei Reptilien diagnostizierte Protozoen, eine erhebliche Vielfalt (BARNARD und UPTON 1994, GREINER 2003). Neben der Familie Eimeriidae wurden Kokzidien von Poikilothermen, die unter anderem keine Stieda-Körperchen, sondern eine Naht zwischen zwei Schalen in der Oozystenwand zum Exzystieren nutzen, als *Eimeria-artige* benannt (JIRKU et al. 2002).

PAPERNA und LANDSBERG (1989) postulieren *Choleoeimeria* und *Acroeimeria* als eigene Gattungen, andere Wissenschaftler lehnen dies ab (TELFORT 1971, UPTON et al. 1990, MODRY et al. 2000, 2001). Dabei berücksichtigen PAPERNA und LANDSBERG (1989) vor allem auch den "Formindex" von 1.5- 1.8 der vorgefundenen Oozysten. JIRKU et al. (2002) bestätigen die von PAPERNA und LANDSBERG (1989) vorgenommene taxonomische Einteilung von *Choleoeimeria* spp. als eigene Gattung durch molekulare Untersuchungen anhand der SSU rDNA, und die von JIRKU et al. (2002) in der Gallenblase vorgefundenen endogen sporulierten Oozysten von *Choleoeimeria* spp. entsprachen morphologisch keiner zuvor beschriebenen Gattung.

Es wurden bisher 7 *Isospora*-Spezies und 9 *Eimeria* sensu lato bzw. *Eimeria-ähnliche* Spezies in der Familie Chamaeleonidae beschrieben (SERGENT 1902, MODRY und KOUDELA 1995, MODRY et al. 1997, 2000, 2001 a, b, SLOBODA und MODRY 2006). Die vier *Eimeria*- bzw. *Eimeria-ähnlichen* Spezies *Choleoeimeria bohemiai*, *Choleoeimeria largeni*, *Choleoeimeria tilburyi* und *E. hajeki* stammen von ostafrikanischen Chamäleons (Anhang A2). Die anderen vier Spezies von (*Choleo*-) *Eimeria* wurden bei Chamäleons aus Madagaskar beschrieben: *Choleoeimeria glawi*, *E. vencesi*, *E. worthi*,

Choleoeimeria brookesiae (MODRY et al. 2001b) *Choleoeimeria hirbayah* wurde bei Nachzuchten von Jemenchamäleons aufgefunden (SLOBODA und MODRY 2006).

Kokzidien sind sowohl in der Natur als auch in Terrarienhaltung weit verbreitet (MODRY UND SLOBODA 2007). PANTCHEV (2006) berichtet über einen hohen Durchseuchungsgrad in freier Wildbahn. Das breiteste Spektrum von Kokzidien kommt bei Echsen, gefolgt von Schlangen vor (GREINER 2003). Von Kokzidiosen in menschlicher Obhut gehaltener Tiere sind besonders häufig Agamen, Chamäleons und Geckos betroffen (PANTCHEV 2006). GREINER und MADER (2006) postulieren, dass Kokzidien von Reptilien wirtsspezifisch sind.

Kokzidien haben einen direkten Lebenszyklus (REICHENBACH-KLINKE 1963, LAINSON 1992, PANTCHEV 2006). Mit Ausnahme von *Choleoeimeria* spp., welche das Gallenblasenepithel besiedeln, befallen Kokzidien vorwiegend die Enterozyten des Magen-Darm-Traktes (REICHENBACH-KLINKE 1963, MODRY et al. 2000, 2001, SLOBODA und MODRY 2006).

Nach Befall einer Wirtszelle durch Aufnahme der sporulierten Oozyste, die infektiöse Sporozoitien enthält, vollziehen sie eine ungeschlechtliche Vermehrung in Form einer Schizogonie bzw. Merogonie (Vielteilung der Mutterzelle) (PELLERDY 1965, ECKERT et al. 2005). Die Zahl der ungeschlechtlichen Vermehrungszyklen ist für jede Kokzidienart spezifisch. Dabei zerstören die Erreger die Wirtszelle. *Isospora* spp. und wenige *Eimeria* spp. von Reptilien nutzen Stieda-Körperchen als Exzystationsstrukturen. Beim Exzystieren von *Eimeria-artigen* „platzen“ die Sporozysten an der Naht von zwei Schalen auf und die Sporozoitien können die Sporozyste verlassen (SLOBODA und MODRY 2006). Die entstehenden Merozoiten schwärmen aus, um die nächsten Wirtszellen zu infizieren und der Vorgang wiederholt sich bis zur sexuellen Entwicklungsphase, der Gamogonie (PELLERDY 1965, ECKERT et al. 2005). Hier erfolgen die Bildung von Gameten und der Befruchtungsvorgang, der mit der Vereinigung der Gametenkerne zum Zygotenkern endet. Die befruchtete weibliche Zelle umgibt sich mit einer Hülle und wird zur Oozyste. In der Phase der Sporogonie werden die Oozysten mit dem Kot des Wirtes ausgeschieden (MODRY und KOUDELA 1995, MODRY et al. 2000, 2001).

Kokzidien sind obligat pathogen für Reptilien (GREINER und MADER 2006) und gehören zu ihren häufigsten und bedrohlichsten Infektionserregern (SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Die hohe Prävalenz und Befallsstärke von Kokzidien freilebender und/oder als Wildfänge importierter Chamäleons mag die hohe Mortalität dieser Tiere unter Terrarienbedingungen kurz nach dem Import erklären (MODRY et al. 2000).

Die Infektion mit Kokzidien erfolgt über die orale Aufnahme sporulierter Oozysten durch kontaminiertes Wasser oder Futter (LAINSON 1992). Ältere Tiere scheiden oft große Mengen von Oozysten aus, ohne dass es zu klinischen Symptomen kommt. Auf diese Weise entsteht ein starker Infektionsdruck im Terrarium. So können sich junge Tiere durch Aufnahme vieler Oozysten aus der Umgebung infizieren und anschließend schwer erkranken (PANTCHEV 2006).

Nur eine kleine Anzahl von mit Kokzidien infizierten Tieren zeigt Symptome. Besonders unter Jungtieren sind jedoch Verluste häufig (MODRY UND SLOBODA 2007). Des Weiteren berichten ZWART und SASSENBURG (2005), dass der Befall mit Kokzidien bei Echsen zu Anorexie, Kachexie, Enteritis, Diarrhö und schließlich zum Tode führen kann. LAINSON (1992) berichtet, dass die meisten Eimeriiden in der Natur ihren Wirten nicht schaden. Erst wenn es zu massiver Infektion kommt, kann es zu schweren Kokzidiosen kommen.

Die Gattung *Isospora* spp. parasitiert sowohl bei homoiothermen als auch bei poikilothermen Wirten (PANTCHEV 2006). *Isospora* spp. wird bei Agamen und Chamäleons sehr häufig diagnostiziert und besitzt Stieda-Körperchen (REICHENBACH-KLINKE 1963, KOPECNA und MODRY 2005) (Anhang A2). Ihre Oozysten weisen je zwei Sporozysten auf (Abb.4), wobei je eine Sporozyste vier Sporozoiten beinhaltet (LAINSON 1992). Die Oozysten von *Isospora* spp. sind sphärisch bis kugelförmig und werden von einer einschichtigen Kapsel umhüllt (KOPECNA und MODRY 2005).

MODRY und KOUDELA (1995) stellten fest, dass *Isospora jaracimrmani* beim Jemenchamäleon (*Chamaeleo calyptrotus*) weit verbreitet und wirtsspezifisch ist. Ihre Oozysten sporulieren innerhalb von 24 Stunden. Bei älteren Tieren kann der Befall mit *Isospora* spp. zu einer chronischen Erkrankung führen. Die Tiere sind aufgrund von Diarrhö dehydriert. Durch die mangelhafte Durchblutung der Nieren kann der Tod durch

Nierenversagen eintreten (SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Pathologische Veränderungen sind mit Hyperplasie und zuletzt dem Verlust von Epithelschleimhaut und Enterozyten verbunden (LADDS 1995, MODRY und KOUDELA 1995, GREINER 2003, MODRY und SLOBODA 2007). So verursacht *Isospora jaracimrmani* beim Jemenchamäleon milde bis starke Läsionen des intestinalen Epithels mit nachfolgender Enteritis und ist sehr pathogen für Juvenile im Alter von drei bis fünf Monaten (MODRY und KOUDELA 1995, KOPECNA und MODRY 2007). Die Präpatenz beträgt bei *Isospora* spp. 3 Wochen (PANTCHEV 2006).

Die Gattung *Eimeria* sensu lato Schneider, 1875 besitzt vier Sporozysten mit je zwei Sporozoiten (REICHENBACH-KLINKE 1963). Ihre äußerliche Form variiert von zylinder- bis kugelförmig (MODRY et al. 2001). Typisch ist eine dünne Oozystenwand. Stieda-Körperchen, welche bei Homiothermen dem Exzystieren dienen (ECKERT et al. 2005, PANTCHEV 2006), fehlen bei den meisten Eimerien der Poikilothermen (Anhang A3). Somit wird hier von *Eimeria*-artigen („*Eimeria*-like“) Organismen gesprochen (PAPERNA 1995, JIRKU et al. 2002, KOPECNA und MODRY 2007). Ihre Sporozystenhülle besteht aus zwei Schalen, die über eine Naht miteinander verbunden sind und das Verlassen der Sporozyste gewähren (JIRKU et al. 2002, SLOBODA und MODRY 2006). Auch fehlen echte Hüllbildungskörper (JIRKU et al. 2002). LAINSON (1992) berichtet, dass *Eimeria* spp. strikt wirtsspezifisch sind.

Choleoeimeria spp. wurden beim Jemenchamäleon (*Chamaeleo calyptratus*), Zweihornchamäleon (*Bradypodion taveitanum*), bei der chinesischen Bergagame (*Japalura splendida*), der Kragenechse (*Chlamydosaurus kingii*), beim Berberskink (*Eumeces schneideri*), bei der grünen Wasseragame (*Physignathus cocincinus*), beim Halsbandleguan (*Crotaphytus collaris*) und bei einem Python (*P.regius*) identifiziert (PANTCHEV 2006).

Die Oozysten von Choleoeimerien sind strikt homogen langgestreckt und zylinderförmig (PAPERNA und LANDSBERG 1989). Sie besitzen ein Formverhältnis von 1.5-1.8 (JIRKU et al. 2002). Ihre Oozysten besitzen vier Sporozysten mit jeweils zwei Sporozoiten (LEVINE 1988). Charakteristisch ist eine dicke zweischichtige Wand (Abb.4). Durch die Sporozystenwand zieht sich eine meridionale Naht. Diese Naht trennt die Sporozystenwand in zwei identische Schalen und wird zum Exzystieren genutzt (JIRKU

et al. 2002). Somit besitzen Choleoeimerien von Chamäleons auch keine Stieda-Körperchen. Bei Choleoeimerien findet die Sporulation der Oozysten bereits in der Gallenblase statt (MODRY und SLOBODA 2007).

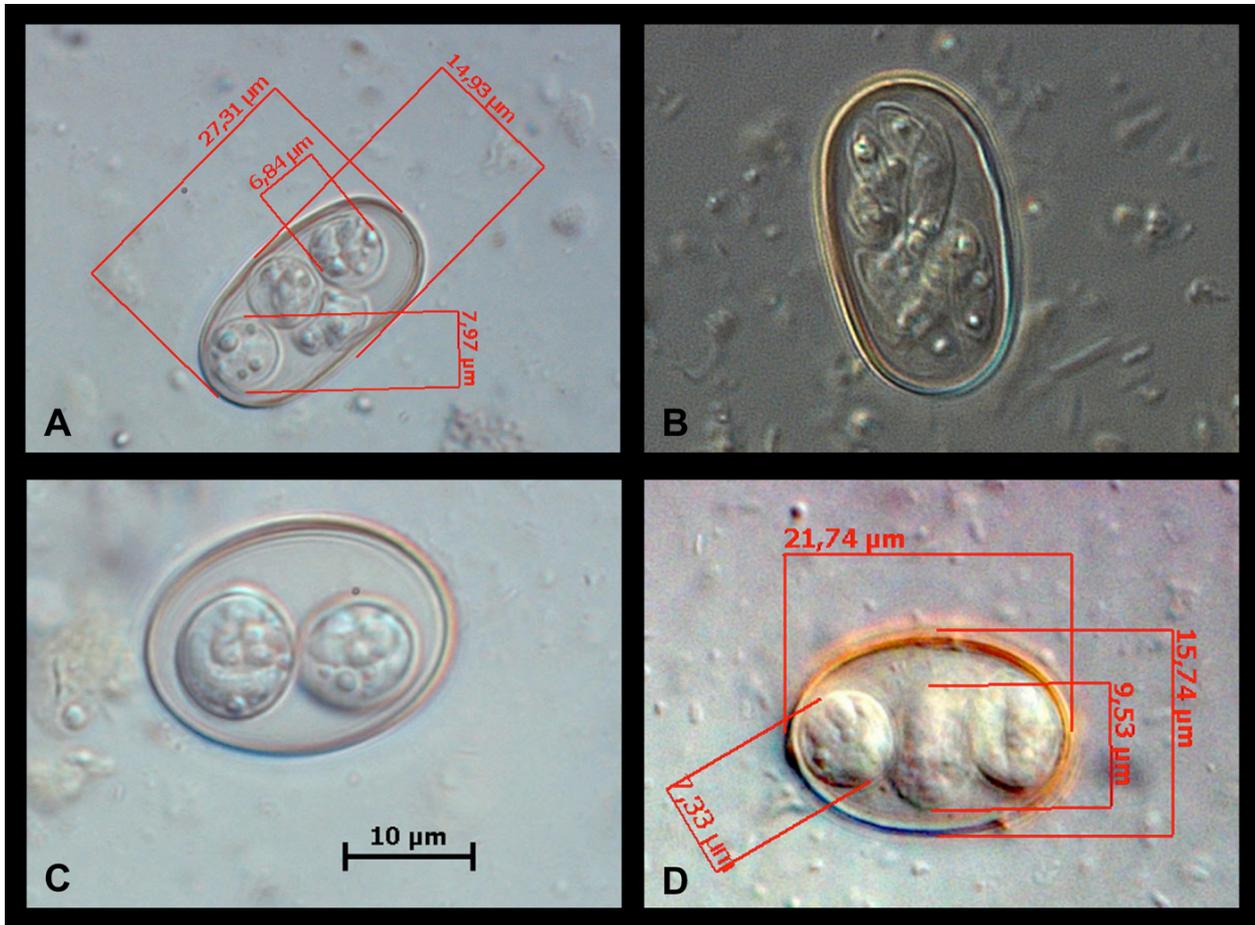


Abbildung 4: A) *Choleoeimeria hirbaya* (*Ch. calyptratus*, NZ), B) Sporozoiten von *Choleoeimeria glawi* (*F. pardalis*, NZ), C) *Isospora jaracimmani* (*Ch. calyptratus*, NZ), D) *Choleoeimeria* sp. (*R. brevicaudatus*, WF)

Als klinische Symptome bei einem Befall mit *Choleoeimeria* spp. treten Anorexie, Apathie und Gewichtsverlust auf (PANTCHEV 2006). Mit *Choleoeimeria* spp. infizierte Wirtszellen der Gallenblase hypertrophieren und werden aus ihrem Zellverband gelöst (PAPERNA und LANDSBERG 1989, LAINSON und PAPERNA 1999). Auch kann es bei starkem Befall mit *Choleoeimeria* spp. zur Obstruktion des ausführenden Gallenganges und somit zu Abflussstörungen von Gallenflüssigkeit und zu einer Gallenblasendilatation kommen (MODRY und SLOBODA 2007), was zu falsch negativen Diagnosen bei der parasitologischen Kotuntersuchung führen kann (SCHNELLER und PANTCHEV 2008). In einigen Fällen kann man eine Hepatomegalie feststellen.

Die Präpatenz von *Choleoeimeria* spp. beim Jemenchamäleon (*Ch. calyptratus*) beträgt ca. 5 Wochen (MODRY und SLOBODA 2005).

Da bei Reptilien meist keine ausgeprägte Immunität bei Reinfektionen besteht, kann es immer wieder zu rezidivierenden Infektionen mit Kokzidien kommen (PANTCHEV 2006). Reptilien reagieren auf Reinfektionen mit einer verlängerten Ausscheidungsdauer (MODRY 2007). Unter Terrarienbedingungen können, bedingt durch den eingeschränkten Lebensraum, dem direkten Entwicklungszyklus und teils schlechter Hygienemaßnahmen der Infektionsdruck und die Mortalität besonders hoch sein (PANTCHEV 2006).

Kokzidien können in nativen Ausstrichen oder mittels Flotationsverfahren wie z.B. bei Rindern, Hunden und Schweinen koproskopisch nachgewiesen werden (ECKERT et al. 2005).

2.2.1.2 Kryptosporidien

Kryptosporidien sind in den letzten Jahren zu einem Hauptthema in der Reptilienmedizin geworden. Dies resultiert daraus, dass sich aus einer Infektion rasch eine Erkrankung mit hoher Mortalitätsrate entwickelt (GREINER und MADER 2006). *Cryptosporidium (C.) serpentis* zeigt eine hohe Affinität zu Schlangen während *C. saurophilum* bevorzugt in Echsen vorzufinden ist (GREINER und MADER 2006, GRACZYK 2007). Selten ist nach PANTCHEV (2006) *C. saurophilum* auch bei Schlangen zu finden. Auch im Intestinaltrakt von Landschildkröten wurden Kryptosporidien wie die Spezies *C. ducismarci* nachgewiesen (GRACZYK 2007, TRAVERSA 2010).

Oozysten von *C. serpentis* besitzen eine Durchschnittsgröße von 5,9 x 5,1 µm, die von *C. saurophilum* 5,0 x 4,7 µm (XIAO et al. 2004). Sie enthalten vier Sporozoiten ohne Sporozysten (BUSH et al. 2001). Kryptosporidien besitzen an ihrer parasitophoren Vakuole ein Organell, das ihrer Befestigung und Ernährung dient (ECKERT et al. 2005).

Kryptosporidien durchlaufen einen direkten Lebenszyklus (BUSH et al. 2001). Nach oraler Aufnahme der Oozysten werden die Sporozoiten freigesetzt und vollziehen den Schizogonietyp 1. Schizonten 1 bilden acht Merozoiten, die die Schizogonie vom Typ 2 einleiten. Die Schizonten 2 bilden vier Merozoiten, die sich zu Makrogameten und

Mikrogamonten entwickeln (ECKERT et al. 2005). Die Syngamie leitet die endogene Sporogonie ein, aus der 2 Typen von Oozysten hervorgehen: dickwandige sporulierte Oozysten, die ausgeschieden werden und dünnwandige sporulierte Oozysten, die im Wirt exzystieren und eine Autoinfektion verursachen (BUSH et al. 2001).

Die meisten Kryptosporidien entwickeln sich in Darmepithelzellen (Enterozyten). Die winzigen (2-7 µm) Stadien (Schizonten, Gamonten, Oozysten) liegen scheinbar im Mikrovillisaum auf dem Epithel. Sie entwickeln sich apikal im Enterozyten in einer parasitophoren Vakuole, die aus Membranen der Mikrovilli gebildet wird (ECKERT et al. 2005).

C. serpentis kann bei betroffenen Schlangen eine gastrische Kryptosporidiose verursachen (BROWNSTEIN 1977, GRACZYK und CRANFIELD 1998, XIAO et al. 2004, GRACZYK 2007). *C. saurophilum* wird selten auch im Magen von Echsen vorgefunden, verursacht aber wie *C. ducismarci* häufiger eine intestinale Infektion (GRACZYK 2007). Bei Echsen könnte *C. saurophilum* für die selten vorkommende Darmkryptosporidiose verantwortlich sein (PANTCHEV 2006, GRACZYK 2007). Nachweislich kann keine Infektion über Futtertiere erfolgen, da Mäuse nicht mit *C. serpentis* befallen sind (FAYER et al. 1995). Eine Übertragung auf den Menschen ist, abgesehen von Immunsupprimierten, unwahrscheinlich (CRANFIELD et al. 1999, PRESBER 2006).

Anorexie, milde bis ausgeprägte Abmagerung (Verlust bis zu 50% der Körpermasse), Lethargie, Diarrhö und Sekundärinfektionen durch opportunistische Bakterien bis hin zu Todesfällen können auftreten (GRACZYK et al. 1999, GREINER und MADER 2006). Bei Schlangen treten chronische Regurgitation und eine hypertrophische Gastritis auf (GREINER und MADER 2006). PANTCHEV (2006) beschreibt die klassische Kryptosporidiose als Dysplasie mit postprandialer Regurgitation der Futtertiere ca. 3-4 Tage nach der Futteraufnahme. Der Verlauf kann von einigen Tagen bis über mehrere Jahre dauern. Äußerlich erkennt man eine Schwellung der Magenregion und vor allem Gewichtsverlust betroffener Tiere (GRACZYK 2007). Auch bei Chamäleons ist die gastrische Form der Kryptosporidiose bekannt (DILLEHAY 1986).

Kryptosporidien können mittels verschiedener Färbemethoden (z.B. Ziehl-Neelsen-Färbung, Karbolfuchsin nach Heine), IFAT, ELISA und PCR nachgewiesen werden (HEINE 1982, ECKERT et al. 2005, AUER und WALOCHNIK 2006, GRACZYK 2007).

2.2.1.3 Flagellaten

„Flagellaten“ stellen keine taxonomische Gruppierung dar und sind weltweit verbreitet (MUTSCHMANN 2006). Flagellaten sind Protozoen, die eine oder mehrere Flagellen besitzen, welche der Fortbewegung, der Anheftung oder der Nahrungsaufnahme dienen. Ein gemeinsames Merkmal der Ordnung Trichomonadida ist eine birnenförmige Gestalt, ein Kern im vorderen Bereich und vier bis sechs Geißeln, wovon eine nach hinten gerichtet ist. Diese ist mit dem Körper über eine undulierende Membran verbunden. *Monocercomonas* spp. haben eine pyriforme Gestalt und besitzen vier Geißeln und keine undulierende Membran. Die Gattung *Leptomonas* sp. ist sehr dünn und erscheint langgestreckt bzw. keulenartig (Abb.14). Sie besitzt ein bis drei Geißeln, aber keine undulierende Membran (PANTCHEV 2005, MUTSCHMANN 2008). Der Nukleus und der Kinetoplast sind markant ausgebildet. Sie bilden keine Zysten aus (MUTSCHMANN 2008).

Flagellaten besiedeln bei Reptilien vorwiegend den Darm und die Nieren und sind in harnableitenden Wegen und dem Blut aufzufinden (REICHENBACH-KLINKE 1963, HÄFELI und SCHILDGER 1995, MUTSCHMANN 2008). Die Ordnung Trichomonadida, von welcher die Arten *Monocercomonas colubrorum* und *Trichomonas dispar* nachgewiesen wurden, tritt bei Reptilien am häufigsten auf (BRYGOO 1963, REICHENBACH-KLINKE 1963). Sie werden oral-alimentär oder über Ektoparasiten übertragen und sind nur mäßig wirtsspezifisch (PANTCHEV 2005, MUTSCHMANN 2006, 2008), wobei *Leptomonas* spp. als einwirtig beschrieben werden (PANTCHEV 2006). Die oft bei Chamäleons vorgefundene Gattung *Leptomonas* sp. gehört zur Ordnung Kinetoplastida (BARNARD und UPTON 1994). Da diese Parasiten den Darmtrakt vieler Avertebraten besiedeln, ist es bisher noch nicht geklärt, ob die Infektion von Futterinsekten stammt, oder ob sich diese Einzeller an das Chamäleon adaptiert haben (SCHNELLER und PANTCHEV 2008).

Die Pathogenität der einzelnen Flagellaten hängt sowohl von der Parasitenart, der Befallsstärke, als auch der Art des Wirtes, seinem Alter und dem Allgemeinbefinden ab. Flagellaten sind oft latent im Darm vorhanden (MUTSCHMANN 2008, SCHNELLER und

PANTCHEV 2008). Bei Abwehrschwäche (durch falsche Haltung, Grunderkrankung, Streß usw.) kommt es zu einer massiven Vermehrung und profusen, stinkenden Durchfällen (HÄFELI und SCHILDGER 1995). Des Weiteren können sie die physiologische Darmflora verdrängen. Symptome wie Inappetenz, Maldigestion, Diarrhö, Kachexie und Exsikkose sind hierbei nicht selten. Flagellaten können verstärkte Schleimbildung, Verdauungsstörungen und Entzündungen verursachen. Bei besonders starkem Befall können Ulzerationen bis hin zu Darmwanddurchbrüchen hervorgerufen werden (MUTSCHMANN 2008). Trichomonaden gehen gelegentlich ins Blut ihrer Wirte über (REICHENBACH-KLINKE 1963). Hierbei können die Parasiten über dieses Transportmedium in innere Organe wie Leber, Niere, Gallenblase und Lungen vorstoßen (MUTSCHMANN 2008, SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Im Gastro-Intestinaltrakt können sie zu einer katarrhalische Enteritis führen (HÄFELI und SCHILDGER 1995). Die bei Chamaeleoniden nachgewiesene Art *Leptomonas chamaeleonis* Reichenow, 1953 wird auch häufig im Darm beschrieben. Sie rufen bei massivem Befall hämorrhagische Dickdarmentzündungen hervor (SCHNELLER und PANTCHEV 2008).

Flagellaten können routinediagnostisch durch mikroskopische Untersuchung frischer Fäzes diagnostiziert werden, Anreicherungsverfahren sind ungeeignet. Die Differenzierung ist mittels Färbemethoden (z.B. Trichromfärbung) oder molekularbiologisch möglich.

2.2.1.4 Ziliaten

Ziliaten gehören zu dem Unterstamm Ciliophora. Unter den Darmbewohnern der Reptilien spielen Ziliaten als Pathogene eine untergeordnete Rolle (REICHENBACH-KLINKE 1963). Die Gattung *Nyctotherus* ist ein im Darm von v.a. Schaben, Diplopoden, Anuren und Reptilien lebender heterotricher Ziliat (GREINER und MADER 2006, SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Die einzelnen Arten von *Nyctotherus* besitzen eine ausgeprägte Wirtsspezifität und Wirte infizieren sich oral (GREINER und MADER 2006). Balantidien, welche der Ordnung Vestibuliferida angehören, wurden vor allem bei herbivoren Echsen wie Schildkröten nachgewiesen (REICHENBACH-KLINKE 1963).

Ziliaten vollziehen sowohl eine geschlechtliche als auch eine ungeschlechtliche Fortpflanzung durch Zweiteilung, bei der sich der Makro- und Mikronukleus teilen.

Konjugation (geschlechtliche Fortpflanzung) wird eher selten vollzogen. Die Enzystierung findet im Kolon statt und die Zysten werden über den Kot ausgeschieden. Gemeinsam ist allen Ziliaten ein Wimpernkleid, ein Kerndualismus mit meist polyploiden Makronuklei und eine strukturierte Zellhülle mit Alveolen (flache Membransäcke). Balantidien weisen eine elliptische Gestalt auf und sind bis zu 300 µm groß, wobei *Nyctotherus*-Trophozoiten bis zu 200 µm groß werden können und eine nieren- bis bohnenförmige Gestalt aufweisen (PANTCHEV 2006). Balantidien besitzen einen deutlichen Makronukleus und einen kleinen Mikronukleus, sowie ein mit Zilien besetztes Zytostom. Das Zytostom von *Nyctotherus* spp. ist kurvenförmig und besitzt eine undulierende Membran. Die Zysten von Balantidien haben eine dicke Zystenhülle und sind rund, wobei die Zysten von *Nyctotherus* spp. ovoid und mit einer polkappen-ähnlichen Struktur versehen sind (MUTSCHMANN 2008).

Nur bei Störungen der Darmflora oder anderen Grunderkrankungen ist bei Reptilien von einer pathologischen Wirkung auszugehen. Diese Erkrankungen verlaufen oft äußerlich unauffällig. Symptome wie Inappetenz, Diarrhö, schleimiger Kot und Kachexie treten gelegentlich auf. Es kommt zu Schädigungen, da Balantidien Hyaluronidase produzieren, um in die Darmschleimhaut ihrer Wirte einzudringen. Nur dann bewirken sie Reizungen und Resorptionsstörungen. Balantidien können ausgedehnte Nekrosen meist im Bereich des Dickdarmes verursachen, bei welchem es auch zu Blutungen kommen kann (SCHNELLER und PANTCHEV 2008). *Nyctotherus* spp. gelten generell als apathogen für Reptilien (GREINER und MADER 2006, MUTSCHMANN 2008, SCHNELLER und PANTCHEV 2008).

Die Diagnostik erfolgt am lebenden Tier mittels Koproscopie.

2.2.2 Helminthen

Helminthen sind eine sehr mannigfaltige Gruppe von Parasiten. Die Pathogenität der Parasiten hängt von dem Entwicklungszyklus und ihrer Ernährungs- und Lebensweise ab (SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Zu den bei Chamäleons parasitierenden Helminthen gehören sowohl Nematoden, als auch Zestoden und Trematoden.

2.2.2.1 Nematoden

Nematoden (Rundwürmer) sind die am meisten diagnostizierten Parasiten von Reptilien (LEHMANN 1971, KLINGENBERG 2004). Es gibt über 500 identifizierte Arten von Nematoden. Wildfänge sind besonders stark mit Nematoden infiziert (FRANK 1981). In ihrer Studie ermittelten HERING-HAGENBECK und BOOMKER (2000) bei den befundeten Reptilien eine hohe Anzahl an Nematodenarten unter anderem bei Chamäleons (Anhang A4, A7-A8).

Rundwürmer besitzen eine runde, meist schlanke, faden- oder spindelförmige Körperform. Ihre Länge variiert von wenigen Millimetern bis zu 30 cm oder mehr. Weibliche Tiere sind meist größer als männliche. Äußerlich ist keine Gliederung des Körpers sichtbar. Vorder- Mittel- und Enddarm bestimmen das Verdauungssystem. Anhand der Form des Ösophagus können die Entwicklungsstadien und Arten der einzelnen Nematoden differenziert werden (FRANK 1981).

Die meisten Rundwürmer bewohnen als Adulte den Verdauungstrakt oder Organe, welche mit dem Darm verbunden sind. Wenige Überfamilien wie Filarioidea leben gänzlich außerhalb des Verdauungstraktes (FRANK 1981).

Oxyuriden

Oxyuriden (Pfriemenschwänze) gehören der Familie Pharyngodonidae (ÜF: Oxyuridea) an. Sie sind die am meisten vorgefundenen Parasiten bei Schildkröten und Echsen (KLINGENBERG 2004, PANTCHEV 2008). Über 100 verschiedene Oxyuridenarten wurden von YAMAGUTI (1961) beschrieben. Bei Chamäleons wurden bisher folgende Arten gefunden: *Pharyngodon dimorpha*, *Thelandros meridionalis* (BRYGOO 1963) und *Parapharyngodon kenyaensis* (GOLDBERG und BURSEY 2008).

Manche Oxyuridenarten sind nicht streng wirtsspezifisch und können bei verschiedenen Echsen-Gattungen aufgefunden werden (SOOD 1999). Unter Terrarienbedingungen können Wurmzahlen bis zu 60.000 pro Tier erreicht werden (FRANK 1985).

Pfriemenschwänze haben einen homoxenen Lebenszyklus. Sie sind teilweise ovipar, ovovivipar als auch vivipar (MUTSCHMANN 2008). In der Literatur wird eine Autoinfektion und infolgedessen ein Massenbefall von Oxyuriden bei Schildkröten postuliert (ECKERT et al. 2005). Nach oral-alimentärer Aufnahme infektiöser Eier (KLINGENBERG 2004,

SCHNELLER und PANTCHEV 2008) schlüpfen die Larven im kranialen Darmabschnitt. Adulte Oxyuriden lassen sich im Kolon finden (CLAUSSEN 1981, FRANK 1981, GREINER und MADER 2006). Die Präpatenz beträgt meist 30-45 Tage (PANTCHEV 2006, MUTSCHMANN 2008).

Diese Würmer können als Adulti bis zu 1cm groß werden. Das Körperende der Weibchen ist lang und spitz ausgezogen (SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Ihre Lippen sind reduziert und am Ösophagus ist ein deutlicher Endbulbus erkennbar. Die Männchen besitzen meist keine oder nur schmale Kaudalflügel. Sie sind mit oder ohne Spikula ausgestattet. Die Würmer sind ovipar oder ovovivipar.

In der Literatur wird berichtet, dass Oxyuriden in freier Wildnis im Darm Kommensalen sind (TELFORT 1971, ROCA et al. 1988, ROCA und CARBONELL 1993). Es werden aber auch schwere Obstruktionen bei Iguanas und Schildkröten durch Oxyuriden geschildert (KLINGENBERG 2004). Als Sekundärleiden wurde vom Kloaken- bzw. bei männlichen Tieren über Penis- und Hemipenisprolaps bei Echsen durch Oxyuriden berichtet (FRANK 1985). Aber auch Atembeschwerden können aufgrund des Wurmbefalls durch die besondere Anatomie der Reptilien hervorgerufen werden. Durch das Fehlen eines Diaphragmas drückt z.B. der tympanische Darm direkt auf die Lunge. Auch Mangelerscheinungen wie Hypokalzämie oder Stoffwechsel- und Fruchtbarkeitsstörungen können aufgrund des Nährstoffentzugs durch diese Würmer entstehen (SCHNELLER und PANTCHEV 2008, BROSDA 2011). Während der Hibernation kann es zu starken Problemen kommen, da das ruhende Tier die anfallenden Stoffwechselprodukte der Parasiten nicht abbauen und ausscheiden kann, und dies so zu Intoxikationen führen kann (FRANK 1985).

Diagnostiziert werden können diese Parasiten durch ihre charakteristischen Eier im Kot sowohl im Nativausstrich, als auch mittels der Flotationsmethode. Die Eier sind besonders groß, dickschalig und haben einen typischen zylindrischen Aufbau (KLINGENBERG 2004, SCHNELLER und PANTCHEV 2008) (Abb.5).

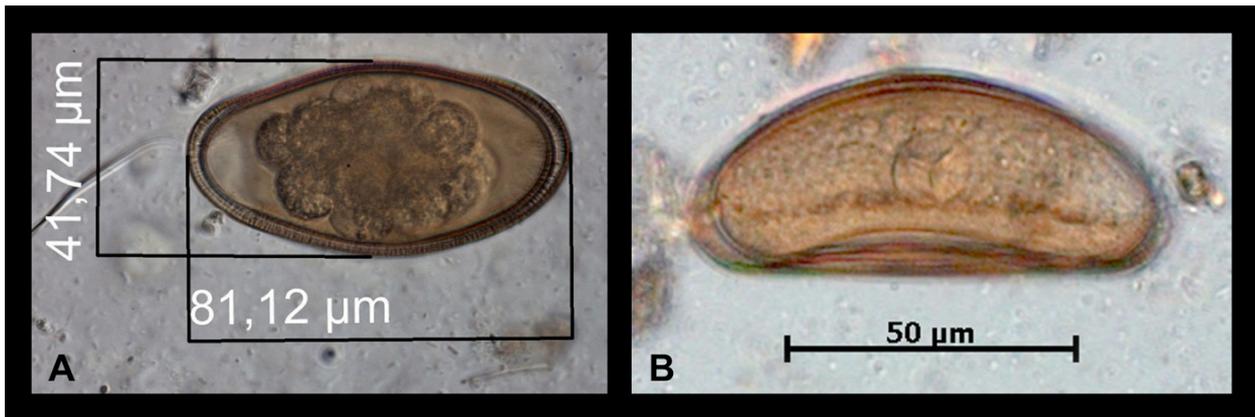


Abbildung 5: A) Vermessenes Oxyuriden-Ei, B) Mittig ist eine Larve und deren Ösophagus sichtbar

Askariden

Askariden gehören der Ordnung Spirurida an. Folgende Askaridenarten wurden bisher im Chamäleon beschrieben: *Ascaris aplanata*, *Hexametra hexametra*, *Hexametra angusticaecoides*, *Orneoascaris chrysanthemoides* (BRYGOO 1963, HERING-HAGENBECK und BOOMKER 2000). Diese Spulwürmer befallen sowohl freilebende als auch in Gefangenschaft gehaltene Reptilien (CHU 1936, MUTSCHMANN 2008). Bevorzugte Wirte sind Schlangen, Chamäleons und Schildkröten (PANTCHEV 2008).

Meist umgeben bei adulten Askariden drei Lippen (*Labia*) die Mundöffnung. Hiermit halten sie sich an der Magen- und Dünndarmschleimhaut ihrer Wirte fest (YORKE und MAPLESTONE 1969, ANDERSON 2000). Männchen besitzen zwei Spikula und Kaudalflügel. Askariden können bei Chamäleons bis zu 17cm groß werden (KUTZER und GRÜNBERG 1965, KUTZER 1985).

Askariden sind ovipar und ausgeschiedene Eier sind nicht embryoniert (CHABAUD et al. 1962) (Abb.15). Als Zwischenwirte kommen sowohl Amphibien als auch Reptilien oder Kleinsäuger in Betracht (KLINGENBERG 2004). Neben einem indirekten ist auch ein direkter Lebenszyklus bekannt (CHU 1936, KUTZER und GRÜNBERG 1965). Beim direkten Lebenszyklus schließt sich nach Schlupf der Larve I aus dem an die Umgebung abgegebene Ei eine Häutung im feuchten Erdboden an. Sie entwickeln sich zu den infektiösen Larven III, welche wieder Wirte befallen können (MUTSCHMANN 2008). Nach SCHNELLER und PANTCHEV (2008) können sich Askariden nur im Zwischenwirt weiterentwickeln.

Unter Terrarienbedingungen sind Superinfektionen möglich (LEHMANN 1971, KLINGENBERG 2004). Die Infektionslarve III wird entweder oral durch kontaminiertes Futter oder Wasser aufgenommen oder penetriert die Haut ihres Wirtes (KLINGENBERG 2004, MUTSCHMANN 2008).

Ein geringer Befall mit Askariden wird meist symptomlos vertragen (MUTSCHMANN 2008). Bei stärkerem Befall oder Belastungen durch Stress und andere Erkrankungen werden die Wirte durch massiven Nährstoffentzug geschädigt und können verenden, da sie dem befallenen Wirt 40-50% der Nährstoffe entziehen (KLINGENBERG 2004, MUTSCHMANN 2008). KAUFMAN (1996) berichtet von Gewichtsverlust, Anorexie und Vomitus. Aber auch Intoxikationen durch die Stoffwechselprodukte dieser Nematoden können zu Krankheitsausbrüchen führen (KAUFMAN 1996). Durch die wandernden Larven kann es zur Verlegung von Blut- oder Lymphgefäßen und somit zu Ödembildung kommen (MUTSCHMANN 2008). Bei besonders starkem Befall resultiert hieraus eine Stenose oder Ruptur der Aortenwand (KUTZER und GRÜNBERG 1965). Auch rufen sie bei ihren Wirten extensive Gewebeerstörungen hervor und führen sogar zum Tode (LEHMANN 1971, FRANK 1981, ANDERSON 2000). Adulte befallen den Verdauungstrakt, sind aber gelegentlich auch in der Lunge aufzufinden (ZWART 1968). Die zum Teil sehr langen Würmer sowie das vierte Larvenstadium bohren sich tief in die Schleimhäute des Ösophagus, des Magens und des Darmes ein und heften sich dort fest (MUTSCHMANN 2008, SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Hier verursachen sie nach KUTZER und GRÜNBERG (1965) schwere nekrotisierende ulzerative Gastro-Enteritiden, teilweise verbunden mit einem Wurmileus, sowie Obstruktionen von Magen-Darm-Trakt, Gallen- und Pankreasgängen. Des Weiteren können sie zu respiratorischen Symptomen wie purulenten, entzündlichen Läsionen in der Lunge, der Trachea und anderer Lokalisationen führen (KLINGENBERG 2004).

Der Nachweis von Askariden erfolgt über die dickwandigen Eier durch das Flotationsverfahren oder Nativausstriche. Auch können adulte Würmer und Eier sowohl im Kot als auch im schleimigen Sekret der Maulhöhle sichtbar sein (KLINGENBERG 2004).

Heterakiden

Heterakiden gehören der Familie Heterakoidae an und kommen sowohl bei Reptilien, als auch Amphibien und Vögeln vor (BUSH et al. 2001). Die bisher vorgefundenen Heterakiden-Arten sind in Anhang A4 aufgelistet. Bei ihnen ist sowohl ein direkter als auch indirekter Lebenszyklus bekannt (ECKERT et al. 2005). In Insekten konnte BAIN (1970) nach experimenteller Infektion mit Heterakiden eine Weiterentwicklung der Larven beobachten. Hier liegt der Verdacht nahe, dass Arthropoden als Zwischenwirt in den Zyklus mit eingebunden sein können. Nach experimentellen Infektionen von Siedleragamen (*Agama agama*) und Mauereidechsen (*Lacerta muralis*) ist davon auszugehen, dass sie auch eine Körperwanderung vollziehen können, denn Larven von Heterakiden konnten in der Lunge, der Zölonhöhle und der Schleimhaut dieser infizierten Reptilien aufgefunden werden (BAIN 1970).

Werden die Eier vom Wirt aufgenommen, entwickeln sich die Larven im Dünndarm und wandern nach einer histiotrophen Phase zum Rektum, wo sie sich zu Adulten weiterentwickeln (ECKERT et al. 2005).

Adulte weisen eine Länge von ca. 1-2 cm auf (PANTCHEV 2006). Drei Lippen (Labia) umgeben die Mundöffnung (YAMAGUTI 1961). Der Ösophagus ist rhabditiform. Männchen besitzen Kaudalflügel und einen prominenten präkloakalen Saugnapf, der von einem kutikularisierten Ring umgeben ist (BUSH et al. 2001). Die Larven besitzen Seitenflügel. Das Schwanzende der Adulten ist zugespitzt. Heterakideneier liegen bei der Ausscheidung mit dem Kot unembryoniert vor. Sie sind dickschalig und die Eioberfläche ist glatt (ECKERT et al. 2005).

Reptilien können sich oral aber auch perkutan mit Heterakiden infizieren. Eine Infektion mit Heterakiden verläuft in der Regel symptomlos und ist meist harmlos. Erst bei einem enormen Befall kommt es zu Inappetenz, Enteritis und Diarrhö (SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Die zwei Spezies *Spinicauda inglisi* und *S. freitasi* konnten beide im Rektum von madagassischen Chamäleons gefunden werden. Auch die Gattung *Strongyluris brevicaudata* wurde im Rektum von Reptilien festgestellt (CHABAUD und BRYGOO 1960). Die dort parasitierenden Adulten schädigen die Schleimhaut (ANDERSON 2000).

Die Diagnostik von Heterakiden erfolgt am lebenden Tier anhand der Flotationsmethode (ECKERT et al. 2005).

Spiruriden

Rollschwänze haben einen indirekten Entwicklungszyklus (SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Als Zwischenwirte dienen ausschließlich Arthropoden. Manche Arten können bis zu 10 cm lang werden und leben im Verdauungstrakt und in anderen Geweben ihrer Wirte (YORKE und MAPLESTONE 1969).

Die Mundöffnung ist von zwei oder vier schwach ausgeprägten Lippen umgeben. Der Ösophagus unterteilt sich in einen muskulösen vorderen Abschnitt und einen längeren hinteren drüsigen Abschnitt. Es gibt keinen Endbulbus. Männchen haben breite, spiralförmig aufgerollte Schwanzflügel (MUTSCHMANN 2010). Spirurida sind ovovivipar oder larvipar.

Eine hohe Anzahl an Spiruriden im Magen-Darm-Trakt kann zu Inappetenz führen (SCHNELLER und PANTCHEV 2008).

Filarien

Filarien gehören der Ordnung Spirurida und der Überfamilie Filarioidea an. Beim Chamäleon wurden bisher die Arten *Foleyella furcata*, *F. brevicaudata* und *F. candezei* beschrieben (CHABAUD und BRYGOO 1960, 1962, MANCIANTI et al. 2000, IRIZARRY-ROVIRA et al. 2002).

Filarien werden über blutsaugende Arthropoden wie Mücken der Gattungen *Culex* und *Aedes* übertragen und gehören zu den Rollschwänzen (FRANK 1981, MANCIANTI et al. 2000, IRIZARRY-ROVIRA et al. 2002). Aber auch Zecken und Moskitos können als Vektoren dienen, was besonders wichtig für die Terrarienhaltung ist (FRANK 1981).

In ihren Vektoren entwickeln sich die Mikrofilarien zur Larve III weiter. Sobald die Entwicklung abgeschlossen ist, wandern diese Larven zum Maulbereich dieser Arthropoden, verlassen ihren Zwischenwirt während seiner Blutmahlzeit und gelangen so zu ihrem Endwirt (ANDERSON 2000). Die adulten Würmer (Makrofilarien) sind außerhalb des Darmlumens, in der Lunge, den Blutgefäßen und in anderen Geweben lokalisiert und geben lebende Larven I (Mikrofilarien) an das Blut ihrer Wirte ab (FRANK

1981). Diese Mikrofilarien zirkulieren im Blut (FRANK 1981, ANDERSON 2000, IRIZARRY-ROVIRA et al. 2002) und können auf diese Weise zu anderen Organen wandern (PANTCHEV 2006). Die Mikrofilarien können bei der nächsten Blutmahlzeit vom Zwischenwirt aufgenommen werden, in welchem sie sich wieder zur Larve III weiterentwickeln können. Filarien sind nicht strikt wirtsspezifisch (FRANK 1981).

Alle bisher gefundenen Filarien teilen folgende Charakteristika: eine kleine orale Aperatur, keine orale Kapsel, kein Pharynx, ein aufgeteilter Ösophagus mit einem oberen muskulären und einem unteren glandulären Teil, eine Kutikula und bei Männchen zwei unterschiedliche Spikula. Die Männchen sind deutlich kleiner als die Weibchen (FRANK 1981). Erstlarven (L1) besitzen schlauchförmige Eihäute oder sind unbescheidet.

Mikrofilarien gelangen in alle Organe des betroffenen Tieres und können bei Massenbefall zu Thrombosen und Thrombembolien führen (IRIZARRY-ROVIRA et al. 2002, SCHNELLER und PANTCHEV 2008). IRIZARRY-ROVIRA et al. (2002) beschreiben Symptome wie blasse Schleimhäute aufgrund der Abnahme roter Blutkörperchen, sowie Anorexie trotz guter Futteraufnahme bei einem infizierten Pantherchamäleon. Muskel- und Haut- bzw. Unterhautgewebe sowie die Körperhöhle sind bevorzugte Lokalisationen der Adulten. Sie sind aber auch in Organen wie der Leber, den Nieren, den Nebennieren, der Milz und den Geschlechtsorganen vorhanden (BAIN 1968, IRIZARRY-ROVIRA et al. 2002). Filarien, die im Muskel- oder Hautgewebe sitzen und z.B. durch medikamentelle Therapie absterben, setzen Stoffwechselprodukte frei, die Nekrosen hervorrufen können (SCHNELLER und PANTCHEV 2008).

Eine diagnostische Abgrenzung erfolgt über die Morphologie der Mikrofilarien in Blutausstrichen (IRIZARRY-ROVIRA et al. 2002).

Strongyliden

Kalicephalus spp. sind die einzigen Vertreter der Überfamilie Strongylidea bei Reptilien (YAMAGUTI 1961, MUTSCHMANN 2008). Sie kommen am häufigsten bei Schlangen vor (FRANK 1985). Da sich diese Nematoden unter Terrarienbedingungen optimal vermehren können, und es im Terrarium zu Neuinfektionen kommen kann (LEHMANN 1971), sind sie eine ernst zu nehmende Gefahr für Terrarientiere (MUTSCHMANN 2008).

Hakenwürmer wie *Kalicephalus* spp. durchlaufen einen direkten Lebenszyklus und sind wenig wirtsspezifisch (KLINGENBERG 2004, PANTCHEV 2008, SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Ihre nicht ganz entwickelten Eier werden von ihrem Wirt mit den Fäzes ausgeschieden. Die frei lebenden Larven I-III befinden sich in der Umgebung ihrer Wirte (SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Nach Penetration der Haut gelangen die Larven über das Lymphsystem in die Lunge, häuten sich dort zur L IV. Hiernach wandern sie über die Trachea in den Mundraum und werden dann abgeschluckt, wodurch sie den Gastro-Intestinal-Trakt erreichen (BUSH et al. 2001). Als getrennt geschlechtliche Adulte leben sie im Darm ihrer Wirte (SCHNELLER und PANTCHEV 2008).

Die adulten Würmer weisen eine Länge von ca. 10 mm auf (YORKE und MAPPLESTONE 1969). Typisches Merkmal dieser Gattung ist eine durch Chitineinlagerungen verstärkte und gezahnte Mundkapsel (SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Der Ösophagus ist zylindrisch, ungeteilt und ohne Endbulbus. Die *Bursa copulatrix* (1 dorsaler, 2 laterale Lappen) ist bei den Männchen gut ausgebildet. Die Weibchen sind ovipar. Abgesetzte Eier befinden sich im Blastomerenstadium (MUTSCHMANN 2008).

Der Wirt infiziert sich über die orale Aufnahme oder durch die transkutane Invasion der infektiösen Larven III. Sie können von der Maulhöhle bis hin zur Kloake gefunden werden (YORKE und MAPPLESTONE 1969, FRANK 1985, KLINGENBERG 2004). Befallene Tiere zeigen häufig unspezifische Symptome wie Anorexie, Abmagerung und Apathie. Hakenwürmer bohren sich in die Darmschleimhaut ihres Wirtes ein und ernähren sich von dessen Blut und Schleimhautzellflüssigkeit (PANTCHEV 2006). Dies kann schwerwiegende Anämien zur Folge haben. Während die Pathogenität der adulten Würmer nicht geklärt ist (LEHMANN 1971), können nach SCHAD (1956) die Drittlarven eine hämorrhagische Gastritis hervorrufen. Dem entgegen berichtet FRANK (1981), dass Adulte dieser Art im oberen Gastrointestinaltrakt erosive Läsionen mit folgender Hämorrhagie und Nekrosen verursachen können. Dies kann durch mechanische Reizungen zu hämorrhagischen Ulzerationen, Entzündungen, Anämie und Sekundärinfektionen durch Bakterien führen (KLINGENBERG 2004, SCHNELLER und PANTCHEV 2008).

Diagnostiziert werden diese Parasiten durch den Nachweis der ovalen, dünn-schaligen, unsegmentierten, durchsichtigen, mit dem Morulastadium („Maulbeerkeim“) oder bereits mit ersten Larvenstadium ausgestattete Eier im Kot (MUTSCHMANN 2008).

Rhabdiasidae

Mit 60 Arten gehört die Familie Rhabdiasidae (Lungenwürmer) zu einer der artenreichsten bei Reptilien (KUZMIN 1999, KUZMIN et al. 2003). Die bisher beim Chamäleon beschriebenen Arten sind in Anhang A6 zu finden.

Sie befallen sowohl Schlangen, Echsen als auch Amphibien (SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Reptilien sind besonders von den Gattungen *Rhabdias*, *Entomelas* und *Strongyloides* befallen, wobei *Entomelas* besonders bei Chamäleons und in beinlosen Reptilien zu finden ist (FRANK 1981).

Lungenwürmer der Gattungen *Rhabdias* und *Entomelas* sind ovipar (FRANK 1981) und durchlaufen einen direkten Entwicklungszyklus (CHABAUD et al. 1961). Es handelt sich um Hermaphroditen. Nach der Selbstbefruchtung werden die befruchteten Eier an die Lunge abgegeben, von wo sie durch die Bewegungen des Flimmerepithels in den Rachenraum und von dort durch Abschlucken in den Darm gelangen (MUTSCHMANN 2008, SCHNELLER und PANTCHEV 2008, LHERMITTE-VALARINO et al. 2010). Ein Teil der Larven (L I) kann bereits in der Lunge schlüpfen, der andere Teil innerhalb von drei Tagen im Darm. Über den Kot werden dann die Larven ins Freie entlassen und entwickeln sich dort durch vier Häutungen zu getrennt geschlechtlichen adulten Würmern, welche in der Außenwelt Eier legen. Diese entwickeln sich über mehrere Stadien zu infektiösen rhabditiformen Larven III (rhabdiasider Entwicklungszyklus). Exponierte Reptilien können sich wiederum oral mit diesen infizieren (BUSH et al. 2001). Über die Blut- und Lymphbahnen gelangen die Larven dann vom Darm in die Lunge und entwickeln sich dort durch zwei weitere Häutungen zu den adulten Würmern (KLINGENBERG 2004, SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Vorzufinden sind sie v.a. in den Lungen, dem Schlund und der Zölonhöhle. Dort ernähren sie sich von Blut und Zelldetritus.

Adulte von *Rhabdias* weisen eine Länge bis ca. 22 mm auf (LHERMITTE-VALARINO und BAIN 2004, 2009). Sie besitzen eine Mundkapsel und einen kleinen Mund, sowie einen langen Ösophagus (CHABAUD et al. 1961, LHERMITTE-VALARINO et al. 2008, 2009, 2010).

Der Infektionsweg von *Entomelas* spp. ist dem von *Rhabdias* spp. ähnlich (FRANK 1981). Es können Insekten in den Kreislauf einbezogen sein (LHERMITTE-VALARINO und BAIN 2004). Die Larven werden oral z.B. mit verunreinigtem Wasser aufgenommen und gelangen somit in den Magen-Darm-Trakt. Von hier aus durchlaufen die Larven eine Körperwanderung bis sie ihr Ziel, die Lunge, erreicht haben (SCHNELLER und PANTCHEV 2008).

Die Gattung *Rhabdias* ernährt sich von Blut und abgestorbenen Schleimhautzellen (SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Durch die Körperwanderung und das Besiedeln der Lunge können sie starke Schädigungen hervorrufen (LHERMITTE-VALLARINO und BAIN 2004). Symptome sind Atembeschwerden wie Atemnot, Schleimansammlungen im Maulbereich und Pfeiffgeräusche, Anorexie und Abmagerung (FRANK 1985). Selbstinfektionen sind bei *Rhabdias* spp. bekannt (FRANK 1981).

Der Nachweis dieser Parasiten erfolgt über die Entnahme einer Lungenspülprobe. Auch im Kot sind Larven und Eier dieser Familie aufzufinden (SCHNELLER und PANTCHEV 2008).

***Strongyloides* spp.**

Die Arten *Oswaldocrucia legendrei* (BRYGOO 1963) und *Oswaldocrucia chamaeleonis* (YAMAGUTI 1961, HÖRCHNER 1963, GOLDBERG und BURSEY 2008) sind die einzigen Vertreter der Überfamilie Strongyloidoidea, die bei Chamäleons gefunden wurden.

Zwergfadenwürmer durchlaufen einen direkten Entwicklungszyklus und besiedeln vor allem den Dünn- und Dickdarm ihrer Wirte (KUTZER 1985, NOLAN 1998, SOOD 1999, REESE et al. 2004). Nach Absetzen von embryonierten Eiern mit Larve I entwickeln sich diese innerhalb von 36 Stunden nach drei Häutungen zu den infektiösen Larven III in der Außenwelt. Teilweise entwickeln sie sich sogar über vier Häutungen zu einer getrennt geschlechtlichen freilebenden adulten Generation (PANTCHEV 2006). Die Larve III kann ihren Wirt oral, aber auch (im Gegensatz zu *Rhabdias* spp.) perkutan infizieren (PANTCHEV 2006, SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Nach Infektion mit Larve III, welche

mehrere Monate infektiös bleiben können, durchlaufen Würmer der Gattung *Strongyloides* spp. eine Herz- Lungen- Schlund- Passage und entwickeln sich im Darm zu Weibchen (SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Diese parasitische Generation parthenogenetischer Nematoden wechselt sich mit der gonochoristischen Generation der freilebenden Vertreter beider Geschlechter ab (PANTCHEV 2006). Ein gravierender Unterschied zwischen *Strongyloides* spp. und *Rhabdias* spp. ist die unterschiedliche Lokalisation der Adulten im Wirt, *Strongyloides* spp. kommen vor allem im Darm von Schlangen und Echsen vor.

Die adulten Weibchen sind ca. 2,6 – 3,7 mm lang. Die abgelegten Eier sind immer embryoniert. Die Larve I ist rhabditiform, wohingegen die infektiöse Larve III filariform ist (PANTCHEV 2006).

Da sich adulte Stadien tief in die Darmschleimhaut ihrer Wirte einbohren, können sie zu starker Diarrhö führen. Auch sind Fälle von Anämie durch den starken Blutverlust über die Darmmukosa beschrieben worden (NOLAN 1998, SCHNELLER und PANTCHEV 2008).

Die dünnchaligen bereits embryonierten Eier, in denen die Larve I erkennbar ist, können im Nativausstrich oder mittels Flotationsverfahren nachgewiesen werden (PANTCHEV 2006).

2.2.2.2 Zestoden

Bei Reptilien aufgefundene adulte Bandwürmer gehören zu den Ordnungen Cyclophyllidea, Proteocephalidea und Pseudophyllidea (FRANK 1981). Die bisher bei Chamäleons beschriebene Zestodenarten sind in Anhang A7 aufgeführt. Ein Befall mit Bandwürmern ist bei allen Reptilienordnungen anzutreffen (KLINGENBERG 2004, LEHMANN 1972). Sie werden vor allem bei Wildfängen gefunden und sind trotz niedriger Vorkommenshäufigkeit von Bedeutung, da sie nach mehreren Jahren zum Versterben des befallenen Tieres führen können (LEHMANN 1972).

Die Ordnung Proteocephalidea wird bei mehr als der Hälfte der Fälle von Zestodenbefall bei Reptilien nachgewiesen (FRANK 1981). Adulte pseudophyllide Zestoden leben hauptsächlich im Dünndarm von Fischen, kommen aber auch in Reptilien und

Säugetieren vor. Nur die Familie Diphylobothriidae parasitiert in Reptilien (PANTCHEV 2006).

Bandwürmer von Chamäleons weisen einen indirekten Entwicklungszyklus auf (LEHMANN 1972, FRANK 1981, KLINGENBERG 2004). Reptilien können als Zwischen-, Stapel- oder auch als Endwirte fungieren (FRANK 1981, MUTSCHMANN 2008). Dienen Reptilien als Endwirte, werden die Eier entweder in den Proglottiden oder direkt mit den Fäzes ausgeschieden, in denen sich Onkosphären befinden, die z.B. Wirbellose wie Wasserflöhe als ersten Zwischenwirt befallen (FRANK 1981, KEARN 1998). Werden die ersten Zwischenwirte von z.B. Kaulquappen gefressen, entwickeln sich die Bandwürmer zu Plerozerkoiden. Wird ein infizierter Frosch nun von einem Reptil gefressen, können sich die adulten Zestoden im Darm entwickeln und wiederum Eier produzieren (MUTSCHMANN 2008).

Bei Chamäleons und Bartagamen, die zeitlebens in Terrarienhaltung leben, wurden nicht strikt wirtsspezifische cyclophyllide Bandwürmer der Gattung *Oochoristica* nachgewiesen, wobei hier infizierte Reismehlkäfer Überträger waren (HÖRCHNER 1963, FRANK 1985, CRISCIONE und FONT 2001). Sie benötigen für ihre Entwicklung nur einen Zwischenwirt, welcher in der Regel zu den Gliederfüßern gehört. Dahingegen benötigen Proteocephalide und pseudophyllide Zestoden für ihren Entwicklungszyklus mindestens zwei Zwischenwirte, wodurch sie ihren Lebenskreislauf in Gefangenschaft nicht schließen können (SCHNELLER und PANTCHEV 2008), da in Terrarienhaltung die spezifischen Zwischenwirte fehlen, so dass die Infektionskette unterbrochen wird. Eine Infektion kann aber durch das Anbieten von Futtertieren, die aus der Natur entnommen wurden, hervorgerufen werden (MUTSCHMANN 2008).

Die langgestreckten adulten Bandwürmer haben einen flachen Körperbau. Ihre Größe variiert zwischen wenigen Millimetern bis hin zu mehreren Metern. Am Vorderende besitzen sie einen Skolex mit einem oder mehreren Haftorganen (gewöhnlich vier Saugnäpfe), um sich in der Darmmukosa ihrer Wirte zu verankern (LOOS-FRANK und GOTTSTEIN 2006). Einen Verdauungstrakt besitzen Zestoden nicht und müssen somit dem Reptil über ihre Körperoberfläche (Synzitim, Tegument, Mikrotrich) Nahrung entziehen. Der Körper besteht aus bandförmig aneinander gereihten Proglottiden, welche jeweils sowohl die männlichen als auch die weiblichen Geschlechtsorgane

beinhalten. In reifen Proglottiden sind Eier enthalten, welche über den Kot ihres Wirtes ausgeschieden werden (KEARN 1998).

Es gibt nur sehr wenige klinische Symptome, welche mit einem Zestodenbefall assoziiert werden (KLINGENBERG 2004, GREINER und MADER 2006). So können Körpermasseverlust trotz Futteraufnahme und Apathie bei einem Zestodenbefall beobachtet werden (FRANK 1985, HÄFELI und SCHILDGER 1995). Auch kann ein Befall zu einem Nährstoff- und Vitaminmangel führen (PANTCHEV 2006). Bei einer hohen Befallsstärke können Zestoden zu Maldigestion (Nährstoffentzug) und Enteritis durch mechanische Reizung führen (SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Pathologisch können Nekrosen, Epithelverlust, Ulzerationen der intestinalen Mukosa, Hämorrhagien und Ödematisierungen im Gastro-Intestinal-Trakt betroffener Tiere beobachtet werden (HÄFELI und SCHILDGER 1995, GREINER und MADER 2006). Es kann auch zu Obstruktionen kommen, die durch einen Massenbefall oder besonders große Exemplare induziert werden (KLINGENBERG 2004, MUTSCHMANN 2008). In seltenen Fällen werden Zestoden in Ausführungsgängen des Pankreas und der Leber gefunden (FRANK 1981).

Die Diagnose erfolgt zum einen durch die Flotationsmethode, in welcher die typischen Eier sichtbar sind. Zum anderen durch den Nachweis von Proglottiden (Bandwurmgliedern) oder von mit dem Kot ausgeschiedenen adulten Würmern (KLINGENBERG 2004). Dient ein Reptil als paratenischer Wirt, so werden die Plerozerkoide als weiche Schwellungen unter der Haut, sogenannte Spargana, sichtbar (HÄFELI und SCHILDGER 1995).

2.2.2.3 Trematoden

Weltweit gehören Trematoden nach Nematoden zu den am häufigsten vorkommenden Helminthen. Bei Reptilien sind hauptsächlich digene Trematoden bekannt. Monogenea wurden bei Chamäleons bisher nicht nachgewiesen und werden hier nicht angesprochen. Digenea sind weltweit bei Reptilien verbreitet (MUTSCHMANN 2008). Die bei Chamäleons bisher beschriebenen Arten finden sich in Anhang A8.

Digenea (Saugwürmer) durchlaufen einen heteroxenen Entwicklungszyklus. Sie zeichnen sich dadurch aus, dass sie für ihre Entwicklung mehrere Wirte nutzen

müssen, um ihren Generationswechsel mit geschlechtlicher Reproduktion im Endwirt und ungeschlechtlicher Vermehrung in den Zwischenwirten durchführen zu können (ECKERT et al. 2005, MUTSCHMANN 2008). Erste Zwischenwirte sind fast immer Mollusken. Somit ist die Entwicklung der meisten Arten an Feuchtbiootope oder Gewässer gebunden (REICHENBACH-KLINKE 1977). Zweite Zwischenwirte können Evertebraten oder Vertebraten sein (ECKERT et al. 2005).

Der Körper von Trematoden ist meist dorsoventral abgeflacht und blatt- oder lanzettförmig aufgebaut. Sie können Längen von einem Millimeter bis zu mehreren Zentimetern erreichen. Prominente Merkmale sind ein Mundsaugnapf mit Mundöffnung und ein ventral liegender Bauchsaugnapf (Azetabulum) sowie die Struktur der inneren Organe (ECKERT et al. 2005, LOOS-FRANK und GOTTSTEIN 2006). Das Verdauungssystem besteht aus dem Vorderdarm mit Mund, einem muskulösen Pharynx (kann fehlen), einem unpaaren Ösophagus und zwei blind endenden Darmschenkeln. Trematoden ernähren sich vor allem von Blut, Schleimhaut, Mukus oder Ingesta des Wirtes (ECKERT et al. 2005, LOOS-FRANK und GOTTSTEIN 2006). Die Nahrungsaufnahme erfolgt meist über den Mund oder über das Integument. Die meisten Digenea sind Zwitter (ECKERT et al. 2005).

Die Adulten leben je nach Art in verschiedenen Abschnitten des Verdauungstraktes, in den Gallen- und Pankreasgängen, der Lunge, den Nieren, der Harnblase, den Blutgefäßen und einigen anderen Lokalisationen (FRANK 1981, 1985). Die Infektion erfolgt durch die Aufnahme infizierter Zwischenwirte.

Im Allgemeinen wird die Pathogenität der Trematoden als gering angesehen (MUTSCHMANN 2008). Unspezifische Symptome wie Anämie, Apathie, Körpermasseverlust und Exsikkose sind sehr häufig dokumentiert (FRANK 1985, ECKERT et al. 2005). In der Mundhöhle, dem Rachenraum, der Trachea, der Lunge oder dem Verdauungstrakt führen sie zu lokalen Schleimhautreizungen und Entzündungen (KLINGENBERG 2004, MUTSCHMANN 2008, SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Eine Infektion mit Digenea kann mit einer Anämie einhergehen (MUTSCHMANN 2008). Ein Befall der Leber, der Gallenblase, der Nieren oder des Kreislaufsystems kann zu erheblichen Funktionsstörungen in den betroffenen Organen führen, die den Tod des Wirtes nach

sich ziehen können (REICHENBACH-KLINKE 1977, MUTSCHMANN 2008). Bei Befall der Harnwege treten Harnstau, blutiger Urin bis hin zu Nierenentzündungen auf.

Zum Nachweis des Trematodenbefalls in den oberen Atemwegen und der Lunge eignen sich Lungenspülproben. Des Weiteren findet man bei einem Befall des Gastro-Intestinal-Traktes oder der inneren Organe die typischen Eier im Kot oder Harn der betroffenen Reptilien. Die Eier sind groß, gelb-braun und es ist das typische Operkulum an einem Pol der Eier sichtbar (KLINGENBERG 2004).

3 Material und Methoden

3.1 Untersuchungsmaterial

3.1.1 Probengewinnung

Zur Ermittlung des Vorkommens von Endoparasiten bei Chamäleons wurden 212 Kotproben als auch 75 Tierkörper, die im Labor der Firma Exomed im Zeitraum September 2007 bis Februar 2011 eingesandt wurden, untersucht. Die Kotproben stammten überwiegend von Tieren aus Tierarztpraxen, von Privatpersonen und zum Teil auch von Importeuren. Bei den Tierkörpern handelte es sich zum überwiegenden Teil um Transportverluste eines Großimporteurs, ansonsten um Einzeltiere aus Privathaushalten und Tierarztpraxen.

Um eventuell vorhandene Unterschiede im Parasitenspektrum und der Vorkommenshäufigkeit im Vergleich bei Wildfängen und Nachzuchten zu ermitteln, wurden die Befunde von Wildfängen und Nachzuchten separat erfasst.

Als positiv befundete Proben wurden mit 60%igem Ethanol fixiert und bei 4°C gekühlt gelagert.

Außerdem wurde ein lebendes Pantherchamäleon in der Praxis vorgestellt.

3.1.2 Lagerung und Transport von Untersuchungsmaterial

Die Tiere wurden tot und zum Großteil (n=67) tiefgekühlt eingesandt und nur in Einzelfällen (n=8) kurz nach dem Versterben frisch untersucht. Der Todeszeitpunkt konnte daher in den meisten Fällen nicht bestimmt werden. Da es sich bei den Körpern zum größten Teil um die Transportverluste eines Großimporteurs handelte, ist davon auszugehen, dass die Chamäleons während des Transportes über längere Zeit bei Raumtemperatur gelagert wurden, bevor sie eingefroren wurden. Vor Sektionsbeginn erfolgte ein schonendes Auftauen über etwa 2 Tage im Kühlschrank bei +4°C.

3.1.3 Terraristisch bedeutsame Arten

In Abb.6 sind die im Verlaufe dieser Studie am häufigsten vorgestellten Chamäleonarten dargestellt.

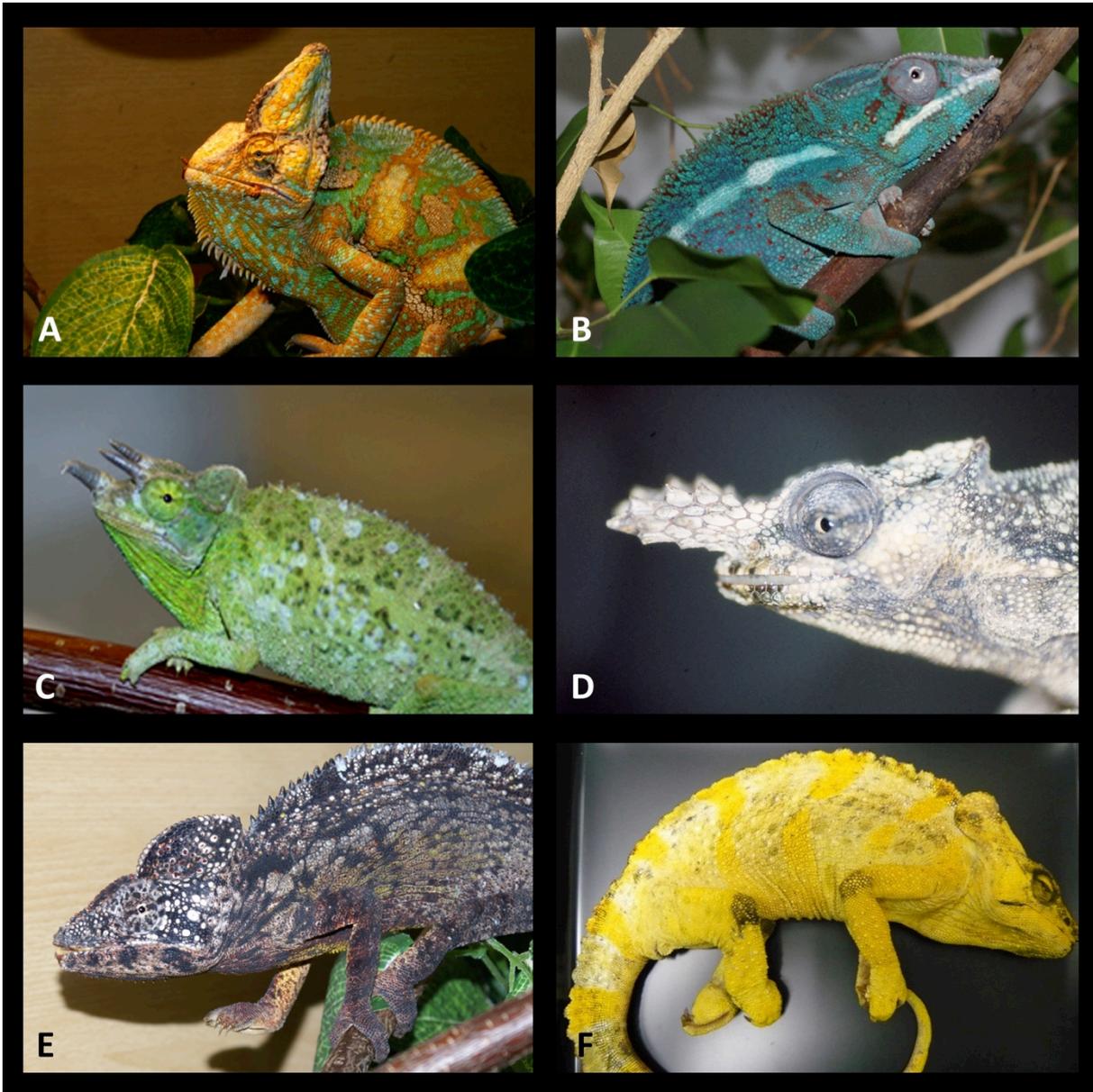


Abbildung 6: Terraristisch bedeutsame Arten: (A) *Ch. calyptratus*, (B) *F. pardalis*, (C) *Ch. jacksonii*, (D) *B. fischeri*, (E) *Ch. verrucosus*, (F) *Ch. melleri* (eigene Aufnahmen)

3.2 Untersuchungstechnik/ -methode

3.2.1 Koproskopie

Zur Gewinnung von diagnostischem Material wurde Frischkot von nicht antiparasitär vorbehandelten Chamäleons gesammelt. Dies erfolgte, indem die Besitzer der Tiere persönlich den Kot und die ausgefüllten Fragebögen abliefern oder per Post die Fäzes inklusive des Fragebogens ihrer Chamäleons zusendeten. Der Kot wurde zuvor mit einem Tropfen Wasser versetzt, damit dieser nicht austrocknete. Als erstes wurde eine Nativuntersuchung der Kotproben durchgeführt. Danach folgte für negative Proben ein kombiniertes Sedimentations-Flotationsverfahren, um eine höhere Sensitivität zu erreichen. Eine detaillierte Übersicht zu koproskopisch untersuchten Tieren liefert Tab.1.

Tabelle 1: Anzahl der untersuchten Chamäleonarten (j=juvenil; a=adult; NZ= Nachzucht; WF= Wildfang, B.= *Bradypodion*, Ch.= *Chamaeleo*, F.=*Furcifer*, T.= *Trioceros*, R.= *Rhampholeon*)

Anzahl	Art	♂	♀	j	a	NZ	WF
90	<i>Ch. calyptratus</i>	58	32	42	48	87	3
55	<i>F. pardalis</i>	33	22	18	37	45	10
14	<i>B. fischeri</i>	8	6	3	11	4	10
5	<i>Ch. (T.) cristatus</i>	3	2	0	5	0	5
5	<i>Ch. dilepis</i>	2	3	2	3	3	2
2	<i>Ch. (T.) hoehnelii</i>	1	1	2	0	1	1
4	<i>Ch. (T.) jacksonii</i>	2	2	3	1	4	0
7	<i>Ch. (T.) melleri</i>	5	2	1	6	3	4
1	<i>Ch. (T.) quadricornis</i>	0	1	0	1	0	1
9	<i>Ch. (T.) rudis</i>	4	5	4	5	4	5
2	<i>Ch. (T.) tempeli</i>	2	0	0	2	0	2
3	<i>F. lateralis</i>	1	2	2	1	3	0
5	<i>F. oustaleti</i>	3	2	4	1	4	1
2	<i>F. verrucosus</i>	2	0	0	2	0	2
8	<i>R. brevicaudatus</i>	5	3	2	6	6	2

3.2.1.1 Nativuntersuchung

Eine erbsengroße Menge Kot wurde von der Probe entnommen und mit Hilfe eines Glasstabs in einer Petrischale mit 0,9%iger NaCl-Lösung suspendiert. Die zugesetzte Menge an Flüssigkeit richtete sich hierbei nach der Größe der Probe und der Konsistenz. Mit einer Pasteurpipette erfolgte die Übertragung eines Tropfens der Suspension auf einen entfetteten Objektträger. Dieser Tropfen wurde mit einem Deckgläschen abgedeckt. Hiernach erfolgte die mäanderförmige Durchmusterung mittels eines Mikroskops bei 100-facher Vergrößerung. Zur genaueren Unterscheidung erfolgte die Untersuchung bei 250-facher Vergrößerung.

3.2.1.2 Kombiniertes Sedimentations-Flotationsverfahren

Zirka 3 Gramm von jeder Probe wurden in einem Reagenzglas mit der 10-fachen Menge destillierten Wassers mechanisch mit einem Glasstab zu einer Suspension verrührt. Im Fall von harten Kotpillen wurden diese vorher mit ein wenig Aqua dest. eingeweicht. Ein Teil der Suspension wurde dann durch ein über einen Trichter gehaltenes grobmaschiges Sieb in ein ca. 15 Milliliter fassendes Zentrifugenröhrchen überführt. Dies erfolgte, um grobe Kotbestandteile abzutrennen. Die im Sieb verbliebenen Kotbestandteile wurden nun noch einmal mit einem scharfen Strahl destillierten Wassers aus einer Spritzflache durchspült und dadurch das Reagenzglas zu gut $\frac{3}{4}$ aufgefüllt. Die Suspension wurde nun 30 Minuten stehen gelassen. Der Überstand wurde dekantiert und ca. 1 ml des Sediments in ein 10 ml fassendes Zentrifugenröhrchen überführt. Nun wurde das Röhrchen mit einer gesättigten Zuckerlösung (Sheater's Zuckerlösung, spezifisches Gewicht: 1,3) aufgefüllt und danach mehrmals geschwenkt. Danach erfolgte das Zentrifugieren bei ca. 2000 U/min. für drei Minuten. Anschliessend wurden mehrere Tropfen von der Flüssigkeitsoberfläche mit einer Drahtöse entnommen und auf einen Objektträger verbracht. Es wurde ein Deckglas aufgelegt und die Probe zunächst bei schwacher (40-100x), dann bei stärkerer Vergrößerung (250x) untersucht.

3.2.1.3 Sporulation der Oozysten

Bei einem positiven Nachweis auf Kokzidien, die noch nicht sporuliert waren (2 Fälle) wurden die Proben bei 2000 U/min. zentrifugiert, der Überstand anschließend dekantiert. Danach wurde die verbliebene Menge in ein Eppendorffgefäß überführt.

Zur Sporulation wurde eine 2,5 %ige Kaliumdichromatlösung (2,5 g Kaliumdichromat/ 100ml H₂O) eingesetzt. Die Sporulationsgefäße wurden bei einer Raumtemperatur von 22 bis 24 °C gelagert. Zur Kontrolle des Sporulationsversuches wurde jeden Tag ein Tropfen der Oozystensuspension mit einer Pipette entnommen. Dieser wurde zur lichtmikroskopischen Untersuchung auf einen Objektträger gegeben und mit einem Deckgläschen abgedeckt.

3.2.1.4 Auswertung der Kotuntersuchungen

Ein quantitativer Nachweis der Kokzidienoozysten erfolgte durch das Auszählen im gesamten Präparat bei 250-facher Vergrößerung. Für jede Kokzidienspezies wurde die Anzahl im Präparat (Sichtfeld) ermittelt (Tab.2). Die so ermittelten Daten ermöglichten einen Vergleich der Tiere untereinander. Da die Ausscheidungsintensität nicht mit der tatsächlichen Parasitenbürde in Zusammenhang gebracht werden kann (CLAUSSEN 1981), wurde die Unterteilung in geringgradig, mittelgradig und hochgradig ausscheidende Chamäleons, nicht aber in infizierte Tiere vollzogen.

Tabelle 2: Kodierung zur semi-quantitativen Bestimmung der Endoparasitenstadien in Kotproben bei 250-facher Vergrößerung

Ausscheidungsrate	Anzahl der Stadien
negativ	keine Parasitenstadien entdeckt
geringgradig (+)	1-10 Parasitenstadien/Deckglasfläche
mittelgradig (++)	11-20 Parasitenstadien/ Deckglasfläche
hochgradig (+++)	> 21 Parasitenstadien/Deckglasfläche

3.2.2 Sektionen

Vor Sektionsbeginn erfolgten Speziesbestimmung, fotografische Dokumentation, Vermessung der Gesamtkörperlänge und die Ermittlung der Körpermasse der zu untersuchenden Tiere. Da es sich bei den untersuchten Tieren zum großen Teil um Wildfänge handelte, konnte das genaue Alter nicht ermittelt werden. Die Altersschätzung erfolgte anhand der Körpergröße, des Gewichtes und des Entwicklungszustandes (Gonaden, Fettkörperausbildung).

Vor der Obduktion wurden die Tierkörper mit Hilfe eines Stereomikroskopes auf Ektoparasiten untersucht. Besondere Aufmerksamkeit wurde vor allem den Interdigitalregionen, den Augenlidern und den Körperfalten gewidmet.

Soweit es möglich war, wurden vorsichtig Fäzes aus der Kloake herausmassiert oder unter Zuhilfenahme einer Pinzette entnommen und unverzüglich untersucht. Danach wurde mit Hilfe einer Schere die linke Körperhälfte mitsamt der dazugehörigen Vorder- und Hintergliedmaße entfernt. Der Schnitt erfolgte ventral in der Medianlinie, beginnend an der Kloake bis zum zweiten kranialen Rippenbogen einschließlich der Vordergliedmaße. Dieser Schnitt setzte sich am dorsalen Rippenbogen, parallel zur Wirbelsäule fort. Daraufhin wurde die entsprechende Schnittfläche mit leichtem Zug entfernt und somit das Zölom sowie die inneren Organe freigelegt. Es schloss sich nach makroskopischer Beurteilung des Organsitus die Entnahme von Leber, Gastrointestinal-Trakt, Nieren, Lunge, Herz und Gonaden für die weitere histologische Untersuchung an. Jedes Organ wurde separat in einer Petrischale gelagert und untersucht. Mit einer spitzen Schere, einer Pinzette und einem Skalpell wurden die einzelnen Organe vorsichtig eröffnet und mit Hilfe eines Stereomikroskopes untersucht. Die Gewinnung von Gallensaft erfolgte aseptisch mittels einer kleinlumigen Spritze (1 ml) und kleinlumiger Kanüle (22G x 1; 0,7 x 30 mm). Der Gallensaft wurde auf einen Objektträger verbracht und unmittelbar bei 100- bis 1000-facher Vergrößerung mikroskopiert. Außerdem erfolgte die Herstellung von Quetschpräparaten der Leber und der Nieren, um sie ebenfalls sofort mikroskopisch zu untersuchen.

Um die Organe vor autolytischen Prozessen zu schützen, wurden sie in 4-6%igem Formalin fixiert und der histologischen Untersuchung zugeführt.

Zusätzlich fand die Anfertigung Giemsa-gefärbter Präparate von Leber, Niere, Galle und Blut für die Mikroskopie statt. Die histologischen Präparate wurden zunächst mit dem Lichtmikroskop bei 100-facher Vergrößerung mäanderförmig durchmustert und auf das Vorhandensein von Parasiten- und deren Entwicklungsstadien untersucht. Eine Auszählung und Differenzierung der Stadien erfolgte dann bei 250-facher, in einzelnen Fällen bei einer 1000-fachen Vergrößerung (Tab.3). Außerdem wurde gegebenenfalls die Lokalisation parasitärer Entwicklungsstadien bestimmt. Dazu erfolgte die Benennung des befallenen Organs, sowie der betroffenen anatomischen Organstrukturen und der Gewebeschichten, in denen sich die Stadien befanden. Ebenfalls wurde von jedem Sektionstier ein Herzblutausstrich angefertigt und auf Parasitenstadien untersucht.

Allgemeine Veränderungen am Tierkörper wurden nach folgenden Kriterien festgelegt:

Exsikkose: in den Schädel eingesunkene Augen, in Falten gelegte Haut, sehr trockene Organe, trockene Schleimhaut, trockene Fettkörper.

Kachexie: Fettkörper stark abgebaut bis nicht mehr vorhanden, Muskelatrophie an den Gliedmaßen, Schädel und Hüfthöcker herausstehend, Knochenvorsprünge an den Gelenken.

Anämie: blasse Schleimhäute, sehr blasses rosé-farbenes Herz, mäßig befülltes Gefäßsystem.

Tabelle 3: Kodierung zur semi-quantitativen Bestimmung der Endoparasitenstadien, entnommen aus verschiedenen Organen sezierter Chamäleons (250-fache Vergrößerung)

Befallssrate	Anzahl der Stadien
negativ	keine Parasitenstadien entdeckt
geringgradig (+)	1-10 Parasitenstadien/Deckglasfläche
mittelgradig (++)	11-20 Parasitenstadien/ Deckglasfläche
hochgradig (+++)	> 21 Parasitenstadien/Deckglasfläche

3.2.3 Sammeln und Fixieren von Parasiten

3.2.3.1 Kokzidien

Bei einem positiven Befund auf Kokzidien wurde der komplette Darm mit einer isotonischen Kochsalzlösung ausgespült. Die angefallene Probe wurde nun mikroskopisch untersucht und das infizierte Organ für die Histologie fixiert. Wurden Kokzidien im Darmlumen festgestellt, erfolgte unmittelbar ihre Speziesbestimmung und fotografische Dokumentation. Zudem wurden histologische Schnitte von den Organen des infizierten Tieres angefertigt.

3.2.3.2 Helminthen

Bei Befall eines Organs mit adulten Helminthen wurden diese vorsichtig mit einer Pinzette und einem Bürstchen in eine Petrischale überführt. Hier wurden sie mit klarem Leitungswasser gesäubert und unverzüglich unter Zuhilfenahme eines Stereomikroskopes untersucht und eine Speziesbestimmung durchgeführt. Die Würmer wurden in 70%igem Ethanol in Eppendorffgefäßen fixiert und gelagert.

Waren Mikrofilarien im Blut oder den Nieren anwesend, wurde der Wirt komplett enthäutet, Augen und Muskeln entnommen und mikroskopisch auf adulte Filarien untersucht.

3.2.4 Herstellung von histologischen Dauerpräparaten

Die Fixierung der Organproben für die histologische Untersuchung erfolgte über mindestens 24 Stunden in 4-6%igem gepufferten Formalin.

Die formalinfixierten Organe wurden in einem Automatenystem in aufsteigender Alkoholreihe entwässert. Nach der Wasserverdrängung ist die Einschaltung eines Intermediums erforderlich, da Paraffin und Alkohol nicht mischbar sind. Das Intermedium muss daher sowohl mit Alkohol als auch Paraffin mischbar sein. Als Zwischenmedium wurde in dieser Studie Xylol verwendet. Zur Durchtränkung des Materials mit Paraffin wurde es in Thermostaten bei Temperaturen um 58°C eingebettet. Von dem im Einbettungsverfahren hergestellten Block, der das Untersuchungsgut enthält, liessen sich unter Zuhilfenahme eines Schnittmikrotoms 3-5 µm dicke Schnitte auf einem Schnittmikrotom anfertigen. Im Anschluß kam die HE-Färbung zum Einsatz.

3.2.4.1 Hämatoxylin-Eosin- (HE-) Färbung

Das Präparat wurde entparaffiniert und rehydratisiert. Nach der Kernfärbung mit Hämalaun wurde das Präparat gebläut. Danach erfolgte das Färben in Eosin.

Das Präparat wurde in Leitungswasser ausgewaschen und in aufsteigender Alkoholreihe dehydriert. Als letzter Schritt erfolgte das Eindeckeln des Präparates in Eukitt (Chroma mbH & Co.). Zur genaueren Verfahrensweise siehe Anhang A18.

3.2.4.2 Eindeckeln der Präparate

Das entwässerte Objekt wurde mit einer Präpariernadel auf dem Objektträger platziert. Ein kleiner Tropfen Eukitt (Chroma mbH & Co.) wurde auf das Präparat gegeben. Danach wurde ein gesäubertes Deckgläschen schräg auf den Objektträger aufgesetzt und vorsichtig auf das Harz gleiten gelassen. Anschließend folgte eine 24-stündige Aushärtungsphase, bevor die Objekte begutachtet wurden.

3.2.5 Weitere Untersuchungsmethoden

3.2.5.1 Blutausstriche

Von Nativ- oder EDTA- Blut wurden auf fettfreien Objektträgern dünne Blutausstriche vorwiegend aus Herzblut angefertigt. Die bei Raumtemperatur getrockneten Ausstriche wurden 5-10 Minuten in Methanol fixiert und nach Giemsa eingefärbt.

3.2.5.2 Lichtmikroskopische Untersuchung

Sowohl die histologischen als auch die koproskopischen Präparate wurden mikroskopisch bei 100-facher und 250-facher Vergrößerung untersucht. Das Durchmustern der Nativ- und Flotationspräparate erfolgte in mäanderförmigen Zügen, wobei die vorhandenen Oozysten sowie die Reproduktionsprodukte anderer Endoparasiten im gesamten Präparat ausgezählt und differenziert wurden.

3.2.6 Spezielle Färbungsverfahren

3.2.6.1 Karbofuchsin-Färbung (nach Heine)

Dieser Schnelltest eignet sich besonders, um Kryptosporidien im Kot nachzuweisen. Hierbei wurden 3 Mikroliter Kot mit 3 Mikroliter Karbofuchsin-Lösung vermischt und

dünn auf einen Objektträger ausgestrichen. Nach dem Trocknen wurde der Objektträger mit Immersionsöl bedeckt und bei 1000-facher Vergrößerung untersucht.

3.2.6.2 May-Grünwald/ Giemsa- (MGG) Färbung

Der Ausstrich wurde luftgetrocknet. Im Anschluss daran wurde der getrocknete Ausstrich für ca. 3- 5 Minuten mit ca. 5 ml absolutem Methanol pro Präparat auf einer Färbekbank fixiert. Danach wurde der Ausstrich an der Luft getrocknet. Nun wurde das Präparat in eine Farbküvette für ca. 30 Minuten in eine Giemsa-Farblösung eingetaucht. Die Farbe wurde mit einem scharfen Wasserstrahl (Leitungswasser) abgespült und mit Aqua dest. nachgespült. Das Präparat wurde in Schrägstellung zum Abtropfen gebracht und an der Luft trocknen gelassen. Im letzten Schritt wurde der getrocknete Ausstrich mit Eukitt (Chroma mbH & Co.) und einem Deckgläschen eingedeckelt. Zur genauen Beschreibung des Verfahrens sei auf Anhang A19 verwiesen.

3.2.6.3 Ziehl-Neelsen-Färbung

Die Präparate wurden nach Hitzefixierung mit einem Filterpapierstreifen abgedeckt und mit Karbolfuchsin überschichtet. Die Objektträger wurden bis zur Dampfbildung erhitzt. Danach liess man die Farbe 10 Minuten einziehen. Das Filterpapier wurde hiernach entfernt. Mit Leitungswasser wurde der Farbstoff abgespült. Entfärbt wurde das Präparat in HCl- Alkohol, bis keine Farbwolken mehr abgingen. Hiernach wurde es mit Leitungswasser abgespült. Nach dreiminütigem Gegenfärben mit Methyleneblau wurde das Präparat wieder mit Wasser abgespült und lufttrocknen gelassen.

3.2.7 Differenzierung von Kokzidien

Die Artendifferenzierung vorgefundener Kokzidien erfolgte anhand folgender morphologischer Eigenschaften:

Größe, Form und Farbe der Oozyste, Breite und Aufbau der Oberflächenstruktur der Oozystenwand, Vorhandensein von Stieda-Körperchen und/ oder einer Polkappe, Größe der Sporozysten und Erkennbarkeit einer Mikropyle. Zur Festlegung wurden die unter Anhang A1 aufgeführten morphologischen Merkmale von bisher identifizierten Kokzidien bei Chamäleons herangezogen. Zur Differenzierung und Bestimmung wurden die Flotationspräparate mit dem Lichtmikroskop bei 100-facher, 250-facher und zum Teil bei 1000-facher Vergrößerung begutachtet.

3.2.8 Mikroskop, Aufnahmeverfahren, Messung

Die Auswertung der histologischen Schnitte erfolgte unter Verwendung des Mikroskops Axioskop 2 plus der Firma Zeiss. Digitale Aufnahmen wurden mit der AxioCam der Firma Zeiss angefertigt. Die Bildverarbeitung und Messung der parasitären Stadien wurde mit dem Programm Zeiss Axio Vision 4.6.3 durchgeführt. Zur Vermessung der Parasitenstadien fanden native Ausstriche ohne Konservierung oder Färbung Verwendung. Je nach Befallsintensität erfolgte die Vermessung von mindestens fünf Parasitenstadien pro Probe.

Im Fall der Speziesbestimmung neuer Kokzidienspezies erfolgten 30 Vermessungen der Oozysten. Hierbei wurden die Länge und die Breite der jeweiligen Oozyste sowie deren Sporozysten vermessen. Danach erfolgte die Vermessung der Dicke der Oozystenwand. Nun wurde ein Medianwert der jeweiligen Maße berechnet und festgelegt.

3.2.9 Auswertung der erhobenen Daten, Statistik, Software

Die statistische Analyse der Daten erfolgte mit dem Statistikprogramm SPSS 12.0. Mit Kreuztabellen und dem χ^2 -Test bzw. dem exakten Fisher Test wurde auf ein Signifikanzniveau von $p \leq 0.05$ geprüft.

3.2.10 Fragebogenauswertung

Die Angaben zu den einzelnen Tieren und deren Kategorisierung wurden in die Tabellen von Anhang 9-10 übertragen. Bei Unklarheiten wurden die Besitzer telefonisch kontaktiert, um Informationslücken zu beseitigen. Wurden unvollständige Angaben gemacht oder die Tiere mit Medikamenten gegen Parasiten vorbehandelt, so wurden diese Proben von der Studie ausgeschlossen.

Chamäleonart: Die Chamäleonart wurde festgehalten, da es enorme Unterschiede zwischen den einzelnen Arten im Hinblick auf das Habitat, die Verhaltensweisen, der Art der Haltung etc. gibt.

Alter: Das Alter der Chamäleons wurde in die zwei Kategorien juvenil und adult (reproduktionsfähig) eingeteilt.

Geschlecht: Die Angaben der Tierbesitzer hierzu wurden protokolliert. Tiere unbekanntes Geschlechts wurden ausgeschlossen.

Herkunft: Es wurde erfragt, ob die untersuchten Tiere Nachzuchten aus Terrarienhaltung oder Importtiere aus freier Wildbahn waren.

Anamnese: Die Besitzer beschrieben anhand der Vorgaben den Allgemeinzustand ihrer Tiere. Diese Angaben wurden wie folgt kategorisiert (Tab.4):

Tabelle 4: Kategorisierung der anamnestisch ermittelten Symptome

unspezifische Symptome	Apathie, Kachexie, Inappetenz, Schwäche, Gewichtsverlust, Abmagerung, Exsikkose, Erde fressen
gastrointestinale Symptome	Tympanie, Diarrhö, Kotanschoppung, Kloaken-/ Darmprolaps
respiratorische Symptome	Atemnot, Aufreißen des Mauls, Schleim in Maulhöhle, Lungenveränderungen
urogenitale symptome	Dystokie, Legedarmvorfall
osteodystrophische Symptome	Hypokalzämie, Rachitis, <i>metabolic bone disease</i>

4 Ergebnisse

4.1 Anzahl und Herkunft der Kotproben

60,8% (n=129) der Kotproben stammten von adulten und 39,2% (n=83) von juvenilen Chamäleons (p= 0,0001). Fäzes von männlichen Tieren standen zu 61,3% (n=130) und von weiblichen zu 38,7% (n=82) zur Verfügung (Abb.7). 77,4% (n=164) der Kotproben stammten von Nachzuchten und 22,6% (n=48) von Chamäleons aus freier Wildbahn (p= 0,0001). Mit einem prozentualen Anteil von 42,5% (n=90) stammten die meisten Stuhlproben vom Jemenchamäleon (*Ch. calyptratus*), gefolgt vom Pantherchamäleon (*F. pardalis*) mit 25,9% (n=55) und dem Fischer's Chamäleon (*B. fischeri*) mit 6,6% (n=14). Die anderen Chamäleonarten bestimmten die verbliebenen 25,0% (n=53) (Abb.8). Insgesamt waren bei 55,2% (n=117) der Tiere Endoparasiten nachweisbar. Anamnestisch wurden bei 35,8% (n=76) aller Tiere klinische Veränderungen beschrieben.

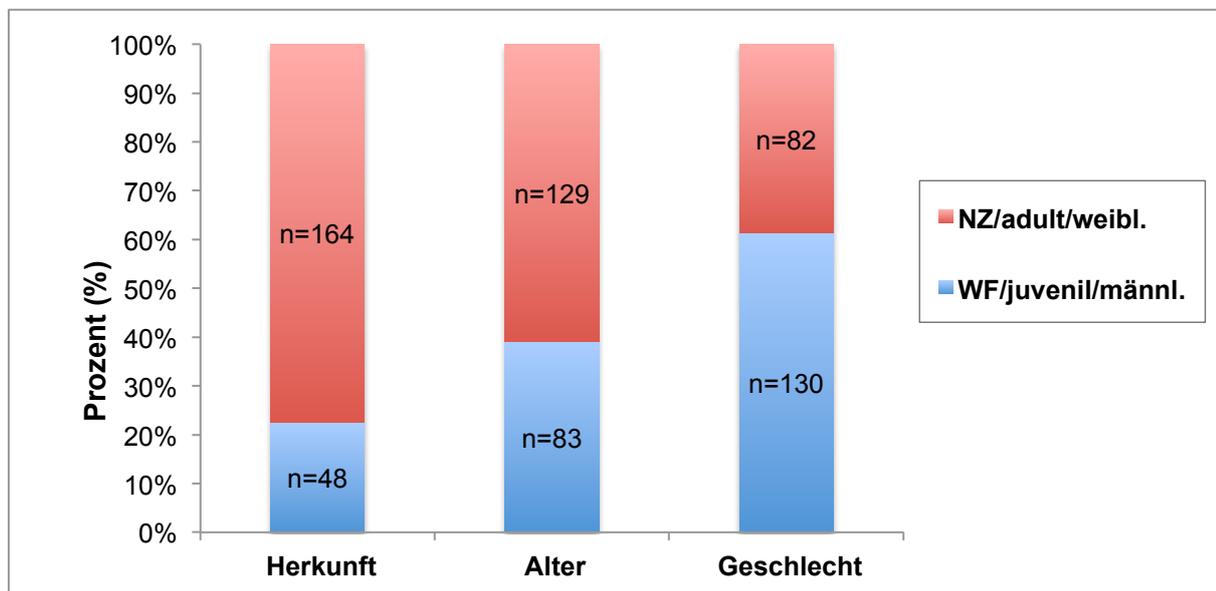


Abbildung 7: Alters-/ Herkunfts-/ und Geschlechtsverteilung der untersuchten Chamäleons (NZ: Nachzucht, WF: Wildfang, weibl.: weiblich, männl.: männlich)

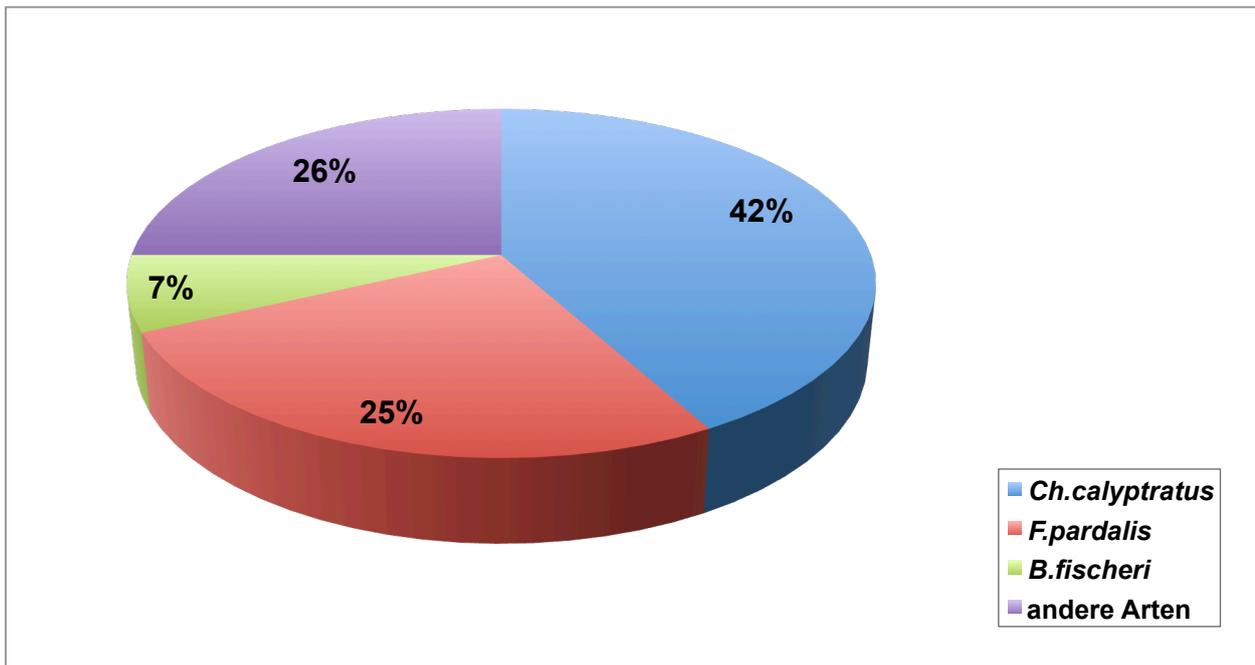


Abbildung 8: Darstellung der prozentualen Verteilung der beprobten Chamäleonarten

Alter

Von den adulten Tieren waren insgesamt 55,0% (n=71) und von den juvenilen Tieren 55,4% (n=46) mit Parasiten befallen. Ein Einfluß des Alters konnte hier nicht festgestellt werden ($p > 0,05$).

Geschlecht

56,9% (n=74) der männlichen Chamäleons und 52,4% (n=43) der weiblichen Tiere waren mit Parasiten befallen. Insgesamt wiesen 39,2% (n=51) der männlichen Tiere und 30,5% (n=25) der weiblichen Tiere klinische Symptome auf (Abb.9). 10,0% (n=13) der männlichen und 7,3% (n=6) der weiblichen Chamäleons zeigten gastrointestinale Symptome. Unspezifische Symptome wurden bei den männlichen mit 21,5% (n=28) und bei den weiblichen Tieren mit 14,6% (n=12) dokumentiert. 2,4% (n=2) der weiblichen Tiere wiesen eine Dystokie auf und 1,2% (n=1) der Chamäleons litten unter respiratorischen Symptomen. Es lag keine geschlechtsspezifische Signifikanz vor ($p > 0,05$).

Herkunft

54,1% (n=26) der Wildfänge und 55,5% (n=91) der Nachzuchten wiesen einen positiven Befund auf Parasiten auf. Bei 34,1% (n=56) der Reptilien aus Nachzucht und bei 41,7%

(n=20) der Tiere aus freier Wildbahn wurden vorherichtlich Erkrankungserscheinungen angegeben (Abb.9). Es lag kein herkunftsabhängiger Unterschied vor ($p>0,05$).

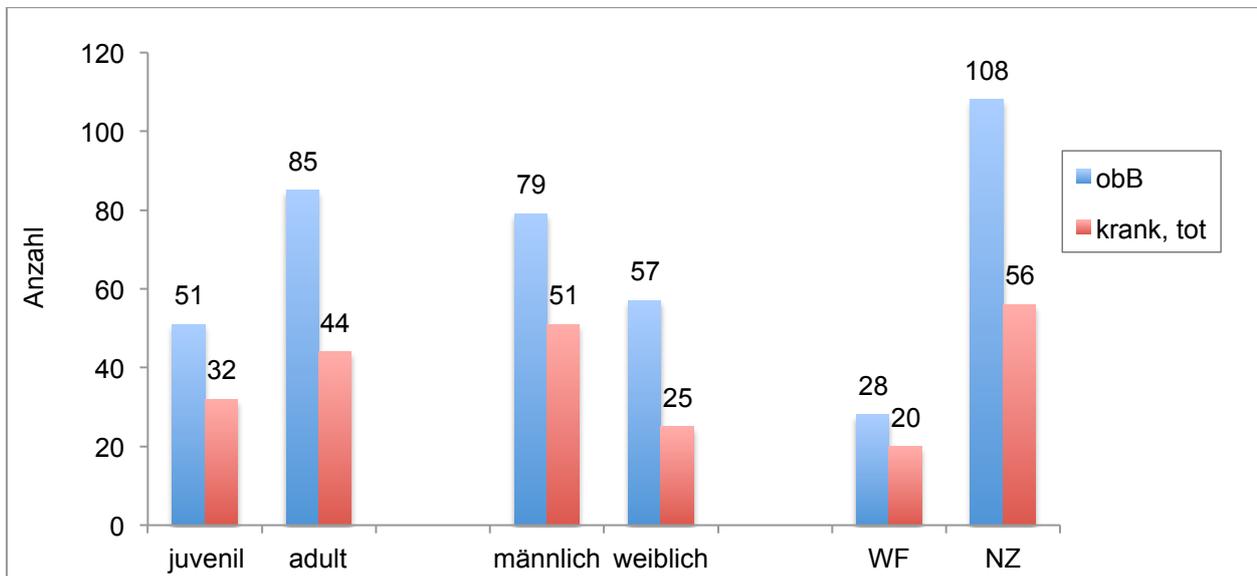


Abbildung 9: Erkrankungserscheinungen der koproskopisch untersuchten Chamäleons unter Berücksichtigung des Alters, des Geschlechts und der Herkunft

4.2 Ergebnisse der Koproskopie

4.2.1 Nachweis von Endoparasiten

Die Auswertung der koproskopischen Untersuchungen ergab, dass 55,2% (n=117) der 212 in dieser Studie untersuchten Chamäleons positiv auf Endoparasiten getestet wurden. In 30,4% (n=64) der gesamten Kotproben zeigten sich ausschließlich Stadien von Protozoen, wobei 21,7% (n= 46) mit Kokzidien und 8,5% (n=18) mit anderen Protozoen wie Flagellaten und Ziliaten infiziert waren. In 38,7% (n=82) der untersuchten Stuhlproben wurden Nematoden und in 2,8% (n=6) Trematoden aufgefunden (Abb.10). In keiner der Proben ließen sich Zestoden nachweisen. 35,8% (n=76) der Tiere waren erkrankt, wovon bei 88,2% (n=67) dieser Tiere ein Endoparasitenbefall nachgewiesen wurde.

Ergebnisse

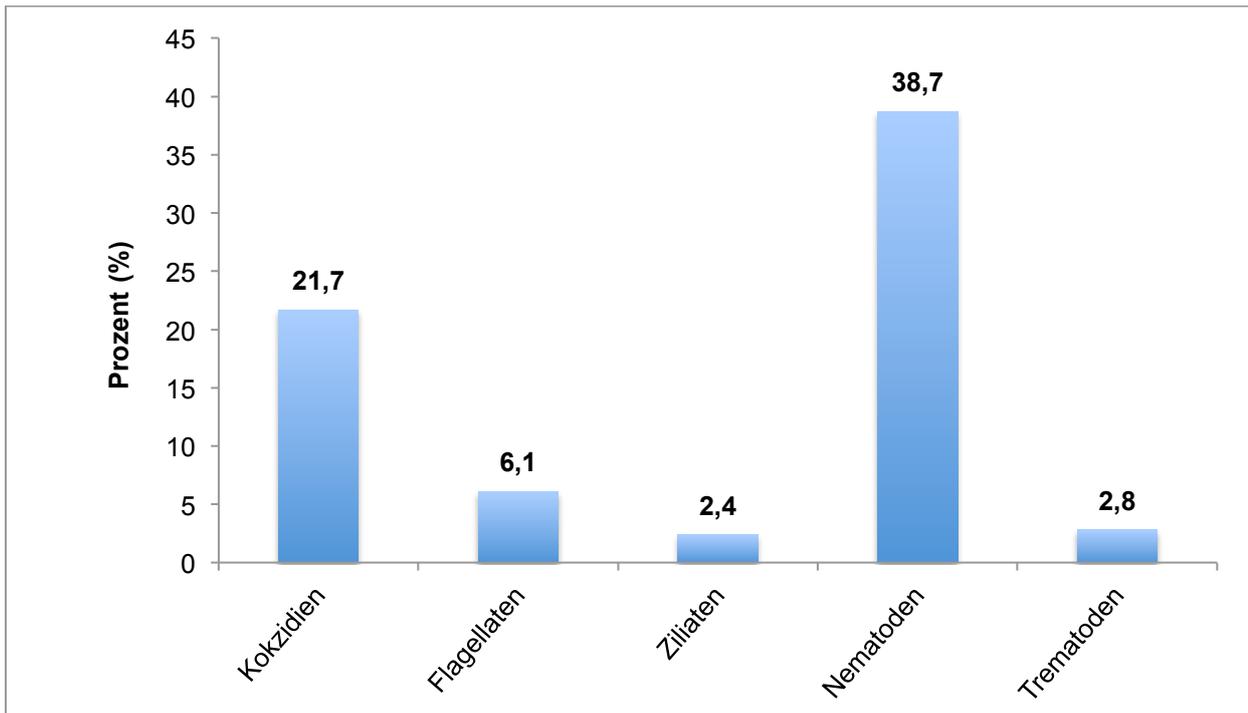


Abbildung 10: Überblick über die nachgewiesenen Endoparasitenstadien in der koproskopischen Untersuchung

Nematoden wurden bei 43,7% (n=21) der Wildfänge und 37,2% (n=61) der Nachzuchten diagnostiziert, gefolgt von Kokzidien mit 12,5% (n=6) der Wildfänge und 24,4% (n=40) der Nachzuchten (Abb.11).

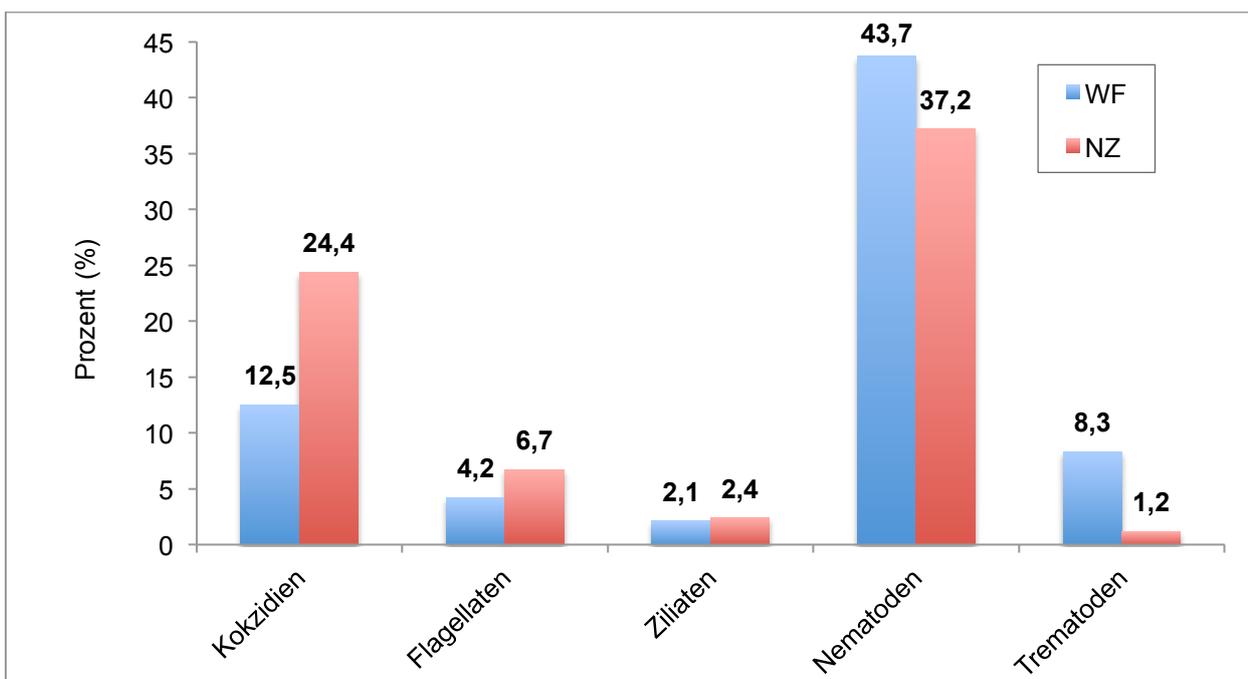


Abbildung 11: Vergleich der Endoparasiten in Bezug auf Wildfänge (WF) und Nachzuchten (NZ)

In 42,0% (n=89) der Kotproben wurden Monoinfektionen und in 13,2% (n=28) ein Befall mit mehr als einer Parasitenart diagnostiziert. In 44,8% (n=95) der Kotproben waren keine Parasitenstadien nachweisbar (Abb.12).

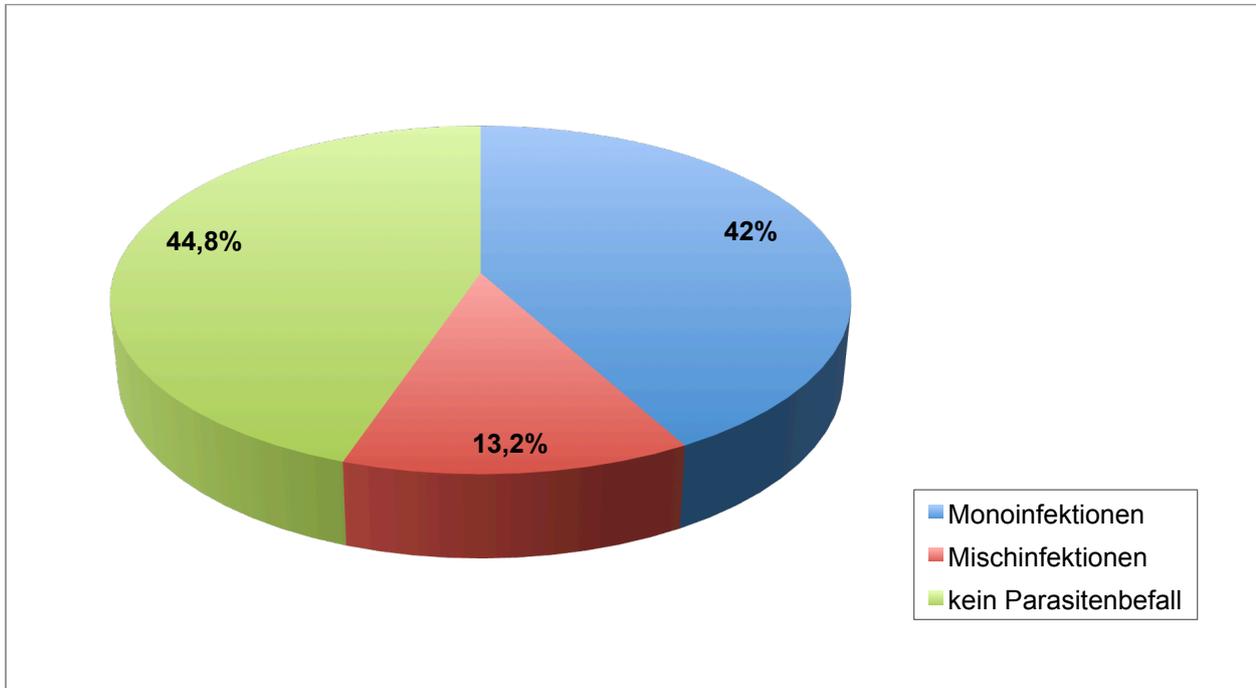


Abbildung 12: Anteil von Mono- und Mischinfektionen an der Gesamtzahl der Kotproben (Angaben in Prozent)

4.2.2 Protozoen

4.2.2.1 Kokzidien

Von den 212 beprobten Chamäleons wurden insgesamt 21,7% (n=46) anhand der Kotproben positiv auf Kokzidien getestet (Abb.10). In diesen Proben wurde bei 28,3% (n=13) eine geringgradige, bei 39,1% (n=18) eine mittelgradige und bei 32,6% (n=15) eine hoch-gradige Ausscheidungsintensität von Kokzidien festgestellt.

Alter

27,7% (n=23) der juvenilen und 17,8% (n=23) der adulten Tiere waren mit Kokzidien infiziert (Tab.5).

Ergebnisse

Tabelle 5: Kokzidienbefall unter Berücksichtigung des Alters

Kokzidienbefall			
Alter		Anzahl	Prozent
juvenil	negativ	60	72,3
	positiv	23	27,7
	gesamt	83	100,0
adult	negativ	106	82,2
	positiv	23	17,8
	gesamt	129	100,0

Eine geringgradige Ausscheidung wurde bei den Juvenilen mit 7,2% (n=6) und bei den Adulten mit 5,4% (n=7) nachgewiesen. Bei den Juvenilen konnte bei 14,5% (n=12) und bei den adulten Tieren bei 4,7% (n=6) eine mittelgradige Anzahl von Kokzidien eruiert werden (Anhang A12). Ein hochgradiger Gehalt von Kokzidienstadien konnte bei adulten mit 7,8% (n=10) und bei juvenilen Tieren mit 6,0% (n=5) verzeichnet werden. Unter Bezugnahme auf das Alter und die Ausscheidungsintensität war keine statistische Signifikanz zu verzeichnen ($p=0,1238$).

Geschlecht

23,2% (n=19) der weiblichen und 20,8% (n=27) der männlichen Chamäleons waren mit Kokzidien infiziert. Weibliche Tiere schieden zu 4,9% (n=4) geringgradig, zu 9,8% (n=8) mittelgradig und zu 8,5% (n=7) hochgradig Kokzidienstadien aus. Demgegenüber wiesen die männlichen Tiere zu 6,9% (n=9) eine geringgradige, zu 7,7% (n=10) eine mittelgradige und zu 6,2% (n=8) eine hochgradige Ausscheidungsintensität auf. Es lag keine geschlechtsspezifische Signifikanz bezüglich der Ausscheidungsintensität vor ($p>0,05$).

Herkunft

Von den insgesamt 164 eingesandten Kotproben aus Nachzuchten wurden bei 24,4% (n=40) der Proben Kokzidien gefunden (Tab.6). Insgesamt wiesen von den 48 untersuchten Kotproben 12,6% (n=6) der Wildfänge einen Befall mit Kokzidien auf. Es konnte kein statistischer Unterschied bezüglich der Befallsextenstität zwischen Wildfängen und Nachzuchten ermittelt werden ($p=0,11$).

Ergebnisse

Tabelle 6: Befallsextenstität bei Wildfängen (WF) und Nachzuchten (NZ)

Herkunft		Kokzidien		gesamt
		negativ	positiv	
WF	Anzahl	42	6	48
	% von Herkunft	87,5	12,5	100,0
NZ	Anzahl	124	40	164
	% von Herkunft	75,6	24,4	100,0
gesamt	Anzahl	166	46	212
	% von Herkunft	78,3	21,7	100,0

Von den Nachzuchten wurden 6,1% (n=10) als geringgradige, 9,8% (n=16) als mittelgradige und 8,5% (n=14) als hochgradige Ausscheider eingestuft (Anhang A13). Von den Wildfängen zeigten 6,3% (n=3) eine geringgradige, 4,2% (n=2) eine mittelgradige und 2,1% (n=1) eine hochgradige Ausscheidungsrate von Kokzidienstadien.

Differenzierung

Unter den vorgefundenen Kokzidien dominierten *Isospora* spp. mit einer Prävalenz von 78,3% (n=36). Die Gattungen *Eimeria* sp. und *Choleoeimeria* sp. wiesen eine Prävalenz von 6,5% (n=3) und 13,0% (n=6) auf (Anhang A14). Eine Mischinfektion zwischen den Gattungen *Isospora* sp. und *Choleoeimeria* sp. lag in einem Fall (2,2%) vor (Tab.8). Von allen nachgewiesenen Kokzidienarten war *Isospora jaracimmani* (n=25) am häufigsten zu finden (Tab.7).

In den mit Kokzidien infizierten Jemenchamäleons (*Ch. calyptratus*) wurden insgesamt zwei verschiedene Kokzidienarten aufgefunden: *Isospora jaracimmani* mit einer Prävalenz von 27,8% (n=25) und *Choleoeimeria hirbayah* mit einer Prävalenz von 1,1% (n=1) (Tab. 7).

Auch beim madagassischen Pantherchamäleon (*F. pardalis*) wurden zwei Kokzidienarten aufgefunden. Hier handelte es sich um *Isospora brygooi* mit einer Prävalenz von 14,5% (n=8) und um *Choleoeimeria glawi* mit einer Prävalenz von 3,6% (n=2). Eine Mischinfektion mit beiden Kokzidienarten ließ sich in einem Fall nachweisen.

Bei drei (21,4%) von insgesamt 14 untersuchten Fischer's Chamäleons (*B. fischeri*) konnten Kokzidien der Gattung *Eimeria* sp. identifiziert werden.

Ergebnisse

Von zwei Helmchamäleons (*Ch. hoehnelii*) war jeweils eines mit *Isospora* sp. und eines mit *Choleoeimeria* sp. befallen.

Bei den sieben untersuchten Meller's Chamäleons (*Ch. melleri*) konnte bei zwei Tieren (28,6%) die Art *Isospora necasi* bestimmt werden (Tab.7).

Zwei (25,0%) der acht Stummelschwanzchamäleons (*R. brevicaudatus*) waren mit *Choleoeimeria* spp. befallen. Sie stellten sich als neue Spezies heraus, da ermittelte morphologische Charakteristika nicht mit den bisher beschriebenen übereinstimmten.

Tabelle 7: Prävalenz vorgefundener Kokzidienarten der verschiedenen Chamäleonarten (B.= *Bradypodion*, Ch.= *Chamaeleo*, F.= *Furcifer*, R.= *Rhampholeon*)

Wirt	Kokzidienart	Prävalenz	
		%	n
<i>B. fisheri</i>	<i>Eimeria</i> sp.	21,4	3
<i>Ch. calyptratus</i>	<i>Isospora jaracimrmani</i>	27,8	25
	<i>Choleoeimeria hirbaya</i>	1,1	1
<i>Ch. hoehnelii</i>	<i>Isospora</i> sp.	50,0	1
	<i>Choleoeimeria</i> sp.	50,0	1
<i>Ch. melleri</i>	<i>Isospora necasi</i>	28,6	2
<i>F. pardalis</i>	<i>Isospora brygooi</i>	14,5	8
	<i>Choleoeimeria glawi</i>	3,6	2
<i>R. brevicaudatus</i>	<i>Choleoeimeria</i> sp.	25,0	2

Bei einem Befall mit Kokzidien wurden bei geringgradiger bis hochgradiger Ausscheidungsintensität unspezifische und gastrointestinale Symptome am häufigsten beschrieben.

Bei Tieren, die gastrointestinale Symptome aufwiesen, wurde speziell ein Befall mit *Isospora* spp. und *Eimeria* spp. (1 *B. fisheri*, WF, weiblich, adult) beobachtet (Tab.8). 89,5% (n=17) der unspezifischen Symptome wurden v.a. bei einem Befall mit *Isospora* spp. und die restlichen 10,5% (n=2) bei einem Nachweis von *Choleoeimeria* spp. (*Ch. hoehnelii*, NZ, männlich, juvenil) anamnestisch erhoben.

Ergebnisse

Tabelle 8: Klinische Anzeichen bei einem Befall mit Kokzidien (I.= *Isospora*, CE.= *Choleoerimeria*, Poly= Polyinfektion)

Erkrankungen	Kokzidien				gesamt
	<i>Isospora</i>	<i>Eimeria</i>	<i>Choleoerimeria</i>	Poly.: I./ CE.	
gastrointestinale (n) % von Erkrankung	5 83,3	1 16,7	0 0,0	0 0,0	6 100,0
unspezifische (n) % von Erkrankung	17 89,5	0 0,0	2 10,5	0 0,0	19 100,0
gastrointestinale und unspezifische (n) % von Erkrankung	1 100,0	0 0,0	0 0,0	0 0,0	1 100,0
Stomatitis (n) % von Erkrankung	0 0,0	0 0,0	1 100,0	0 0,0	1 100,0
respiratorische und unspezifische (n) % von Erkrankung	0 0,0	0 0,0	0 0,0	1 100,0	1 100,0
gesamt (n) % von Erkrankung	26 83,9	1 3,2	3 9,7	1 3,2	31 100,0

Es ist mit $p=0,581$ kein signifikanter Zusammenhang zwischen der Ausscheidungsintensität von Kokzidien und dem Vorhandensein von Symptomen feststellbar.

4.2.2.2 Flagellaten

In insgesamt 6,1% (n=13) der 212 Kotproben konnten Flagellaten nachgewiesen werden. 7,7% (n=1) der infizierten Tiere wiesen einen mittelgradigen und 53,8% (n=7) einen hochgradigen Gehalt an Parasitenstadien in den Kotproben, die übrigen eine geringe Ausscheidung auf (Tab.9).

Tabelle 9: Ausscheidungsintensität der mit Flagellaten befallenen Chamäleons

Ausscheidungsintensität	Flagellaten	
	Anzahl (n)	Prozent (%)
geringgradig	5	38,5
mittelgradig	1	7,7
hochgradig	7	53,8
gesamt	13	100,0

Alter und Geschlecht

Insgesamt wiesen 6,0% (n=5) der juvenilen und 6,2% (n=8) der adulten Tiere einen Befall mit Flagellaten auf.

Bei weiblichen Tieren konnten zu 4,8% (n=4), bei männlichen zu 6,9% (n=9) Flagellaten nachgewiesen werden (Tab.10). Weder Alter noch Geschlecht korrelierten signifikant mit einem Flagellatenbefall ($p > 0,05$).

Tabelle 10: Befallsextenstität von Flagellaten unter der Berücksichtigung des Alters und Geschlechts

Herkunft		Flagellaten		gesamt
		negativ	positiv	
juvenil	Anzahl	78	5	83
	% von Alter	94,0	6,0	100,0
adult	Anzahl	121	8	129
	% von Alter	93,8	6,2	100,0
männlich	Anzahl	121	9	83
	% von Geschlecht	93,1	6,9	100,0
weiblich	Anzahl	78	4	129
	% von Geschlecht	95,2	4,8	100,0

Herkunft

4,2% (n=2) der Wildfänge und 6,7% (n=11) der Nachzuchten waren mit Flagellaten befallen (Tab.11), wobei 2,1 % (n=1) der Wildfänge und 3,7% (n=6) der Nachzuchten einen hohen Gehalt von Flagellaten im Kot aufwiesen (Anhang A15). Ein Einfluß der Herkunft konnte hierbei nicht festgestellt werden ($p > 0,05$).

Tabelle 11: Flagellatenbefall unter der Berücksichtigung der Herkunft (WF: Wildfänge; NZ: Nachzuchten)

Herkunft		Flagellaten		gesamt
		negativ	positiv	
WF	Anzahl	46	2	48
	% von Herkunft	95,8	4,2	100,0
NZ	Anzahl	153	11	164
	% von Herkunft	93,3	6,7	100,0
gesamt	Anzahl	199	13	212
	% von Herkunft	93,9	6,1	100,0

Differenzierung

Der Großteil der vorgefundenen Flagellaten wurde mit 76,9% (n=10) als *Leptomonas* sp. identifiziert. 23,1% (n=3) der Flagellaten wurden als *Trichomonas* sp. angesprochen. *Trichomonas* spp. wurden in Jemen- und Pantherchamäleons, *Leptomonas* spp. in Jemen-, Panther-, Meller's und Fischer's Chamäleons gefunden (Anhang A15).

Klinik

61,5% (n=8) der infizierten Tiere, bei welchen eine mittel- oder hochgradige Ausscheidung festgestellt wurde, zeigten Anzeichen einer Erkrankung wie gastrointestinale oder unspezifische Symptome (Anhang A16). Drei der sieben hochgradig infizierten Tiere sind verstorben. Mit einem P-Wert von 0,001 besteht ein statistischer Zusammenhang zwischen der Ausscheidungsintensität und einer Erkrankung.

4.2.2.3 Ziliaten

Nyctotherus spp. waren mit einer Prävalenz von 2,4% (n=5) vertreten. Sie wurden bei 3,6% (n=3) der juvenilen und 1,6% (n=2) der adulten Tiere vorgefunden. Bei 2,1% (n=1) der Wildfänge und 2,4% (n=4) der Nachzuchten wurden sie nachgewiesen und bei 3,1% (n=4) der männlichen und 1,2% (n=1) der weiblichen Chamäleons ermittelt. Weder das Alter, noch das Geschlecht oder die Herkunft waren in dieser Hinsicht statistisch relevant ($p > 0,05$).

Vorberichtlich wurden bei einem Tier gastrointestinale Symptome und bei einem Tier unspezifische Symptome angegeben. Bei einem Tier lag anamnestisch eine osteodystrophe Veränderung vor.

4.2.3 Helminthen

4.2.3.1 Nematoden

Bei 38,7% (n=82) der Proben konnte ein Befall mit Nematoden nachgewiesen werden. Von den gefundenen Nematoden traten Oxyuriden mit einer Prävalenz von 65,9% (n=54) gefolgt von Askariden/ Heterakiden mit 19,5% (n=16) auf. Die verbliebenen 14,6% (n=12) wurden von anderen Nematoden bestimmt.

Ergebnisse

Alter

Jungtiere waren zu 38,6% (n=32) und Adulte zu 38,8% (n=50) mit Nematoden befallen (Tab.12). Sowohl bei Jungtieren als auch bei Adulten war mit 15,7% (n=13) und 18,6% (n=24) am häufigsten eine mittelgradige Ausscheidung von Nematodeneiern zu beobachten. Es lag kein altersabhängiger Zusammenhang vor ($p>0,05$).

Tabelle 12: Nematodenbefall unter Berücksichtigung des Alters

		Nematoden		gesamt
		negativ	positiv	
juvenil	n	51	32	83
	%	61,4	38,6	100,0
adult	n	79	50	129
	%	61,2	38,8	100,0
gesamt	n	130	82	212
	%	61,3	38,7	100,0

Sowohl adulte (20,9%) als auch juvenile (32,5%) Chamäleons waren am häufigsten mit Oxyuriden befallen (Tab.13). Askariden/ Heterakiden waren bei 10,1% (n=13) der Adulten und bei 3,6% (n=3) der Juvenilen zu finden. In je einem Fall lag bei einem adulten Tier eine Mischinfektion von Heterakiden und Filarien und von Oxyuriden und Strongyloiden vor.

Tabelle 13: Befallsextenstität juveniler und adulter Chamäleons mit verschiedenen Nematoden

Nematoden	juvenil		adult		gesamt	
	%	n	%	n	%	n
Kein Befall	61,4	51	61,2	79	61,3	130
Oxyuriden	32,5	27	20,9	27	25,5	54
Askariden/Heterakiden	3,6	3	10,1	13	7,5	16
<i>Rhabdias</i> sp.	1,2	1	1,6	2	1,4	3
<i>Strongyloides</i> sp.	1,2	1	3,9	5	2,8	6
<i>Spirurida</i> sp.	0,0	0	0,8	1	0,5	1
<i>Heterakis</i> sp./ <i>Filaria</i> sp.	0,0	0	0,8	1	0,5	1
Oxyuriden/Strongyloides sp.	0,0	0	0,8	1	0,5	1
gesamt	100,0	83	100,0	129	100,0	212

Geschlecht

37,7% (n=49) der männlichen und 40,2% (n=33) der weiblichen Chamäleons wiesen einen positiven Nematodenbefund auf. Weibliche Tiere wiesen zu 27,3% (n=9) eine geringgradige, zu 42,4% (n=14) einen mittelgradige und zu 30,3% (n=10) eine hoch-

gradige Ausscheidung auf. Männliche Tiere litten zu 28,6% (n=14) unter einem geringgradigen, zu 46,9% (n=23) unter einem mittelgradigen und zu 24,5% (n=12) unter einem hochgradigen Nematodenbefall. Es lag kein geschlechtsspezifischer Unterschied vor ($p>0,05$).

Herkunft

In 43,7% (n=21) der Wildfänge und 37,2% (n=61) der Nachzuchten konnten Nematoden nachgewiesen werden (Tab.14). Von den Wildfängen waren 19,0% (n=4) geringgradige, 33,3% (n=7) mittelgradige und 20,8% (n=10) hochgradige Ausscheider. Bei Tieren aus Nachzuchten konnten bei 11,6% (n=19) geringgradige, bei 18,3% (n=30) mittelgradige und bei 7,3% (n=12) hochgradige Ausscheidungsintensitäten festgestellt werden. Statistisch war keine herkunftsabhängige Signifikanz zu verzeichnen ($p>0,05$).

Tabelle 14: Anzahl der infizierten Chamäleons unter dem Aspekt der Herkunft (WF: Wildfänge; NZ: Nachzuchten)

Herkunft		Nematoden		gesamt
		negativ	positiv	
WF	Anzahl	27	21	48
	%	56,3	43,7	100,0
NZ	Anzahl	103	61	164
	%	62,8	37,2	100,0
gesamt	Anzahl	130	82	212
	%	61,3	38,7	100,0

Bei Nachzuchten stellten Oxyuriden mit einer Prävalenz von 31,7% (n=52) die am meisten diagnostizierten Nematoden dar, bei Wildfängen waren sie zu 4,6% (n=2) aufzufinden. Dieser Unterschied war statistisch signifikant ($p=0,0001$). Nachzuchten waren damit häufiger befallen als Wildfänge. Bei 29,2% (n=14) der Wildfänge und bei 1,2% (n=2) der Nachzuchten konnte eine Infektion mit Askariden/ Heterakiden beobachtet werden (Tab.15), und auch dies stellte sich als statistisch relevant dar ($p=0,0001$), womit Wildfänge häufiger befallen waren als Nachzuchten.

Ergebnisse

Tabelle 15: Vorkommenshäufigkeit zum Befall mit Nematoden unter Berücksichtigung der Herkunft (WF: Wildfang; NZ: Nachzucht; ges.: gesamt, Oxy: Oxyuriden, Ask: Askariden; Het: Heterakiden, Rhab: *Rhabdias* sp.; Stro: *Strongyloides* sp.; Spiru: Spirurida; Fila: *Filaria* sp.)

		Nematoden							
	kein Befall	Oxy	Ask/ Het	Rhab	Stro	Spiru	Het/ Fila	Oxy/Stro	gesamt
WF (n)	n=27	n=2	n=14	n=1	n=2	n=1	n=1	n=0	n=48
%	56,3	4,2	29,2	2,1	4,2	2,1	2,1	0,0	100,0
NZ (n)	n=103	n=52	n=2	n=2	n=4	n=0	n=0	n=1	164
%	62,8	31,7	1,2	1,2	2,4	0,0	0,0	0,6	100,0
ges. (n)	n= 130	n= 54	n= 16	n= 3	n=6	n=1	n=1	n=1	n=212
%	61,3	25,5	7,5	1,4	2,8	0,5	0,5	0,5	100,0

Klinik

Bei 48,7% (n=40) der mit Nematoden befallenen Tiere konnten vor allem bei einer mittel- und hochgradigen Ausscheidungsrate klinische Symptome beobachtet werden (Anhang A17). Die häufigsten Erkrankungserscheinungen bei einem Befall mit Nematoden waren unspezifische (n=22) und gastrointestinale (n=10) Symptome.

Tabelle 16: Erkrankungserscheinungen bei einem Nematodenbefall unter Berücksichtigung der Ausscheidungsintensität

Erkrankungen bei Nematodenbefall		
Ausscheidungsintensität	Anzahl (n)	Prozent (%) der befallenen Tiere
geringgradig	6	7,3
mittelgradig	17	20,7
hochgradig	17	20,7
gesamt	40	48,7

Von den insgesamt 54 mit Oxyuriden befallenen Chamäleons lagen bei 40,7% (n=22) der Tiere klinische, v.a. gastrointestinale Symptome vor (Tab.17). 68,8% (n=11) der mit Askariden oder Heterakiden befallenen Chamäleons zeigten v.a. gastrointestinale Symptome und bei jeweils 66,7% (n=6) der mit *Rhabdias* spp. oder *Strongyloides* spp. infizierten Tiere äußerte sich der Befall v.a. durch gastrointestinale, respiratorische und unspezifische Symptome.

Ergebnisse

Tabelle 17: Erkrankungserscheinungen bei Chamäleons bei einem Nematodenbefall (unsp.: unspezifische Symptome, OD: osteodystrophe, GIT: gastrointestinale, respi.: respiratorische, Oxy: Oxyuriden, Het: Heterakiden, Ask: Askariden, Rhab: *Rhabdias* sp., Stro: Strongyloiden, Spiru: Spiruriden, Fila: Filarien)

Symptome	Oxy	Het/Ask	Rhab/Stro	Spiru	Fila/Het	Oxy/Stro
gastrointestinale	7	1	2	0	1	0
respiratorische	0	0	1	0	0	0
unspezifische	11	7	2	1	0	1
verstorben	0	0	0	0	0	0
osteodystrophe	1	0	0	0	0	0
unsp./OD/GIT	1	0	0	0	0	0
unsp./OD	1	0	0	0	0	0
Dystokie	0	2	0	0	0	0
GIT/Respi	0	1	0	0	0	0
GIT/unsp.	1	1	0	0	0	0
respi/unsp.	0	0	1	0	0	0
Hautveränderungen	0	0	0	0	1	0
gesamt	22	12	6	1	2	1

Bei Adspektion eines mit *Heterakis* sp. und Filarien befallenen Chamäleons (*F. pardalis*, WF) konnten Hautveränderungen in Form von stecknadelkopfgroßen bis zu ca. 2 cm langen und 0,5 mm breiten geschlängelten und z.T. aufgerollten Strukturen und gastrointestinale Symptome (Diarrhö) in der Praxis festgestellt werden. Die aus der Haut entnommenen Parasiten wurden als adulte Stadien von Filarien identifiziert. Neben einer normalen Hautfärbung über diesen Strukturen, waren betroffene Hautareale teilweise oberflächlich weiss- grau oder schwarz verändert. In dem angefertigten Blutaussstrich konnten Mikrofilarien nachgewiesen werden.

4.2.3.2 Digenea

Insgesamt war bei 2,9% (n=6) der untersuchten Tiere ein Befall mit Digenea zu verzeichnen. Hiervon wiesen jeweils 0,5% (n=1) eine geringgradige und eine hochgradige Ausscheidung auf. Die verbliebenen 1,9% (n=4) wiesen einen mittelgradigen Befall mit Digenea auf (Tab.18).

Ergebnisse

Tabelle 18: Befallsintensität mit Digenea

Befund	Prozent (%)	Anzahl
negativ	97,1	206
geringgradig	0,5	1
mittelgradig	1,9	4
hochgradig	0,5	1
gesamt	100	212

Alter

3,9% (n=5) der Adulten und 1,2% (n=1) der Juvenilen waren mit Digenea befallen. Die Juvenilen wiesen alle eine hochgradige Ausscheidungsintensität auf, wohingegen bei den adulten Tieren bei 0,8% (n=1) eine geringgradige und bei 3,1% (n=4) eine mittelgradige Ausscheidungsintensität nachgewiesen werden konnte (Tab.19). Es bestand kein altersabhängiger Zusammenhang ($p>0,05$).

Tabelle 19: Ausscheidungsintensität von Digeneaeiern, Einteilung nach Alter

Alter	Trematoden				
	negativ	geringgradig	mittelgradig	hochgradig	gesamt
juvenil	(n) 82	0	0	1	83
	% 98,8	0,0	0,0	1,2	100,0
adult	(n) 124	1	4	0	129
	% 96,1	0,8	3,1	0,0	100,0
gesamt	(n) 206	1	4	1	212
	% 97,2	0,5	1,9	0,5	100,0

Geschlecht

Von den männlichen Tieren waren 3,1% (n=4) und von den weiblichen Tieren 2,4% (n=2) mit Digenea befallen. Bei der Hälfte der befallenen männlichen (n=2) und bei allen mit Digenea befallenen weiblichen Chamäleons wurde ein mittelgradiger Gehalt im Kot festgestellt. Es war kein geschlechtsspezifischer Zusammenhang zu beobachten ($p>0,05$).

Herkunft

Ein Befall mit Digenea war sowohl in Wildfängen mit 8,4% (n=4) als auch in Nachzuchten mit 1,2% (n=2) zu verzeichnen (Tab.20), wobei Wildfänge statistisch häufiger befallen waren ($p=0,025$).

Ergebnisse

Tabelle 20: Trematodenbefall unter Berücksichtigung der Herkunft (WF: Wildfänge; NZ:Nachzuchten)

Herkunft		Trematoden				
		negativ	geringgradig	mittelgradig	hochgradig	gesamt
WF	Anzahl (n)	44	1	3	0	48
	%	91,7	2,1	6,3	0,0	100,0
NZ	Anzahl (n)	162	0	1	1	164
	%	98,8	0,0	0,6	0,6	100,0
gesamt	Anzahl (n)	206	1	4	1	212
	%	97,2	0,5	1,9	0,5	100,0

Klinik

Bei einer Infektion mit *Digenea* wurden bei mittelgradiger Ausscheidung bei je einem Fall keine Symptome oder gastrointestinale und unspezifische Erkrankungserscheinungen beschrieben. In einem Fall wurde von einer Stomatitis in der Anamnese berichtet. Bei einem hochgradig befallenen Chamäleon wurde vorberichtlich eine Osteodystrophie mit gastrointestinalen und unspezifischen Symptomen erwähnt.

4.2.4 Polyinfektionen

Von den koproskopisch untersuchten Chamäleons wiesen insgesamt 13,2% (n=28) eine Polyinfektion auf. Der Großteil (60,7%) dieser befallenen Tiere war sowohl mit Kokzidien als auch mit Nematoden befallen. 17,9% (n=5) wiesen eine Polyinfektion mit Nematoden und Flagellaten auf. In 3,6% (n=1) der Proben waren Stadien von Kokzidien und Flagellaten auffindbar (Tab.21). Bei den restlichen 17,8% (n=5) der Tiere konnte eine Infektion mit Trematoden unter Mitbeteiligung von Nematoden oder Kokzidien nachgewiesen werden.

Tabelle 21: Ermittelte Mischinfektionen von intestinalen Parasiten

Mischinfektionen		
	Anzahl (n)	Prozent (%)
Kokzidien/Nematoden	17	60,7
Nematoden/Flagellaten	5	17,9
Kokzidien/ Flagellaten	1	3,6
Nematoden/Trematoden	3	10,7
Kokzidien/Trematoden	2	7,1
gesamt	28	100,0

In Tab.22 wird ersichtlich, dass gastrointestinale Symptome wie Diarrhö und Tympanie sowie unspezifische Symptome wie Kachexie, Apathie und Schwäche bei einer Mischinfektion mit Kokzidien und Nematoden mit je 66,7% (n=7) und 62,5% (n=5) der Erkrankungserscheinungen am häufigsten beobachtet wurden.

Eine Polyinfektion (*B. fisheri*, NZ) zwischen Nematoden und Flagellaten führte in einem Fall (1 von 5) zu unspezifischen Symptomen, die anderen betroffenen Tiere zeigten keine klinischen Auffälligkeiten.

Das Jemenchamäleon mit einer Mischinfektion zwischen Kokzidien und Flagellaten verstarb, und stand für eine pathologische Untersuchung nicht zur Verfügung.

Eine Mischinfektion zwischen Nematoden und Digenea führte in allen drei Fällen zu klinischen Symptomen. Bei einer Mischinfektion von Digenea und Nematoden der Gattung *Heterakis* sp. konnten in 2 Fällen unspezifische Symptome beobachtet werden (2 *F. verrucosus*, WF). Lag ein mittelgradiger Befall sowohl von Digenea als auch Nematoden der Gattung *Strongyloides* sp. vor, so wurden gastrointestinale Symptome beobachtet.

Bei einer Polyinfektion von Oxyuriden (geringgradig) und Digenea (hochgradig) konnten sowohl osteodystrophe, als auch gastrointestinale und unspezifische Symptome erhoben werden (*Ch. calyptratus*, NZ).

Anamnestisch wurden bei einer Mischinfektion zwischen Digenea und Kokzidien unspezifische und osteodystrophe Symptome ermittelt (Tab.22).

Ergebnisse

Tabelle 22: Ermittelte Symptome bei Mischinfektionen (obB= ohne besonderen Befund, GIT= gastrointestinale, unsp.=unspezifische, OD= osteodystrophe, resp.=respiratorische)

Mischinfektionen							
Symptome		Kokzidien/ Nematoden	Nematoden/ Flagellaten	Kokzidien/ Flagellaten	Nematoden/ Digenea	Kokzidien/ Digenea	gesamt
obB	n	7	4	0	0	0	11
	%	63,6	36,4	0,0	0,0	0,0	100,0
GIT	n	2	0	0	1	0	3
	%	66,7	0,0	0,0	33,3	0,0	100,0
unsp	n	5	1	0	1	1	8
	%	62,5	12,5	0,0	12,5	12,5	100,0
verstorben	n	0	0	1	0	0	1
	%	0,0	0,0	100,0	0,0	0,0	100,0
OD	n	0	0	0	0	1	1
	%	0,0	0,0	0,0	0,0	100,0	100,0
GIT/unsp	n	1	0	0	0	0	1
	%	100,0	0,0	0,0	0,0	0,0	100,0
resp/unsp	n	1	0	0	0	0	1
	%	100,0	0,0	0,0	0,0	0,0	100,0
GIT/unsp/OD	n	0	0	0	1	0	1
	%	0,0	0,0	0,0	100,0	0,0	100,0
gesamt	n	16	5	1	3	2	27
	%	59,3	18,5	3,7	11,1	7,4	100,0

4.3 Sektionen

Es wurde bei insgesamt 75 Chamäleons im Rahmen einer pathologischen bzw. histopathologischen Untersuchung die Todesursache ermittelt. Von den pathologisch untersuchten Tieren waren 57,3% (n=43) männlich und 42,7% (n=32) Tiere weiblich. 84,0% (n=63) der Tiere wurden als Adulte und 16,0% (n=12) als Juvenile bewertet. 68,0% (n=51) stammten aus freier Wildbahn und 32,0% (n=24) Tiere aus Haltung in menschlicher Obhut.

Elf Tiere waren autolytisch und somit histologisch nicht auswertbar. Bei 64,1% (n=41) der 64 auswertbaren Tiere wurde ein Befall mit Endoparasiten (28 Monoinfektionen/ 13 Mischinfektionen) diagnostiziert. Bei einem Großteil (n=54) der mit Endoparasiten infizierten verstorbenen Chamäleons zeigte sich bereits bei der Adspektion ein deutlich reduzierter Allgemein- und Ernährungszustand. Bei 51,6% (n=33) der Chamäleons fiel ein kachektisches Erscheinungsbild auf. 71,9% (n=46) der Tiere waren exsikkotisch.

4.3.1 Protozoen

4.3.1.1 Kokzidien

Insgesamt wurde bei 20,3% (n= 13) von 64 Chamäleons eine Infektion mit Kokzidien diagnostiziert. Von den positiv auf Kokzidien getesteten Tieren litten 23,1% (n=3) unter geringgradigem, 30,7% (n=4) unter mittelgradigem und 46,2% (n=6) der Tiere unter einem hochgradigen Befall. Bei 69,2% (n=9) der mit Kokzidien befallenen Tiere konnte eine Monoinfektion diagnostiziert werden.

Von den 13 Präparaten enthielt ein Präparat (7,7%) Entwicklungsstadien der Gattung *Eimeria* sp., zehn Präparate *Isospora* sp. (76,9%) und zwei (15,4%) der Präparate beinhalteten Stadien von *Choleoeimeria* sp..

Abhängig von der Befallsintensität und der Art intestinaler Kokzidien (*Isospora* sp. und *Eimeria* sp.) dominierte bei mittel- bis hochgradig infizierten Chamäleons (n=9) das histologische Bild einer katarrhalischen (*B. fischeri*, WF) und hämorrhagischen (*F. pardalis*, NZ) bis nekrotischen Enteritis (*R. brevicaudatus*, NZ). Makroskopisch konnte man bei besonders schwerem Befall (n=2) multiple herdförmige Schädigungen der Darmschleimhaut erkennen. Die Schleimhaut war verdickt, wie auch mit hämor-

rhagischen Exsudatmassen überzogen (Abb.13). Die Dünndarmschleimhaut war mit gallertigem, beigefarbenen Schleim bedeckt. Der Verlust des Endothels war deutlich sichtbar. Bei einem *Ch. gracilis* (WF) konnte eine massive Dilatation des Rektums festgestellt werden. Die Schädigung der einzelnen Schleimhautzellen durch die Entwicklungsstadien der Schizonten bzw. Gamonten war deutlich feststellbar (*Ch. dilepis*, WF). Es konnten bei diphteroid-nekrotisierenden Entzündungen in sechs Fällen zusätzlich zu einem Befall mit Kokzidien kokkoide Bakterien aufgefunden werden. Es war eine Degeneration der Zotten zu beobachten (*F. pardalis*, NZ). Der Darm war bei 69,2% (n=9) der Tiere stark aufgegastr. 38,5% (n=5) der an einer Enteritis erkrankten Tiere wiesen zusätzlich pathologische Veränderungen in Form einer Hepatitis und einer Nierengicht auf. Das pathologische Bild einer Nephrose mit Degenerationserscheinungen konnte bei 15,4% (n=2) der Tiere beobachtet werden. In einem Fall traten Nekrosen mit multifokalen Blutungen im Nierenparenchym auf.

In einem der zwei Fälle, in denen eine Infektion mit *Choleoeimeria* sp. vorlag, war eine deutliche Dilatation der Gallenblase zu verzeichnen (Abb.13). Durch die dünne, dilatierte Gallenblasenwand wurde in deren Lumen eine Ansammlung von hellen Konkrementmassen sichtbar (*Ch. calyptratus*, NZ). Nach Untersuchung des Punktates aus der Gallenblase war ein hochgradiger Befall mit Oozysten dieser Parasiten vorzufinden. Histologisch wurde eine Choleozystitis festgestellt. Eine Hyperplasie bis hin zum Verlust des Gallenblasenendothels war in der histologischen Untersuchung erkennbar. Die infizierten und hyperplastisch veränderten Endothelzellen waren aus ihrem Zellverband gelöst und ins Lumen verschoben. Bei dem gleichen Tier war eine Hepatomegalie zu beobachten, die Leberränder stellten sich stumpf dar. Die Farbe erschien beige-braun marmoriert (Abb.13).

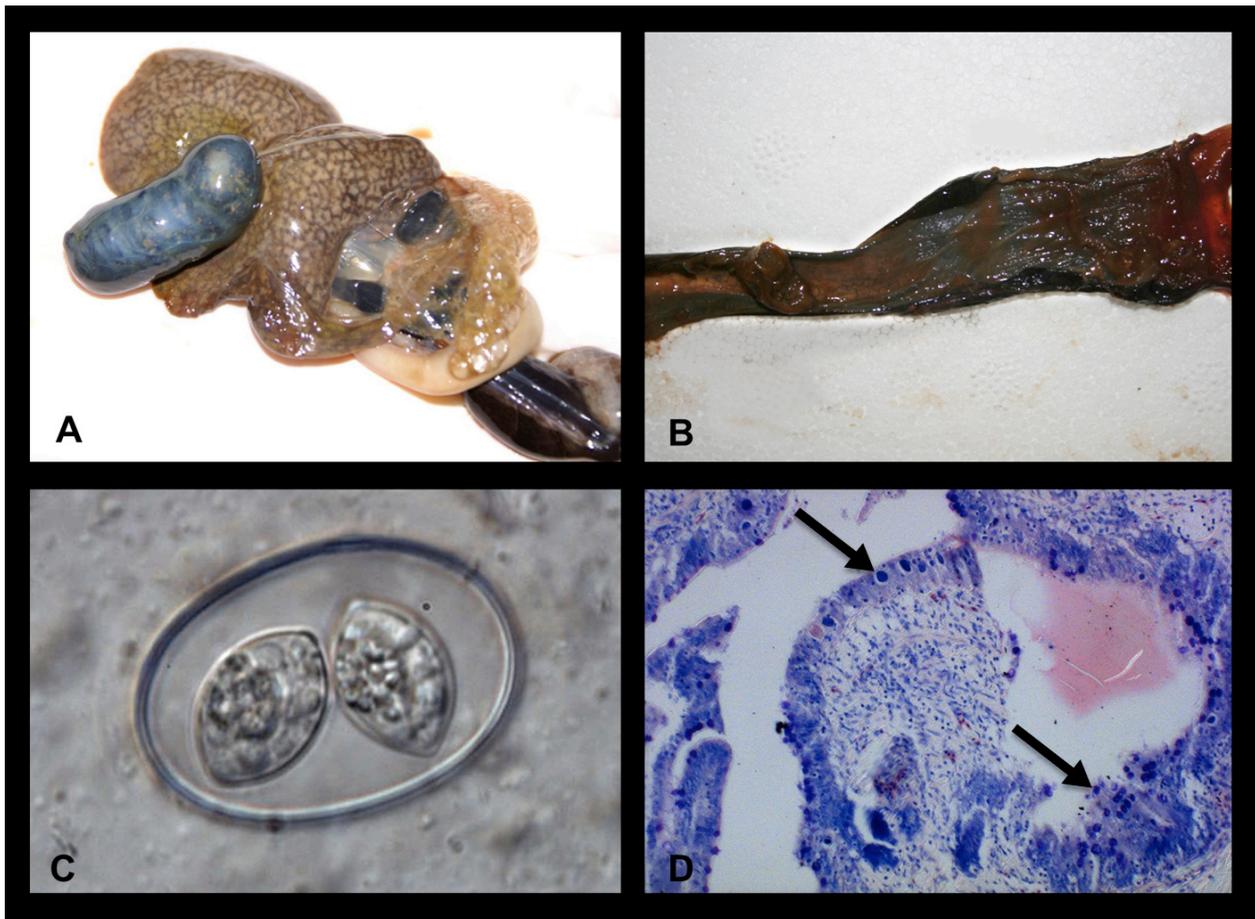


Abbildung 13: Auswirkungen eines Befalls mit Kokzidien: A) Gallenblasendilatation/ Hepatitis bei Nachweis von *Choleoieimeria* sp., B) hämorrhagische Enteritis bei einem Befall mit *Isospora* sp., *F. pardalis* (NZ), C) *Isospora jaracimmani*, *Ch. calyptratus* (NZ), D) Kokzidienstadien in der Endothelschicht der Darmschleimhaut sichtbar, Pfeil (MGG) (NZ= Nachzuchten; WF= Wildfänge; MGG= May-Grünwald-Giemsa-Färbung)

4.3.1.2 Flagellaten

Eine Infektion mit Flagellaten konnte in insgesamt 15,6% (n=10) der Sektionstiere festgestellt werden. Hierbei wurden 30,0% (n=3) der befallenen Tiere als mittelgradig und 70,0% (n=7) als hochgradig infiziert eingestuft. Eine Monoinfektion lag bei 23,1% (n=3) der befallenen Tiere vor. Das dominante pathologische Bild eines hochgradig mit Flagellaten infizierten Chamäleons zeigte sich in Form einer Enteritis, die hämorrhagisch, teilweise ulzerativ war. Histologisch waren das Einschmelzen befallener Endothelzellen und der Verlust des Mikrovillisaumes sichtbar (Abb.14). Auch konnten teilweise Bakteriennester in den durch Flagellaten hervorgerufenen Läsionen aufgefunden werden. Flagellaten konnten bei hochgradigem Befall in 20,0% (n=2) der Fälle auch in einzelnen Organen wie der Leber, Lunge und Niere nachgewiesen werden. In einem *Ch. calyptratus* (NZ) zeigte sich eine Infektion mit *Trichomonas* sp.. Hier wurde neben einer Enteritis, bei welcher das Epithel hypertrophisch verändert und die

Oberfläche abgelöst war, eine vakuolische multifokale Degeneration der Leber sichtbar. Auch die Nieren zeigten eine Degeneration mit Abstoßung von Tubulusepithelzellen. Bei einem Befall mit *Leptomonas* sp. war neben einer Enteritis eine Veränderung der Leber in Form einer Hepatitis zu beobachten. Die Nieren wiesen eine trübe Schwellung auf. In der Kammerwand des Herzens war ein Thrombus vorzufinden. In einem *F. pardalis* (NZ) war neben einer mykotisch veränderten Leber und einer Nierengicht ein mittelgradiger Befall mit *Leptomonas* sp. feststellbar.

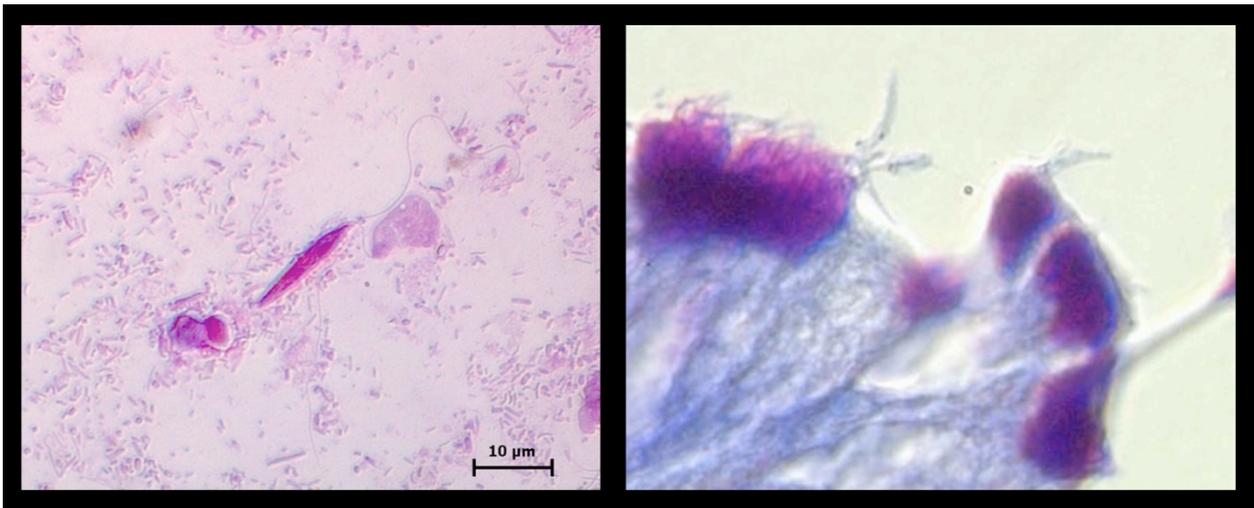


Abbildung 14: links: *Leptomonas* sp. (Trichrom-Färbung), rechts: *Leptomonas* sp. zerstört den Mikrovillisaum befallener Zellen (Ziehl-Neelsen-Färbung)

4.3.2 Helminthen

4.3.2.1 Nematoden

Bei 31,3% (n=20) der untersuchten Chamäleons konnte eine Infektion mit Nematoden festgestellt werden. 15,0% (n=3) der befallenen Tiere waren geringgradig, 30% (n=6) der Tiere mittelgradig und 55,0% (n=11) der Tiere hochgradig befallen.

Oxyuriden

Es konnte in keiner der Sektionen eine Monoinfektion mit Oxyuriden ermittelt werden, durch welche man Rückschlüsse auf pathologische Veränderungen aufgrund dieser Nematoden schließen konnte. Vorliegende pathologische Bilder wurden anderen gleichzeitig aufgefundenen Parasiten zugeordnet.

Askariden/ Heterakiden

In 23,4% (n=15) der verstorbenen Tiere konnte eine Infektion mit Askariden oder Heterakiden festgestellt werden.

Adulte Stadien und Larven (L IV) von Askariden wurden im Magen und dem gesamten Darmtrakt aufgefunden. Bei einem Massenbefall füllten diese Nematoden das komplette Darmlumen ihrer Wirte aus (Abb.15). Im verbliebenen Magen-Darm-Lumen konnte gelb-beiger breiig-flüssiger Inhalt aufgefunden werden. Das Bild einer katarrhalischen Enteritis war bei allen mit Askariden befallenen Tieren feststellbar (Abb.15). In einem Fall lag eine Gallenblasendilatation vor. Auf der Leberkapsel von zwei Chamäleons waren multifokal kleine erhabene nadelspitz große Knötchen sichtbar. In 13,3% (n=2) der Fälle war eine Hepatitis mit Hepatomegalie bis hin zu nekrotisch veränderten Arealen feststellbar. In zwei befallenen Tieren lagen stecknadelkopf- bis reiskorngroße eitrig-herde in der Lunge vor.

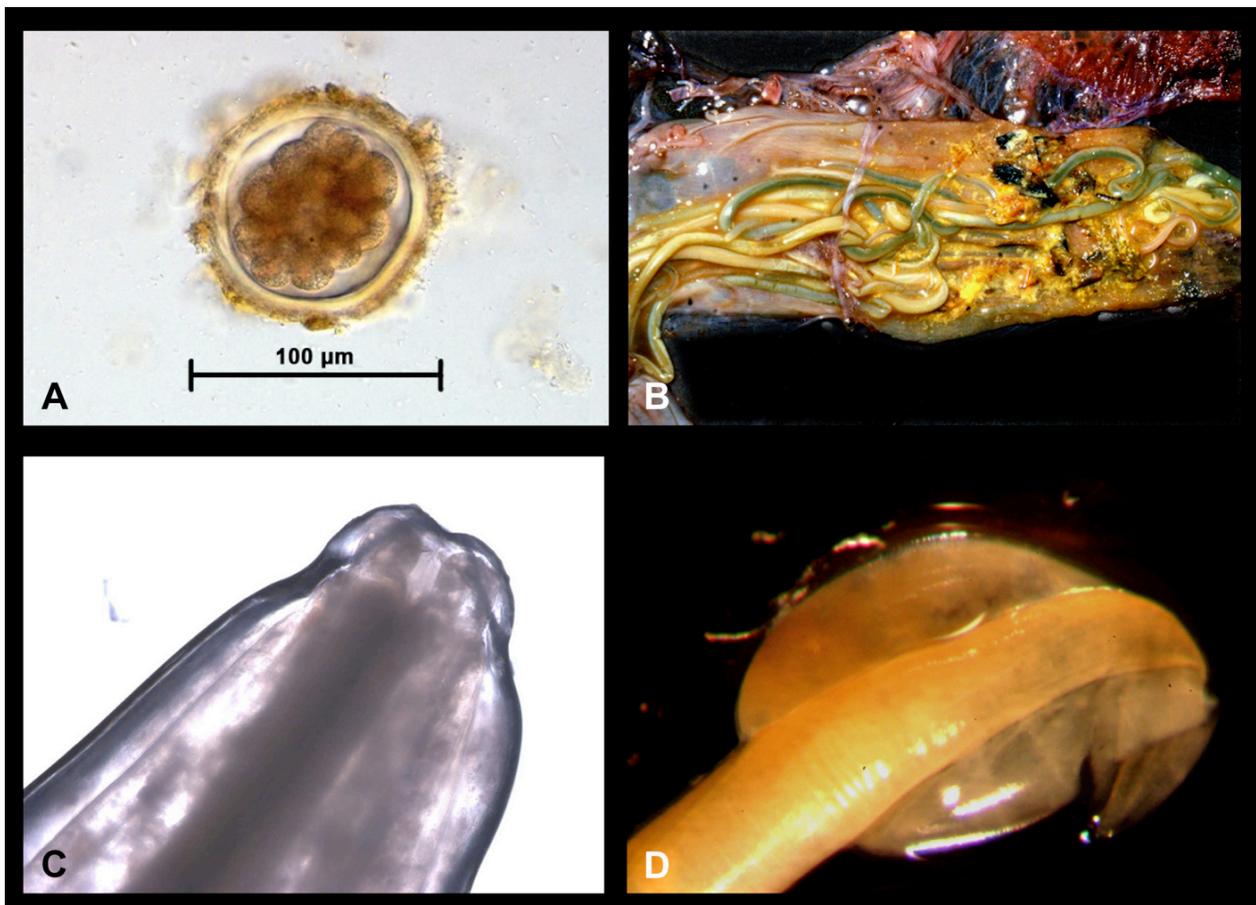


Abbildung 15: Askariden: A) Askariden-Ei, B) Massenbefall des GIT mit adulten Stadien von Askariden, C) Vorderende mit Mundkapsel, deutlich sind die Lippen zu sehen D) deutlich ausgebildete Kaudalflügel eines Männchens

Ein Befall mit Heterakiden beschränkte sich lediglich auf den Magen-Darm-Trakt. Die pathologischen Veränderungen im Gastro-Intestinal-Trakt waren identisch mit den zuvor bei Askariden beschriebenen. Makroskopisch konnte bei einem *Ch. wernerii* (WF) beobachtet werden, dass der Darm von einer gallertig-schleimigen Masse überzogen war (Abb.16). Im Kolonbereich waren deutliche Schleimhautablösungen feststellbar. Bei einem Meller's Chamäleon (WF) war der Magen hochgradig mit adulten Stadien von Heterakiden befüllt. Es zeigte sich eine Magendilatation. Der Darm wies neben weißlichen schleimig-gallertigen Auflagerungen eine hämorrhagische *Lamina propria mukosae* bis hin zum Rektumbereich auf (*B. fischeri*, WF).

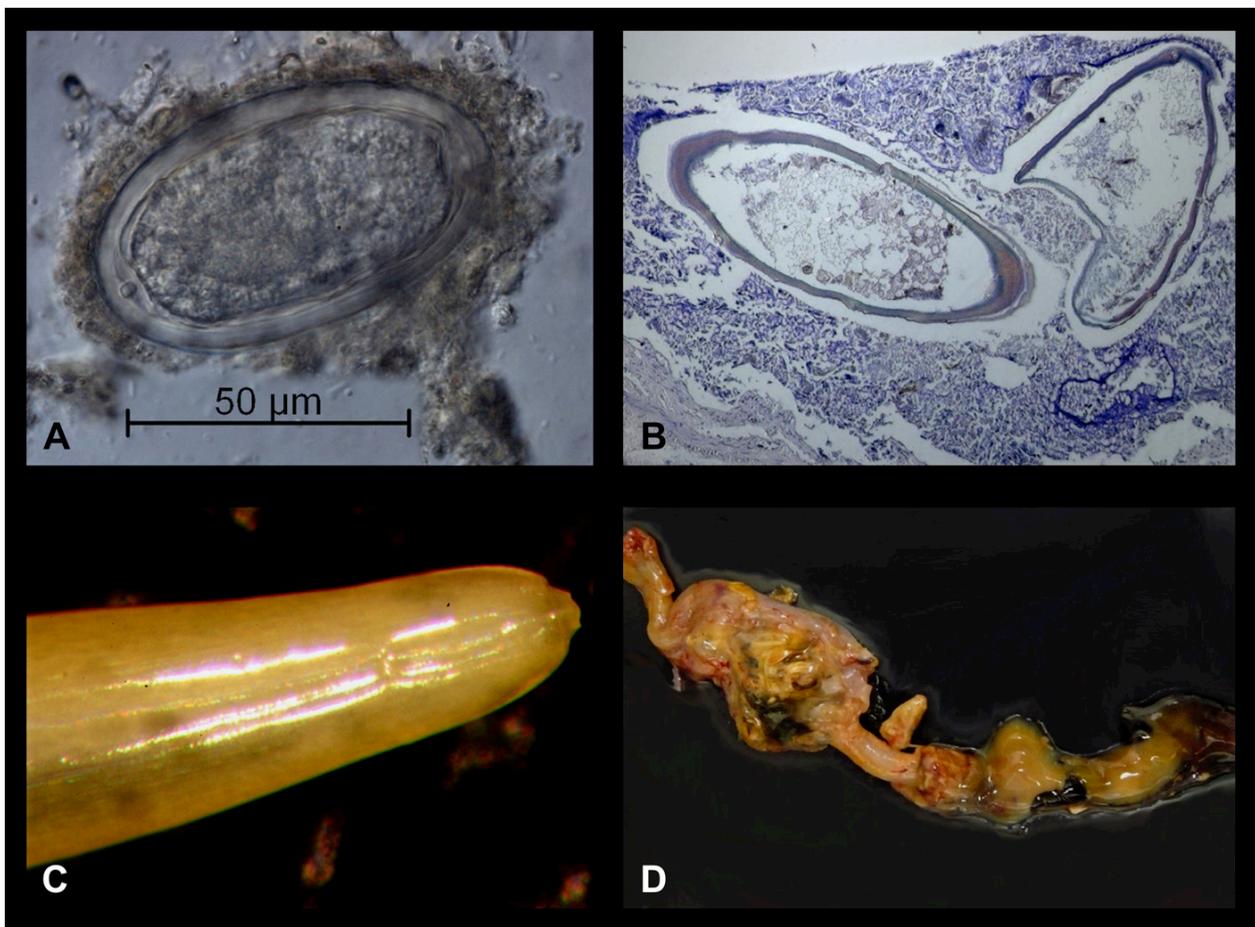


Abbildung 16: Befall mit Heterakiden: A) Heterakiden-Ei, B) histologischer Anschnitt eines mit Heterakiden befallenen Darmes, angeschnittene Wurmeier C) Vorderende eines Heterakiden D) katarrhalische Enteritis bei Befall mit Heterakiden

***Filaria* sp.**

Ein Befall mit *Filaria* sp. konnte ausschließlich in drei Wildfängen (2x *F. pardalis*, WF; 1x *F. verrucosus*, WF) nachgewiesen werden. Diese Parasiten wurden ausschließlich in adulten männlichen Tieren gefunden. Bei äußerlicher Adspektion waren adulte Stadien dieser Parasiten in der Unterhaut von allen drei infizierten Chamäleons sichtbar (Abb.18). Befallene Tiere waren exsikkotisch und wiesen eine anfängliche Kachexie auf. Unter der Haut konnten ca. 1 cm lange und 0,5 mm dicke adulte Stadien dieses Parasiten nachgewiesen werden. Durch Blutausstriche konnten im Blut zirkulierende Mikrofilarien nachgewiesen werden (Abb.18). Bei Eröffnen des Tierkörpers wurden adulte Stadien dieses Parasiten bei allen drei Tieren sowohl frei in der Zölmhöhle, als auch auf der Serosa einzelner Organe wie der Leber und der Nieren gefunden. Bei zwei der befallenen Chamäleons wurden Entzündungen und herdförmige Nekroseherde sowohl im Lebergewebe als auch den Nieren beobachtet. Es lag eine Mischinfektion mit Heterakiden (geringgradig) vor. In der pathologischen Untersuchung wurden neben adulten auch juvenile Stadien von Filarien im Lebergewebe gefunden.



Abbildung 17: Filarieninfektion: A) sichtbare adulte Filarienstadien in der Unterhaut eines *F. pardalis* (WF) Pfeil; B) Mikrofilarie im Blut (Mischlicht, Giemsa-Färbung, Fluoreszenz, Hellfeld); C) Filarienanschnitt im

histologischen Präparat (Muskulatur) (MGG-Färbung); D) adulte Filarienstadien auf der Serosa eines befallenen *F. pardalis* (WF), Pfeile (MGG= May-Grünwald-Giemsa-Färbung, WF: Wildfang)

***Rhabdias* sp.**

In 5,0% (n=1) der mit Nematoden befallenen Chamäleons waren diese Parasiten nachweisbar. Lungenwürmer ließen sich sowohl in der Lunge, als auch im Darm und in der Zölonhöhle ihrer Wirte auffinden. In der Lunge waren fokale Eiterherde aufzufinden (Abb.17). Im Darm waren sowohl Eier als auch Larven dieser Parasiten zu ermitteln.

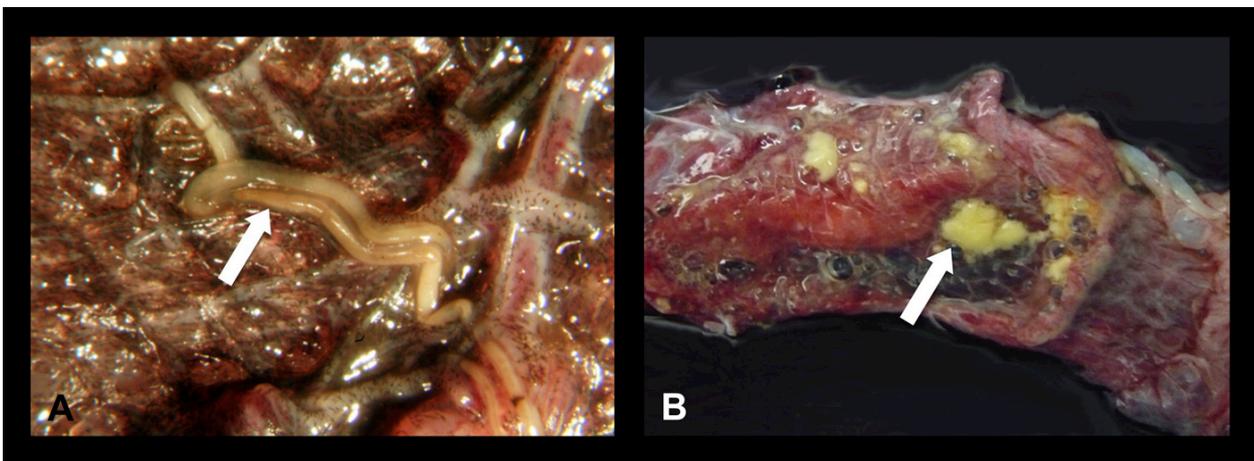


Abbildung 18: Lungenwurmbefall: A) Adulte von *Rhabdias* sp. (Pfeil); B) durch Wurmwanderungen hervorgerufene Eiterherde in der Lunge eines *F. verrucosus*, WF (Pfeil)

***Strongyloides* sp.**

In 25,0% (n=5) der insgesamt mit Nematoden befallenen Chamäleons konnten Strongyloiden ermittelt werden. Aufzufinden waren sie im gesamten Gastro-Intestinal-Trakt befallener Chamäleons.

Bei einem *Ch. dilepis* (WF) konnte eine hochgradige Monoinfektion mit Strongyloiden ermittelt werden. Bei der Adspektion des Tieres fiel eine anämische Maulschleimhaut auf. Aus dem Darmlumen konnten sowohl adulte als auch Larven I-II und voll embryonierte Eier dieses Parasiten entnommen werden. Es waren stecknadelkopfgroße, multifokale, hämorrhagische Bereiche der Darmschleimhaut zu beobachten. Das Darmepithel erschien herdförmig atrophiert und teilweise waren multifokale Nekroseherde der Darmschleimhaut sichtbar.

4.3.2.2 Zestoden

In 9,4% (n=6) der gesamten seziierten Chamäleons konnten Zestoden ausschließlich in Wildfängen vorgefunden werden. Werden nur die Wildfänge (n=51) betrachtet, ergibt sich eine Prävalenz von 11,8% bezüglich dieser Herkunft.

Fünf von sechs (83,3%) mit Zestoden befallene Chamäleons waren in einem stark exsikkotischen und kachektischen Allgemeinzustand. Es lag in einem Fall eine Monoinfektion und in fünf Fällen lagen Mischinfektionen mit Nematoden oder Trematoden vor.

Bei der nachgewiesenen Monoinfektion (*Ch. melleri*, WF) war das Darmlumen komplett mit diesen Parasiten ausgefüllt. Es konnten geringgradige fokal auftretende hämorrhagische Herde auf der Darmschleimhaut beobachtet werden und sie präsentierte sich als geringgradig hyperämisch. Die Nieren zeigten eine blass-rosa bis beige Farbe, erschienen geschwollen, und es wurden Einlagerungen von Urat (Harnsäurekristallen) festgestellt.

Makroskopisch waren bei vier von sechs Chamäleons grün- blasse bis gräuliche Beläge auf der Darmschleimhaut zu beobachten.

4.3.2.3 Digenea

In 10,9% (n=7) der pathologisch untersuchten Tiere wurden Trematoden nachgewiesen. Eines der befallenen Tiere (14,3%) war geringgradig, zwei Tiere (28,6%) waren mittelgradig und vier Tiere (57,1%) waren hochgradig mit Trematoden befallen. Bei einem Befall mit Trematoden lag das dominante pathologische Bild einer Hepatitis und Nephritis oder einer Nephrose vor, welche aus den Wanderungen dieser Parasiten resultierten (*Ch. melleri*, WF; *F. verrucosus*, WF; *Ch. hoehnelii*, WF).

In der Leber von den zwei befallenen *Ch. melleri* (WF) konnten starke Schädigungen des Leberparenchyms beobachtet werden, welche zu einer Hepatitis führten. Histologisch zeigte die Leber eine massive ödemartige Erweiterung der Disse'schen Räume. Es konnte teilweise (n=3) eine deutliche Vernarbung von mit Digenea befallenen Lebergewebe beobachtet werden. In einem *Ch. melleri* (WF) konnten in den Nieren Trematodeneier und in der Leber und dem Darm sowohl Adulte als auch Eier

dieser Parasiten nachgewiesen werden. In der Niere waren herdförmig multifokale nekrotische Areale aufgrund des Einschmelzens von Gewebe durch die Wanderwege der adulten Trematoden zu beobachten (Abb.19).

In je zwei Fällen kam es zu den weiteren pathologischen Befunden einer katarhalischen Enteritis als auch einer Pneumonie (*Ch. melleri*, WF; *F. verrucosus*, WF).

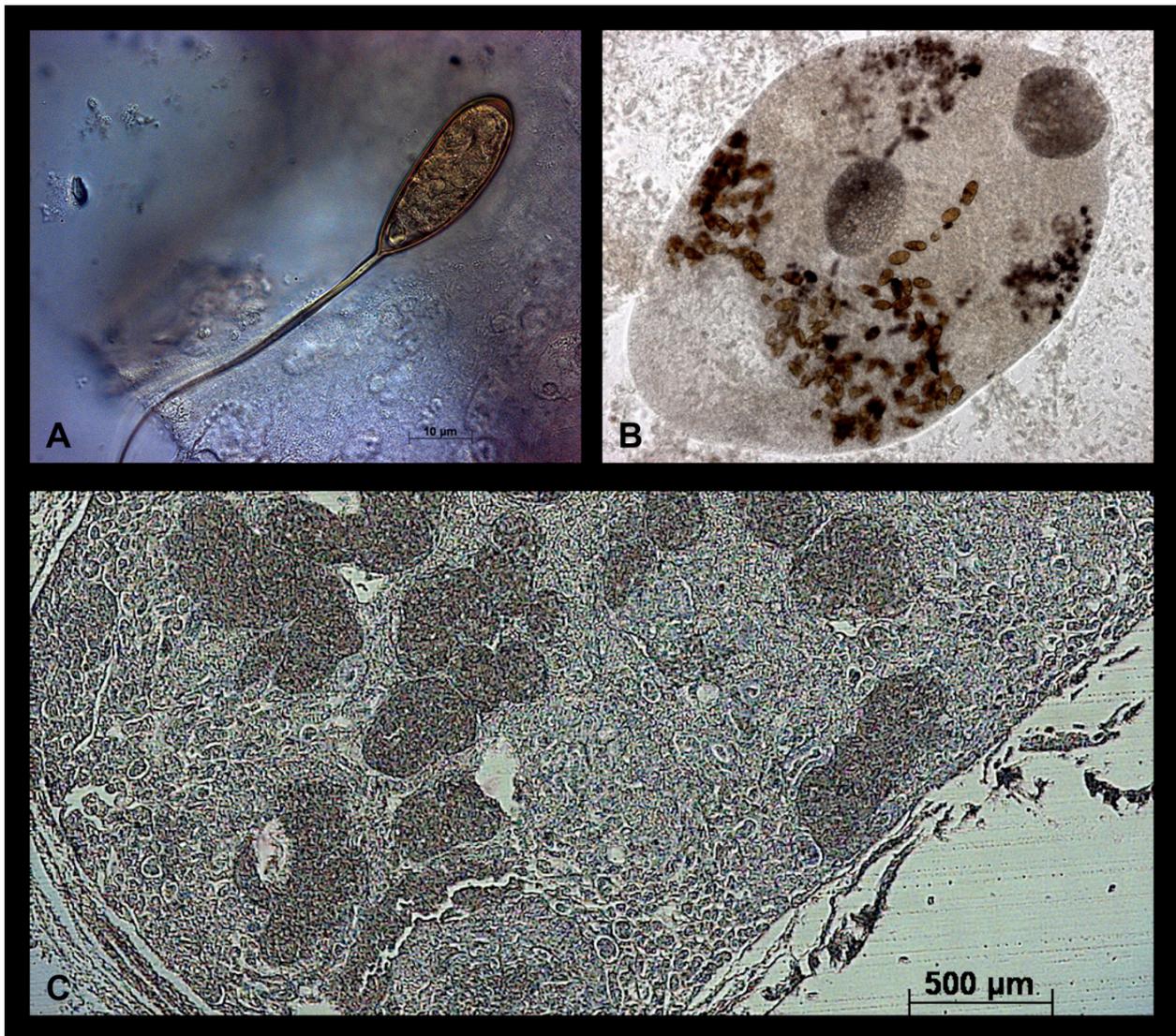


Abbildung 19: A) unbestimmtes Trematodenei eines *F. pardalis* (WF); B) unbestimmte Trematode (*F. pardalis*, WF); B) Niereneinschmelzungen, fokal nekrotisierend, MGG (MGG= May-Grünwald-Giemsa-Färbung)

4.3.3 Mischinfektionen

Insgesamt konnten bei 13 seziierten Chamäleons Mischinfektionen ermittelt werden. Hiervon waren zwei Tiere (*R. brevicaudatus*, NZ; *Ch. dilepis*, WF) mit *Isospora* sp. und *Trichomonas* sp. befallen. Es konnte sowohl eine hochgradige katarrhalische Enteritis, als auch eine fettige Leberdegeneration festgestellt werden. Die Nieren waren geschwollen und wiesen geringgradig Uratablagerungen auf.

Bei einer Mischinfektion mit *Isospora* sp. und *Heterakis* sp. bei einem *Ch. melleri* (WF) war das dominante Bild einer hochgradigen katarrhalischen und teilweise ulzerativen Enteritis zu beobachten.

Eine schwere ulzerative hämorrhagische Enteritis mit Verlust der Darmschleimhaut war bei einer Polyinfektion (*Ch. melleri*, WF) mit *Isospora* sp., *Strongyloides* sp. und Oxyuriden zu sehen. Das Gefäßsystem des betroffenen Chamäleons war mäßig befüllt und die Schleimhäute waren sehr blaß.

Zwei Tiere (*Ch. rudis*, NZ; *Ch. calyptratus*, NZ) waren mittelgradig mit *Leptomonas* sp. und Oxyuriden infiziert. Es kam zu einer katarrhalischen Enteritis und einer Pneumonie. Flagellatenstadien konnten sowohl im Darm als auch im Lungengewebe aufgefunden werden. In der Ingesta war ein mittelgradiger Befall mit Oxyuriden nachweisbar.

Bei einem gleichzeitigen Befall von *Trichomonas* sp. und *Strongyloides* sp. konnte eine katarrhalische Enteritis und eine Lungenfibrose als auch eine Hepatitis und eine Nephritis ermittelt werden.

Bei einem gemeinsamen Vorkommen von Digenea und *Leptomonas* sp. bei einem *Ch. dilepis* (WF) konnte eine katarrhalische Enteritis und eine Leberverfettung ermittelt werden. Der Zustand des befallenen Tieres war als stark exsikkotisch und kachektisch zu beschreiben.

Bei vier mit Zestoden befallenen Wildfängen (1x *F. oustaleti*, 1x *F. verrucosus*, 2x *Ch. melleri*) konnte eine Mischinfektion mit Nematoden oder Digenea ermittelt werden. Diagnostizierte pathologische Befunde bestanden aus Erkrankungskomplexen wie einer katarrhalischen Enteritis, einer purulenten Pneumonie sowie einer Hepatitis und einer Nephrokalzinose in Form von Ablagerungen feinsten Granula in den Basalmembranen von Glomerula und Tubuli.

Ein *F. verrucosus* (WF) wies eine Polyinfektion mit *Leptomonas* sp., *Heterakis* sp., *Rhabdias* sp., *Filaria* sp. und Digenea auf. Es konnten Veränderungen in multiplen Organen festgestellt werden. Im Darm war eine schwere ulzerative Enteritis feststellbar. In der Lunge konnten adulte Stadien von Lungenwürmern der Gattung *Rhabdias* sp. festgestellt werden. Die Lunge wies eine Entzündung mit multiplen stecknadel- bis reiskorngroßen Eiterherden auf. Unter der Haut, in der Zölohmöhle und auf der Serosa von Leber, Nieren und Gonaden waren adulte Stadien von Filarien nachweisbar. Trematoden waren in der Leber und dem Darm zu finden, welche starke Entzündungsanzeichen vorwiesen.

Bei zwei Tieren (*Ch. melleri*, WF) konnte eine Infektion mit Askariden und Digenea beobachtet werden. Es konnte ein Erkrankungskomplex einer hochgradigen katarrhalischen bis hämorrhagischen Enteritis, einer Hepatitis und einer Pneumonie beobachtet werden. Die Lunge war stark hyperämisch. Die beiden Tiere zeigten einen anämischen Zustand.

5 Diskussion

Ziel dieser Dissertation ist es, das Wissen über den Befall mit Endoparasiten bei Chamäleons zu vertiefen. Sie gibt einen Überblick über das Vorkommen von Endoparasiten und eventuelle pathologische Veränderungen durch diese anhand von koproskopischen und histopathologischen Untersuchungen. Hierbei sollte die Fragestellung geklärt werden, ob diese Parasiten häufiger bei Wildfängen oder Nachzuchten vorgefunden werden können. Auch wurde ermittelt, ob das Alter und das Geschlecht die Prävalenz beeinflussende Faktoren darstellen. Somit wurde versucht, die Risiken parasitärer Infektionen, nicht nur bei Wildfängen, sondern auch bei Nachzuchten, abzuschätzen. Hierbei handelte es sich um diagnostische Beprobungen von Chamäleons, wodurch das Spektrum der Probenzusammensetzung durch die Einsender vorbestimmt und keine Selektion meinerseits durchgeführt wurde.

Da Chamäleons nicht unter Anhang A des Washingtoner Artenschutzabkommens fallen, ist der Handel mit Wildfängen dieser Tiere nicht verboten. Aufgrund der EU-Regelungen und des Bundesartenschutzgesetzes unterliegen sie jedoch der Meldepflicht (CITES 2012). Die Besitzer müssen lediglich einen Herkunftsnachweis vorlegen. Somit wird immer noch eine große Zahl von Tieren importiert.

Die verhältnismäßig hohe Anzahl der Kotproben von Nachzuchten kann so interpretiert werden, dass ein verbessertes Problembewußtsein bezüglich der optimalen Haltung und Aufzucht von Chamäleons besteht. Überwiegend wurden Proben von Jemen- und Pantherchamäleons eingesandt, welche besonders erfolgreich nachgezüchtet und in menschlicher Obhut gehalten werden können.

In der vorliegenden Studie wurden Parasiten berücksichtigt, welche im Verdacht stehen, bei Chamäleons Erkrankungen hervorzurufen. Wenige Veröffentlichungen beschäftigen sich mit dem Spektrum von Endoparasiten bei in menschlicher Obhut gehaltenen Chamäleons und deren Einfluss auf den Gesundheitszustand der Tiere.

Mit der koproskopischen Nativuntersuchung wurde ein relativ einfaches und in der Praxis übliches Untersuchungsverfahren gewählt, welches bei der Grunduntersuchung von Reptilien erste Hinweise zu möglichen Erkrankungsgeschehen geben kann. Ferner

wurde die Nativuntersuchung gewählt, um auch Trophozoiten von Flagellaten und Ziliaten auffinden zu können. Zum anderen wurde das Verfahren des kombinierten Sedimentations-Flotationsverfahrens durchgeführt, um die Entwicklungsstadien von Helminthen und Kokzidien nach Anreicherung nachweisen zu können und die Richtigkeit der nativ als negativ befundeten Proben zu evaluieren.

Es konnte in der vorliegenden Studie bei über der Hälfte (53,8%) aller untersuchten Tiere ein Befall mit Endoparasiten festgestellt werden. Allerdings waren insgesamt nur 35,8% aller Tiere klinisch auffällig. Dies unterstreicht nochmals, dass eine regelmäßige koproskopische Untersuchung von Chamäleons unabhängig von klinischen Befunden nötig ist, um einen Parasitenbefall hinreichend sicher zu erkennen und dementsprechend rechtzeitig Therapie-, Quarantäne- und Sanierungsmaßnahmen einleiten zu können.

Der Großteil der einer pathologischen Untersuchung unterzogenen Chamäleons bestand aus Transportverlusten beim Import der Tiere. Einige Tierkörper (n=11) erwiesen sich zum Zeitpunkt der pathologischen Untersuchung als autolytisch. So konnte zwar ein Parasitenbefall dargestellt, aber dessen pathologische Bedeutung nicht bewertet werden. Gründe für eine fortgeschrittene Autolyse können unangemessene Transportbedingungen wie mangelnde Kühlung bzw. Unterbrechung der Kühlkette, zu lange Transportwege und Verzug des Versandes der Tiere gewesen sein. Dadurch war eine histologische Bewertung bei einem Teil der Tierkörper erschwert oder nicht mehr möglich. Diese Problematik trat besonders bei kleinen Tieren, wie Stummelschwanzchamäleons oder Juvenilen, auf.

5.1 Protozoen

5.1.1 Kokzidien

Prävalenz

Die Familie Chamaeleonidae ist mit mehr als 130 Spezies sehr artenreich. Chamäleons können mit verschiedenen Kokzidien befallen sein. Insgesamt wurden in der Literatur weltweit drei Spezies beschrieben (SERGENT 1902, MODRY und KOUDELA 1995, MODRY et al. 1997, 2000, 2001a, b, 2006). In der vorliegenden Studie wurden bei sechs von 15 Chamäleonarten Kokzidien gefunden. Im Gegensatz zu der von PANTCHEV (2008)

dokumentierten Befallsextenstität von 10,6% (n=66) konnte in dieser Studie eine doppelt so hohe Prävalenz von 21,7% ermittelt werden. Weiterhin war mit 17,0% die Prävalenz von *Isospora* spp. um ca. 10% höher als in der Studie von PANTCHEV (2008). Dies kann mit der Zusammensetzung des Patientenguts in Zusammenhang gebracht werden. In der vorliegenden Studie wurden Tiere ausgeschlossen, die medikamentös gegen Parasiten vorbehandelt wurden, während PANTCHEV (2008) keine diesbezügliche Selektion in seiner Studie erwähnt. Dies hatte insofern einen Einfluß, dass es in meiner Studie durch den Ausschluß von therapierten Tieren zu einer höheren Prävalenz von Kokzidien als bei PANTCHEV (2008) gekommen sein kann.

Da es sich bei einer Kokzidiose um eine Faktorenkrankheit handelt, welche durch Stress aufgrund fehlerhafter Haltungsbedingungen, Fütterung, anderer Erkrankungen, Transport etc. ausgelöst wird, kann somit eine Schwächung des Tieres vorausgegangen sein. So versuchen auch MODRY et al. (2000) die hohe Mortalität bei Wildfängen kurz nach dem Import mit der Prävalenz von Kokzidien zu erklären. Unter solchen Umständen kann die unter natürlichen Bedingungen vorliegende Wirt-Parasit-Balance (MODRY 2007) gestört werden, und der Parasitenbefall kann zu bedrohlichen Erkrankungen führen.

Dass es einen hohen Durchseuchungsgrad mit Kokzidien bei Chamäleons in freier Wildbahn gibt (PANTCHEV 2006), konnte in dieser Studie nicht belegt werden. Mit 24,4% (n=40) waren Nachzuchten fast doppelt so häufig mit Kokzidien befallen als Wildfänge mit 12,5% (n=6). Ebenso berichtet die Literatur über eine hohe Befallsextenstität von Parasiten mit direktem Entwicklungszyklus bei in menschlicher Obhut gehaltenen Reptilien (REICHENBACH-KLINKE 1963, LAINSON 1992). Im Gegensatz dazu zeigen andere Studien, in denen ausschließlich Wildfänge von Chamäleons auf Kokzidien untersucht wurden (BRYGOO 1963, MODRY 2000, ABDEL-WASAE 2004), eine hohe Prävalenz in dieser Tierkategorie. Unter Terrarienbedingungen können sich Chamäleons aufgrund des direkten Lebenszyklus der Parasiten, des eingeschränkten Aktionsradius und vor allem bei schlechter Hygiene immer wieder oral mit diesen Parasiten infizieren, wohingegen Chamäleons in ihren natürlichen Habitaten durch ihre arborikole Lebensart und den größeren Aktionsradius normalerweise keinen Kontakt zu ausgeschiedenen Fäzes haben. Somit können schlechte Haltungsbedingungen sowie mangelhafte Hygienemaßnahmen bei Terrarienhaltung gerade bei diesen Parasiten zu

einem klinisch relevanten Massenbefall führen (SCHNELLER und PANTCHEV 2008, PANTCHEV 2008).

Ebenfalls war zu beobachten, dass Jungtiere tendenziell häufiger mit Kokzidien befallen waren. Auch in der Literatur wird, basierend auf koproscopischen, experimentellen und z.T. histopathologischen Untersuchungen, ein Befall mit Kokzidien hauptsächlich als Jungtierkrankheit dargestellt (MODRY und KOUDELA 1998, MODRY und SLOBODA 2007). Generell wird in früheren Untersuchungen von hohen Prävalenzen berichtet (MODRY und KOUDELA 1995, MODRY und KOUDELA 2000, SLOBODA und MODRY 2006). Es ist anzunehmen, dass die Prävalenz von der Auswahl der Patienten abhängt. So untersuchten SLOBODA und MODRY (2006) Juvenile aus einer F2-Zucht eines Bestandes und ermittelten anhand von koproscopischen Untersuchungen eine Prävalenz für *Isospora jaracimmani* von 100,0% und bei *Choleoeimeria hirbaya* eine Prävalenz von 32,4%. In der eigenen Studie wurden Proben aus verschiedenen Tierhaltungen untersucht und sowohl bei *Isospora jaracimmani* (27,8%) als auch für *Choleoeimeria hirbaya* (1,1%) eine niedrigere Prävalenz dokumentiert. Somit könnten die eigenen Daten unter Berücksichtigung der Einschränkung durch die diagnostischen Beprobungen als allgemeingültig angesehen werden, während die von SLOBODA und MODRY (2006) eher eine Bestandssituation widerspiegeln.

Die 10% höheren Prävalenzen bei Jungtieren im Vergleich zu Adulten sind aufgrund eines noch nicht ausgereiften Immunsystems der Juvenilen und des höheren Infektionsdrucks durch den kleineren Aktionsradius in der Aufzucht (bzw. Gruppenhaltung) zu erklären (PANTCHEV 2006).

In der vorliegenden Arbeit wurden von den Kokzidien v.a. *Isospora* spp. nachgewiesen. Im Gegensatz dazu konnten *Choleoeimeria* spp. nur vereinzelt diagnostiziert werden. So wurde beim madagassischen Pantherchamäleon (*F. pardalis*) eine viermal so hohe Prävalenz von *Isospora* spp. (14,5%) als für *Choleoeimeria* spp. (3,6%) ermittelt. Ein möglicher Grund dafür ist, dass *Choleoeimeria* spp. durch ihr Vorkommen in der Gallenblase bei Obstruktion des Gallenganges intermittierend oder gar nicht ausgeschieden werden und daher konnte in dieser Studie eine niedrigere Prävalenz ermittelt werden.

Insgesamt wurden in meiner Studie Kokzidien in sechs verschiedenen Chamäleonarten gefunden, welche teilweise unterschiedliche Vegetationszonen bzw. Habitate bewohnen (Anhang A1). Da Jemenchamäleons zum Teil Wüstenbewohner sind und *Ch. hoehnelii* auch in Gegenden vorkommen, welche starken Temperaturschwankungen unterliegen, ist davon auszugehen, dass Oozysten sowohl von *Isospora* spp. als auch von *Choleoeimeria* spp. dieser Chamäleons eine besonders hohe Tenazität gegenüber äußeren Einflüssen aufweisen. Daher ist es beim Nachweis dieser Parasiten notwendig strenge Sanierungs- und Hygienemaßnahmen in der Terrarienhaltung einzuleiten, um eine weitere Verbreitung und Kontamination der Anlage zu verhindern.

Der Anteil von Kotproben von Jemenchamäleons ist auffällig hoch. Dies ist damit zu erklären, dass das Jemenchamäleon ein sehr robustes Chamäleon ist, welches unter einfachen Haltungsbedingungen leben kann und daher ein sehr beliebtes und häufig in Gefangenschaft gehaltenes Terrarientier ist. Da *I. jaracimmani* regelmäßig als wirtsspezifischer Parasit bei dieser Spezies vorkommt, ergibt sich der daraus prozentual hohe Anteil von *I. jaracimmani* in der statistischen Auswertung.

Bei einem *R. brevicaudatus* wurde im Kot eine wahrscheinlich neue *Choleoeimeria*-Art gefunden (Abb.4). Die ermittelten morphologischen Parameter wie z.B. die Oozystengröße unterscheiden sich von den bislang beschriebenen Spezies. Zusätzliche Untersuchungen zur exakten taxonomischen Bestimmung konnten nicht vorgenommen werden, da das Tier für weitere Untersuchungen nicht zur Verfügung stand.

Intestinale Kokzidiosen

Klinik

Bei einer Infektion mit intestinalen Kokzidien wie *Isospora* spp. und *Eimeria* spp. (s.l.) gehörten gastrointestinale Symptome wie Tympanie und wässrige bis hämorrhagische Diarrhö in der eigenen Untersuchung zu den häufigsten klinischen Befunden. Dies deckte sich mit den Angaben in der Literatur (ABDEL-WASAE 2004, SLOBODA und MODRY 2006, MODRY UND SLOBODA 2007). Diese Symptome sind mit dem intrazellulären Entwicklungszyklus intestinaler Kokzidien in der Mukosa des Darmes zu erklären. Durch die intrazellulären Stadien wird die Darmschleimhaut alteriert und es kommt sowohl zu Maldigestion als auch zu Malabsorptionssymptomen und infolgedessen zu

den beschriebenen klinischen Symptomen (MODRY und KOUDELA 1995, 1998, MODRY und SLOBODA 2007).

Die in der Literatur beschriebenen unspezifischen Symptome wie Anorexie, Lethargie, Exsikkose, Abmagerung, Gewichtsverlust, Schwäche und Kachexie (KLINGENBERG, 1999, SLOBODA und MODRY 2006) lagen in der vorliegenden Arbeit bei 65,4% der befallenen Tiere vor. Die in anderen Studien dokumentierte signifikante Morbidität und Mortalität bei Jungtieren (MODRY und KOUDELA 1998, GREINER und MADER 2006) konnte in dieser Studie nicht beurteilt werden, da nur Einzeltierproben untersucht wurden und keine Bestandskontrollen möglich waren. Auch war die Gesamtzahl befallener Jungtiere im Patientengut eher gering.

Zwischen der Ausscheidungsintensität und klinischen Symptomen konnte kein statistisch relevanter Zusammenhang ermittelt werden. Somit ist eine hochgradige Ausscheidungsintensität nicht zwingend mit klinisch auffälligen Symptomen korreliert. Die tatsächliche Parasitenbürde muss sich nicht zwingend in der Anzahl von Oozysten im Kot zeigen, da in der Prä- oder der Postpatenz klinische Symptome auftreten können, ohne dass Oozysten ausgeschieden werden und in der frühen oder späten Patenz die OpG-Werte gering sein können. Zu berücksichtigen ist hierbei auch, dass der Gesundheitszustand des betroffenen Tieres von der individuellen Variabilität, dem Immunstatus, vom Alter und von äußeren Faktoren beeinflusst ist. Zudem wird angenommen, dass es im Durchfallkot zu Verdünnungseffekten kommen kann (PROSL und JOACHIM 2006).

Histopathologie

Bei einem geringgradigen Befall mit intestinalen Kokzidien (n=3) konnten milde Läsionen des Darmepithels beobachtet werden. Dies deckt sich mit den Aussagen von SLOBODA und MODRY (2006). Bei einem mittel- bis hochgradigem Befall (n=9) wurde in der histopathologischen Untersuchung das dominante Bild einer hochgradigen katarrhalischen Enteritis festgestellt, von welcher auch MODRY und SLOBODA (2005) und SLOBODA und MODRY (2006) berichten. Die erwähnte Zerstörung der Epithelzellen wurde durch die asexuelle Entwicklung von Kokzidien in den Epithelzellen der Darmzotten hervorgerufen. Da die befallene Darmschleimhaut Läsionen aufweist, kann sie Nahrungsbestandteile und Flüssigkeit nicht mehr vollständig resorbieren und es

kommt zu starkem Flüssigkeits-/ und Energieverlust (SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Bedingt durch die Malabsorption bekamen die Tiere eine starke Diarrhö und erschienen exsikkotisch. Infolgedessen kam es zu mangelnder Durchblutung zentraler Organe, was zu Nierendegenerationen wie Nephrosen und Nierengicht führen kann, da die Niere bei solchen Prozessen bei Reptilien am empfindlichsten reagiert (SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Das Vorkommen einer Hepatitis, vor allem auch in Kombination mit Nierenveränderungen, kann bei einer Kokzidieninfektion einen Hinweis auf ein chronisches Geschehen geben. So wurde bei zwei Tieren (*R. brevicaudatus*, NZ; *Ch. dilepis*, WF) gleichzeitig eine kleintropfige fettige Leberzelldegeneration diagnostiziert, die Folge dieser Enteritis sein könnte. Dies bestätigt auch die Auffassung von WILL (1975), dass Leberveränderungen u.a. eine Folge schwerwiegender Infektionen und Erkrankungen anderer Organe sowie Auszehrung und langanhaltender Diarrhö sind.

Biliäre Kokzidiosen

Klinik

Bei einem Befall mit *Choleoeimeria* spp. wurden in zwei Fällen (66,7%) unspezifische Symptome festgestellt, welche sich mit den von SCHNELLER und PANTCHEV (2008) beschriebenen Erkrankungserscheinungen wie Anorexie, Körpermasseverlust und Trägheit deckten. Diese Symptome können aufgrund einer Obstruktion des Gallenblasenganges und dem anschließenden Rückstau von Verdauungsenzymen, welche normalerweise von der Leber in den Darm geleitet werden, hervorgerufen worden sein (MODRY und SLOBODA 2007, SCHNELLER und PANTCHEV 2008). In Folge dessen können betroffene Tiere Nahrungsbestandteile durch den Mangel an Verdauungsenzymen nicht mehr aufspalten und ihr Allgemein- und Gesundheitszustand baut durch den Verlust von Energie kontinuierlich ab.

Histopathologie

Die bei einem Pantherchamäleon beschriebene Gallenblasendilatation wurde höchstwahrscheinlich durch den eingedickten Gallensaft und Stadien von Choleoeimerien sowie abgelöste Schleimhautzellen, welche den Gallenblasengang einengen, ausgelöst. In Folge dessen kann es zur Hepatomegalie kommen. Auch die festgestellte Choleozystitis ist dem Zerstören der Epithelzellen durch Entwicklungsstadien von Choleoeimerien zuzuordnen. Dieser Befund gleicht den in der Literatur beschriebenen Veränderungen (WILL 1975, SLOBODA und MODRY 2006, MODRY und SLOBODA 2007).

5.1.2 Flagellaten

Prävalenz

In insgesamt 6,1% der untersuchten Kotproben wurden Flagellaten aufgefunden. PANTCHEV (2008) fand in seiner Studie mit 13,6% eine doppelt so hohe Prävalenz. Die eher niedrige Prävalenz in meiner Studie kann mit der Art und Dauer der Aufbewahrung der zu untersuchenden Proben zusammenhängen. Je trockener, kälter und länger die Probe gelagert wurde, desto geringer ist die Wahrscheinlichkeit, Flagellaten vorfinden zu können. Da nicht immer eine sofortige Untersuchung des Untersuchungsmaterials vorgenommen werden konnte, z.B. aufgrund des verlängerten Postweges, kann es sein, dass Trophozoiten von Flagellaten in der koproskopischen Untersuchung nicht mehr aufgefunden werden konnten, und es somit zu einer Unterschätzung der Prävalenz kam. Weder bei der Herkunft, dem Alter noch dem Geschlecht konnte ein statistisch relevanter Zusammenhang bezüglich eines Flagellatenbefalles hergestellt werden.

Die am häufigsten in dieser Studie vorgefundenen Flagellaten waren *Leptomonas* spp. (76,9%) gefolgt von *Trichomonas* spp. (23,1%). PANTCHEV (2008) erwähnt in seiner Studie nur *Trichomonas* spp., andere Flagellaten bleiben unerwähnt. Die hohe Prävalenz von *Leptomonas* spp. unterstreicht die Vermutung von SCHNELLER und PANTCHEV (2008), dass dies ein an den Darmtrakt von Chamäleons adaptierter Parasit ist.

Klinik

Bei mit Flagellaten befallenen Tieren zeigten sich in der Regel erst ab einem mittelgradigen Befall klinische Symptome in Form von gastrointestinalen Krankheitserscheinungen wie schwerer und teilweise sogar hämorrhagischer Diarrhö und unspezifischen Symptomen (Inappetenz, Apathie, Schwäche, Exsikkose). Dass die Befallsstärke den Ausbruch einer Erkrankung durch Flagellaten entscheidet und eine hohe Befallsintensität zum Tod befallener Tiere führen kann (MUTSCHMANN 2006, PANTCHEV 2006), bestätigen drei verstorbene Tiere, welche zuvor unter einem Massenbefall mit Flagellaten litten. Bekanntermaßen wird bei Flagellaten das Gast-Wirt-Verhältnis von der Abwehrlage bestimmt (HÄFELI und SCHILDGER 1995). Bei gesunden Tieren scheint das Vorkommen von Flagellaten keine pathogene Auswirkung zu haben, doch wenn das Immunsystem durch Stress, andere Erreger etc. supprimiert wird, kann

es zu einem dramatischen Verlauf bis hin zum Tode kommen (SCHNELLER und PANTCHEV 2008).

Histopathologie

Flagellaten traten hauptsächlich im Darm auf und führten dort zu schweren katarrhalischen bis hämorrhagischen Enteritiden. Sowohl bei mittel- als auch bei hochgradigem Befall konnten Flagellaten der Gattung *Trichomonas* auch in anderen Organen aufgefunden werden. So besiedelten sie die Nieren (n=5), die Lunge (n=3) und auch die Leber (n=7), in welcher es zu fokalen Nekrosen im Parenchym kam. Auch in der Literatur wird über einen Befall nicht nur des Darmes, sondern auch anderer Organe wie der Leber und der Nieren bei schweren Infektionen berichtet. Anscheinend gelangen Flagellaten durch die Blutbahn oder natürliche Verbindungen (z.B. *Ductus choledochus*, Harnleiter) in die verschiedenen Organe (DOLLAHON und JANOVY 1971, FRYE 1991, MUTSCHMANN 2008).

Bei einem Pantherchamäleon, in welchem eine mykotisch veränderte Leber und eine Nierengicht festgestellt wurde, können die nachgewiesenen *Leptomonas* spp. als Sekundärerreger gewirkt haben und vermehrten sich aufgrund des herabgesetzten Immunsystems (mittelgradiger Befall). Auch MUTSCHMANN (2006) und SCHNELLER und PANTCHEV (2008) berichten, dass es sich bei Flagellaten um Opportunisten handelt und sich bei immunsupprimierten Reptilien ein Massenbefall von Flagellaten entwickeln und somit schwere Erkrankungen hervorrufen kann.

5.1.3 Ziliaten

Prävalenz

In 2,4% der Fälle wurden Ziliaten der Gattung *Nyctotherus* nachgewiesen. Auch PANTCHEV (2008) wies diese Gattung mit einer ähnlich geringen Prävalenz (1,5%) nach. Da die meisten Chamäleons insektivor sind und nicht wie Schildkröten oder Iguanas eine herbivore Ernährung aufweisen, bei welchen Ziliaten als Kommensalen im Dickdarmbereich wirken, weisen diese Protozoen bei Chamäleons eine niedrige Prävalenz auf. Da die Gattung *Nyctotherus* sp. auch im Darm von Insekten vorkommt (GREINER und MADER 2006, SCHNELLER und PANTCHEV 2008), ist es möglich, dass sie bei positiv befundeten Chamäleons lediglich als Darmpassant vorliegt. Auffällig ist,

dass *Nyctotherus* sp. ausschließlich in Jemenchamäleons vorgefunden wurde, welche teilweise auch pflanzliche Nahrung wie Früchte, Blätter und Blüten fressen (Anhang A1). Hier liegt die Vermutung nahe, dass diese Ziliaten bei dieser Chamäleonart bei der Verdauung von pflanzlichem Material mitwirken.

Klinik

Nyctotherus spp. wird allgemein als apathogener Kommensale angesehen (SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Bei Monoinfektionen mit *Nyctotherus* spp. traten keine klinisch relevanten Symptome auf. Die in dieser Arbeit dokumentierten klinisch relevanten Befunde wie gastrointestinale Symptome in Zusammenhang mit einem gleichzeitigen *Nyctotherus*-Nachweis scheinen auf Infektionen mit Nematoden oder Kokzidien zu beruhen.

5.2 Helminthen

5.2.1 Nematoden

Mit einer Prävalenz von 36,3% waren Nematoden die beim Chamäleon am häufigsten nachgewiesenen Endoparasiten. Ähnliche Befallsraten lassen sich auch in der Literatur finden (LEHMANN 1971, KLINGENBERG 2004, HERING- HAGENBECK 2001). Allgemein war bei Nematoden kein statistischer Zusammenhang mit dem Alter, Geschlecht oder der Herkunft zu beobachten. Nachgewiesen wurden in meiner Studie Oxyuriden, Askariden, Heterakiden, *Rhabdias* spp., Strongyloiden, Spiruriden und Filarien.

5.2.1.1 Oxyuriden

Prävalenz

Oxyuriden waren die am häufigsten vorgefundenen Nematoden (25,5%). Dies stimmt mit den Ergebnissen in der Literatur überein (KLINGENBERG 2004). Zum einen weisen die dickschaligen Eier dieser Nematoden eine besonders hohe Tenazität gegenüber äußeren Einflüssen auf (PANTCHEV 2006) und zum anderen sind feuchte Bedingungen, welche in dem Habitat der meisten Chamäleons gegeben sind, optimal für das Überdauern von exogenen Stadien von Parasiten wie Oxyuriden (LIMBERGER 2002).

Nachzuchten waren in meiner Studie mit 31,7% signifikant häufiger mit monoxenen Oxyuriden befallen als Wildfänge mit nur 4,2%. Der direkte Entwicklungszyklus kom-

biniert mit einem äußerst eingeschränkten Aktionsradius der in Gefangenschaft gehaltenen Wirte und die dadurch leichte Übertragung erklärt die hohe Prävalenz von Oxyuriden besonders in Nachzuchten.

Die Prävalenz von Oxyuriden bei Juvenilen fiel jeweils um knapp 10% höher aus als bei Adulten. Eine entsprechende Korrelation konnte aber statistisch nicht belegt werden. Auch GOLDBERG und BURSEY (1992, 1994) und BROSDA (2011) berichten von gehäuften Oxyurideninfektionen bei Juvenilen. Ein Grund für die erhöhte Prävalenz bei Juvenilen mag in der Gruppenhaltung von Immaturen liegen. Ebenso stellte HERING-HAGENBECK (2001) fest, dass Einzeltiere eine niedrigere Prävalenz aufwiesen als Gruppentiere. Denn besonders bei mangelhaften Hygienemaßnahmen kann eine schnelle Durchseuchung der ganzen Tiergruppe erfolgen. Ebenso kann bereits beim Schlupf aus dem Ei eine orale Infektion der Jungtiere erfolgen (GOLDBERG und BURSEY 1992), die aufgrund des naiven Immunsystems besonders anfällig sind.

Klinik

Da von den 54 befallenen Chamäleons bei 40,7% Krankheitsanzeichen beobachtet werden konnten, ist davon auszugehen, dass Oxyuriden klinische Symptome hervorrufen können. Betrachtet man vor allem das Auftreten von osteodystrophen Veränderungen, so ist auffällig, dass dieses Symptom ausschließlich bei einem Befall mit Oxyuriden auftrat, wohingegen das Aufkommen von gastrointestinalen Symptomen mit 47,7% häufiger bei nicht mit Oxyuriden infizierten als bei infizierten Chamäleons (36,8%) beobachtet werden konnte. Dennoch schließe ich mich aufgrund eigener praktischer Erfahrungen den Beobachtungen von KLINGENBERG (2004) an, welcher über gastrointestinale und vor allem unspezifische Symptome wie Apathie und Inappetenz bei einem Befall mit Oxyuriden berichtet. Demgegenüber steht die Behauptung von ROCA et al. (1988), dass Oxyuriden Kommensalen ihrer Wirte in freier Wildbahn seien. TELFORT (1971) geht sogar von einer Symbiose zwischen Oxyuriden und Reptilien aus. Dies mag für herbivore Reptilien wie Schildkröten auch zutreffen, da Oxyuriden bei der Verdauung von Zellulose mitwirken und somit zu einer verbesserten Verdaulichkeit von Futterbestandteilen beitragen (IVERSON 1982, BROSDA 2011). Der Großteil der Chamäleonarten ist aber insektivor, so dass eine diesbezügliche Symbiose kaum gegeben sein dürfte. MUTSCHMANN (2008) berichtet über pathologische Erscheinungen in Zusammenhang mit einem massenhaften Befall von Oxyuriden bei Jungtieren oder

halbwüchsigen Tieren. LEHMANN (1971) und KLINGENBERG (2004) sind der Auffassung, dass ein Befall mit Oxyuriden unbedingt behandelt werden muss, da es unter Terrarienbedingungen zu Massenvermehrung dieser Parasiten kommen kann, und somit ein hohes Risiko einer ständigen Reinfektion besteht (MUTSCHMANN 2008). Weil die Pathogenese bzw. direkte Schädigung aktuell nicht vollständig geklärt ist, besteht auf diesem Feld noch Forschungsbedarf.

Da bei den Tieren in der eigenen Studie keine bakteriologischen oder weiterführenden Untersuchungen durchgeführt wurden, könnte es möglich sein, dass auch andere Grunderkrankungen vorlagen und ein Befall mit Oxyuriden ein Nebenbefund war. Dagegen spricht, dass bei einem mittel- bis hochgradigen Befall öfter unspezifische und gastrointestinale Symptome beschrieben wurden als bei einem geringgradigen Befall. So wies BROSDA (2011) bei einem Befall von Landschildkröten mit Oxyuriden zwar eine generell höhere Verdaulichkeit der Futtermittel, im Gegensatz dazu aber eine signifikant niedrigere Kalziumresorption aus der Nahrung als bei der nicht parasitierten Kontrollgruppe nach. Es liegt der Verdacht nahe, dass es durch Mineralstoffentzug zu Mangelerscheinungen kommen kann (MUTSCHMANN 2008). Folglich kann das Auftreten von osteodystrophen Erscheinungen in Zusammenhang mit einem Oxyuridenbefall bei zwei Tieren in der Hauptschädigung von Oxyuriden begründet sein. Ein weibliches Chamäleon mit einem Massenbefall mit Oxyuriden wies zusätzlich eine Dystokie auf. In der Literatur wird eine solche Symptomatik ebenfalls im Zusammenhang mit einem Oxyuridenbefall erwähnt (SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Trächtige Chamäleons haben einen erhöhten Energie- und Nährstoffbedarf und die Eibildung führt zu geringerer Nahrungsaufnahme aufgrund des raumfordernden Prozesses im Zölon. Der durch diese Parasiten verursachte Mineralstoff- und Energieverlust beeinträchtigt zusätzlich die Kondition der graviden Tiere.

Histopathologie

Adulte männliche und weibliche Oxyuriden konnten bei der pathologischen Untersuchung vom distalen Kolon bis zum Rektum gefunden werden. Dies stimmt mit den Befunden von CLAUSSEN (1981) und FRANK (1981) überein. In vier Proben wurden auch larvale Stadien entdeckt. Pathologische Veränderungen wie schwere Obstruktionen, von welchen in der Literatur (KLINGENBERG 2004) berichtet wird, konnten in dieser Studie nicht beobachtet werden. Monoinfektionen mit Oxyuriden konnten

während der postmortalen Untersuchung nicht festgestellt werden, folglich ist eine eindeutige Zuordnung der pathologischen Veränderungen nicht möglich.

5.2.1.2 Askariden/Heterakiden

Prävalenz

Am häufigsten waren adulte Tiere, die als Wildfänge importiert wurden, mit Askariden oder Heterakiden befallen, aber auch in zwei Nachzuchten konnten sie gefunden werden. Die Prävalenz von 7,5% deckte sich annähernd mit den Ergebnissen der Studie von PANTCHEV (2008). Da nach Befragen der Besitzer den nachgezüchteten Chamäleons keine Wirbellosen aus freier Wildbahn oder kleinere Wirbeltiere wie Amphibien, Reptilien oder Kleinsäuger (NECAS 2010), sondern speziell gezüchtete Avertebraten verfüttert wurden, ist nicht davon auszugehen, dass die vorgefundenen Askariden/ Heterakiden durch einen Zwischenwirt übertragen wurden, so dass in diesen Fällen ein direkter Entwicklungszyklus anzunehmen ist (CHU 1936, KUTZER und GRÜNBERG 1965, MUTSCHMANN 2008). Aber auch hygienische Aspekte sind zu berücksichtigen. Wenn z.B. nicht gefressene Futtertiere von einem Terrarium in ein anderes verlegt werden und vorher infizierten Kot aufgenommen haben, kann es auch zu einer solchen Übertragung der Infektion kommen.

Demgegenüber wiesen Wildfänge mit 29,2% eine signifikant häufigere Ausscheidungsrate von Askariden und Heterakiden auf als Nachzuchten mit nur 1,2%. Hier ist der Verdacht nicht auszuschließen, dass Arthropoden bei diesen Wildfängen als Zwischenwirt mit in den Zyklus eingebunden sein können, wie es auch BAIN (1970) beschrieben hat. Ferner bietet das tropische bis subtropische Klima, in welchem die meisten untersuchten und befallenen Chamäleons (*F. oustaleti*, *Ch. melleri*, *F. pardalis*, *F. verrucosus*, *Ch. tempeli*, *B.fischeri*) aus freier Wildbahn leben, mit seinem feuchten Erdboden ideale Bedingungen für Parasitenarten, die sich in der Umwelt weiterentwickeln und/ oder vermehren können (MUTSCHMANN 2008). Dies mag auch die vergleichbar hohen Prävalenzen von Askariden bei Wildfängen erklären.

Klinik

Mit 68,8% zeigten zwei Drittel der mit Askariden oder Heterakiden befallenen Chamäleons klinische Symptome. Besonders häufig wurden anamnestisch Anorexie und Gewichtsverlust beschrieben, von welcher auch KAUFMAN (1996) berichtet. In zwei

Fällen lag eine Legenot vor. Es liegt die Vermutung nahe, dass diese Nematoden ihren Wirt nicht nur durch Energie- und Nährstoffentzug geschwächt haben (KLINGENBERG 2004), sondern auch durch die Gewebeschädigung des Darmes (LEHMANN 1971, ANDERSON 2000) zu Malabsorption geführt haben. Dies kann sowohl ein Grund für die Gewichtsabnahme als auch die Dystokie sein. Die Gravidität führte zu einer Reduktion der Fitness was durch diese Nematoden möglicherweise weiter verstärkt wurde (FRIEDRICH und LUCIUS 2006).

Die unspezifischen und gastrointestinalen Symptome bei einem hochgradigen Befall mit Heterakiden wurden vermutlich durch die Schleimhautverletzungen des Darmes aufgrund der histiotrophen Phase der Larven und die Mundwerkzeuge adulter Stadien verursacht.

Histopathologie

Askariden

Bei jeder ermittelten Monoinfektion mit Askariden zeigte sich das dominante Bild einer katarrhalischen Enteritis. In der histologischen Untersuchung konnte eine nekrotisierende oder ulzerative Gastro-Enteritis bei einem hochgradigem Befall gesehen werden, die durch die Bohrgänge der Adulten und des vierten Larvenstadiums (YORKE und MAPLESTONE 1969) dieser Parasiten bis teilweise in die *Lamina propria muscularis* verursacht wurde. Gleiche pathologische Beobachtungen machten KUTZER und GRÜNBERG (1965) und MUTSCHMANN (2008) bei einem Befall mit Askariden. Bakterien können das pathologische Bild als Sekundärerreger verschlimmern, hierzu wurden aber keine Daten erfasst.

In einem Fall hatte ein massenhafter Befall mit Askariden einen mechanischen Verschluss des Gallenganges zur Folge, welcher zu einer Dilatation der Gallenblase geführt hat. Auch dies gleicht den Angaben in der Literatur (ZWART 1968, MUTSCHMANN 2008, SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Die makroskopisch erkennbaren, bis reiskorngroßen Abszesse in der Lunge, wie sie auch KLINGENBERG (2004) und ZWART (1968) erwähnen, wurden in meiner Studie vermutlich durch die wandernden Larven dieser Nematoden hervorgerufen. Hierzu äußert COWAN (1968), dass besonders oft die Lungen von Reptilien mit Parasiten befallen sind. Im Rahmen der histologischen Untersuchung konnte u.a. eine interstitielle Pneumonie, oft mit ausgedehnten

Emphysemen, wie sie KLINGENBERG (2004) beschreibt, beobachtet werden. Die in einem Fall beschriebenen Knötchen auf der Leber stellten sich als verkapselte Larvenstadien von Askariden heraus. Damit zeigen Askaridenlarven aufgrund ihrer somatischen Wanderungen oder Streuung ähnliche Schadwirkungen wie bei Warmblütern (*Ascaris suum*, *Ascaridia gallinae*).

Heterakiden

Bei den seziierten Chamäleons beschränkte sich das Vorkommen der Heterakiden auf den Intestinaltrakt. Sie rufen dort ähnliche pathologische Veränderungen hervor, wie sie bei einem Befall mit Askariden auftreten.

Adulte Heterakiden und deren Eier konnten im Gegensatz zu Geflügel, bei welchem Heterakiden meist nur im Zäkum vorzufinden sind (ECKERT et al. 2005), vom Zäkum bis ins Rektum detektiert werden. Es lag eine katarrhalische Enteritis vor, welche wahrscheinlich durch die bedingte Abwehr-Reaktion des Immunsystems des Wirtes hervorgerufen wurde (LUCIUS 2006). Im Rahmen der Entzündungsreaktion konnten Eosinophile, Makrophagen und Mastzellen in den histologischen Präparaten beobachtet werden.

BAIN (1970) berichtet über das Vorkommen von Larvenstadien in anderen Organen wie der Lunge oder der Zölohmöhle. Dies konnte in der vorliegenden Studie nicht bestätigt werden.

In der Literatur wird wenig über klinische oder pathologische Zusammenhänge bei einem Befall von Reptilien mit Heterakiden berichtet und weitere Untersuchungen hierzu wären wünschenswert.

5.2.1.3 Spiruriden

Prävalenz

Die niedrige Prävalenz von Spiruriden läßt sich mit dem indirekten Entwicklungszyklus dieser Tiere erklären. Eier dieser Nematoden wurden nur in den Fäzes eines Wildfanges, nicht aber in Nachzuchten nachgewiesen. Aufgrund der geringen Zahl an Nachweisen ist keine Aussage zu Einflußfaktoren möglich.

Klinik

Die bei einer Monoinfektion mit Spiruriden beobachteten unspezifischen Symptome wie Apathie und Inappetenz können durch die Schäden, die dieser Parasit vor allem an der Darmschleimhaut verursacht, hervorgerufen worden sein (YORKE und MAPLESTONE 1969).

Spezifische Literaturberichte zur Entwicklungsbiologie, der Klinik und der Pathologie von Spiruriden bei Chamäleons liegen nicht vor.

5.2.1.4 Filarien

Prävalenz

Filarien werden über Vektoren wie Stechmücken (*Culex*, *Aedes*) übertragen (IRIZARRY-ROVIRA et al. 2002). In meiner Studie wurden diese Parasiten nur in drei männlichen Wildfängen (*F. pardalis*, *F. verrucosus*) gefunden. Die geringe Fallzahl erlaubt keine Bewertung eines Geschlechtereffekts, doch scheint eine Bevorzugung männlicher Tiere aufgrund eigener praktischer Erfahrungen und anderer Studien (IRIZARRY-ROVIRA et al. 2002) als eher unwahrscheinlich.

Das Fehlen von hämatophagen Arthropoden als Vektoren für die Übertragung von Filarien ist als Grund des negativen Nachweises von in menschlicher Obhut gehaltenen Tieren anzunehmen. Des Weiteren gewährleistet das warm-feuchte Klima Madagaskars optimale Brutstätten für Vektoren (*Culex*, *Aedes*), die Filarien durch ihre Blutmahlzeit auf wildlebende Chamäleons übertragen können (BUSH et al. 2001), während die Voraussetzungen für eine Übertragung in Gefangenschaft anders zu bewerten sind.

Das Alter des Wirtes ist ein wichtiger Faktor, welcher die Prävalenz von bestimmten Parasiten wie Filarien beeinflusst (TARASCHEWSKI 2006). Auch in der vorliegenden Studie waren ausschließlich adulte Tiere (*F. pardalis*, *F. verrucosus*), die als Wildfänge importiert wurden, mit Filarien befallen. Ein Grund dafür kann die Körpergröße der Chamäleons sein, denn sie steht in Relation zu der Expositionsrate des Wirtes. Auch die Expositionszeit (bei Wildfängen), welche mit dem Alter des Tieres korreliert, spielt für die Prävalenz von Parasiten eine ausschlaggebende Rolle. So steigt mit fortschreitendem Alter die Wahrscheinlichkeit für eine Infektion mit Filarien, die aus dem längeren Zeitraum der Exposition resultiert (GOLDBERG und BURSEY 1991). Dies kann allerdings aufgrund der eigenen Studie nicht ausgesagt werden, da sich das Proben-

material ausschließlich aus Adulti rekrutierte und kein Probenmaterial von juvenilen Panther- und Warzenchamäleons zur Verfügung stand.

Klinik

Die vorgefundenen Hautveränderungen (Schwarz- und Weißfärbung), welche auch BIELLI (2007) bei einem mit *Filaria* sp. befallenen Chamäleon dokumentierte, können durch Defekte entstanden sein (NECAS 2010), welche durch Bewegung von adulten Filarien unter der Haut hervorgerufen wurden. Erfahrungsgemäß können Entzündungsreaktionen bei Reptilien eine vermehrte Ansammlung von Melanin in betroffenen Arealen hervorrufen, welche eine Schwarzfärbung zur Folge hat.

Histopathologie

Filarien wurden in 4,0% der pathologisch untersuchten Chamäleons gefunden. Die von WILL (1975) beschriebene Stauungsleber durch Thromben aufgrund eines Befalles mit Filarien konnte in dieser Arbeit bei beiden Pantherchamäleons (*F. pardalis*) bestätigt werden. Auch wurden beschriebene Nekrosen und Infarkte durch Obstruktionen der Blutgefäße (IRRIZARY-ROVIRA et al. 2002) in der Leber und der Nieren aufgrund des Vorkommens von Mikrofilarien und durch vom Körper produzierte Immunkomplexe hervorgerufen. Dies beschreibt auch WILL (1975) in seiner Studie. Bei einem Befall mit Parasiten zirkulieren Immunkomplexe im Blut und können in engen Gefäßen wie in diesem Fall den Nierenglomeruli abgelagert werden, was zu einer Entzündungsreaktion, hier der Immunkomplex-Glomerulonephritis, führen kann (LUCIUS 2006).

Bei einem Warzenchamäleon (*F. verrucosus*) konnten vereinzelt Mikrofilarien in größeren Blutgefäßen und in einzelnen Kapillaren unterschiedlicher Nierenbereiche gefunden werden, ohne zu massiven pathologischen Veränderungen zu führen. Dies entspricht den Beobachtungen von ZWART (1964). Er konnte bei seinen Untersuchungen bei einem Filarienbefall von Echsen ebenfalls keine Läsionen vorfinden. Insgesamt scheint es, dass ein Befall mit Filarien nicht zwingend zu pathologischen Erscheinungen führen muß (FRANK 1985, ANDERSON 2000).

Adulte Stadien wurden bei allen drei positiven Tieren sowohl in der Unterhaut, als auch der Zölomhöhle und der Serosa der Nieren, den Gonaden und der Leber gefunden, wie es auch von BAIN (1968) und IRRIZARY-ROVIRA (2002) beschrieben wird.

Es handelte sich um frisch importierte Tiere. Sie waren in einem abgemagerten und dehydrierten Zustand. Inwieweit der Parasitenbefall oder aber schlechte Transport- und Haltungsbedingungen dieses pathologische Bild hervorriefen, kann nicht eingeschätzt werden.

5.2.1.5 *Rhabdias* spp.

Prävalenz

Die niedrige Prävalenz der Lungenwürmer von 1,4% kann mit dem indirekten Entwicklungszyklus dieser Nematoden und der Art der Probenentnahme in Zusammenhang stehen. Es lag weder beim Alter, noch bei der Herkunft oder beim Geschlecht ein statistischer Zusammenhang vor. Es ist möglich, dass bei einem Teil der negativ beprobten Tiere dennoch Lungenwürmer vorhanden waren (KLINGENBERG 2004, SCHNELLER und PANTCHEV 2008), diese aber nicht nachgewiesen wurden, weil noch keine Eier im Kot vorhanden waren (Präpatenz) oder die in der Lunge abgesetzten Eier noch nicht das Intestinum erreicht haben. Eine Lungenlavage hätte hier Klärung bringen können, wurde aber nicht durchgeführt, da dies keine Maßnahme gewesen wäre, die die Besitzer selber hätten durchführen können und ein zu hohes Risiko einer Gefährdung der Gesundheit der Tiere (Nutzen-Risiko-Faktor) vorgelegen hätte.

Klinik

Auch bei *Rhabdias* spp. zeigten weit über die Hälfte der befallenen Wirte klinische Symptome. Es konnten hauptsächlich unspezifische, respiratorische und gastro-intestinale Symptome beobachtet werden. Gastrointestinale Symptome können durch die rhabditiformen Larven III hervorgerufen werden, welche nach oraler Aufnahme den Darm penetrieren, um ins Blut zu gelangen und auf hämatogenem Weg die Lunge zu erreichen, wo sie sich zu Adulten weiterentwickeln (KLINGENBERG 2004, MUTSCHMANN 2008, SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Unspezifische Symptome wie Apathie, Abmagerung und Inappetenz fielen auf und können bereits während der somatischen Wanderung der Larven hervorgerufen worden sein. Die in zwei Fällen berichteten respiratorischen Symptome spiegeln die Besiedelung der Lunge durch adulte Stadien wider (FRANK 1985).

Histopathologie

Die in der pathologischen Untersuchung aufgefundenen fokalen Eiterherde in der Lunge bestätigen die Aussage von FRANK (1981), dass die adulten Stadien dort zu Schädigungen führen können. Ein betroffenes Tier erschien sehr anämisch. *Rhabdias* spp. ernähren sich hauptsächlich von Blut und abgestorbenen Schleimhautzellen (SCHNELLER und PANTCHEV 2008) und können dadurch zu der beschriebenen Anämie und Entzündung geführt haben. Da außer *Rhabdias* spp. keine Parasiten in der Lunge aufgefunden wurden, ist davon auszugehen, dass diese pathologischen Veränderungen durch die nachgewiesenen adulten Lungenwürmer hervorgerufen wurden. Auffällig waren in der histologischen Untersuchung Ansiedlungen von multifokalen Bakteriennestern, welche als Sekundärerreger beteiligt gewesen sein können. Weil die Untersuchung auf Bakterien und Mykosen nicht Bestandteil der in dieser Studie vorgenommenen Untersuchungen war, kann keine Aussage darüber getätigt werden, welche Rolle diese Erreger im Geschehen spielen.

5.2.1.6 *Strongyloides* spp.

Prävalenz

Strongyloides spp. konnten sowohl bei Tieren aus Terrarienhaltung als auch aus freier Wildbahn gefunden werden. Ein statistisch relevanter Einfluss von Herkunft, Alter oder Geschlecht besteht nicht, so dass *Strongyloides* sp. als ubiquitär vorkommender Parasit angesehen werden kann. Gerade in Terrarienhaltung können sich bedingt durch den direkten Entwicklungszyklus und die hohe Tenazität der infektiösen Larven III diese Parasiten über mehrere Monate im Freien akkumulieren (KUTZER 1985).

Klinik

Die Feststellung unspezifischer, respiratorischer und gastrointestinaler Symptome durch einen Befall mit *Strongyloides* spp. decken sich mit den Angaben in der Literatur (KUTZER 1985, SOOD 1999). Die erwähnten respiratorischen Symptome können durch die somatische Wanderung der Larven III hervorgerufen worden sein. Adulte Stadien bohren sich in die Schleimhaut des Dünndarmes ihrer Wirte ein (NOLAN 1998) und sind als Verursacher für die beschriebenen gastrointestinalen Symptome zu werten. Unspezifische Symptome wie Abmagerung, Schwäche und Inappetenz können aus dem Blut- und Energieverlust über die verletzte Darmschleimhaut sowie Malabsorption

resultieren (SCHNELLER und PANTCHEV 2008), da das Zerstören der Darmschleimhaut zu einer verminderten Aufnahme von Nährstoffen führen kann.

Histopathologie

In der histologischen Untersuchung waren Anschnitte von *Strongyloides* sp. zu sehen, und die makroskopisch beobachteten Verletzungen und Blutungen des Darmes konnten histologisch dem Einbohren von *Strongyloides* spp. in die Darmschleimhaut ihrer Wirte zugeordnet werden. Dies zeigte sich in Form einer katarrhalischen bis hin zu einer hämorrhagischen Enteritis. Auch in der Literatur wird dies erwähnt (KLINGENBERG 2004, MUTSCHMANN 2008, SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Durch ihre Blutmahlzeit und das Fressen von Schleimhautzellen verletzten die Adulti die Darmschleimhaut ihrer Wirte, wodurch es zu einem Blutverlust und Anämie kommen kann (SCHNELLER und PANTCHEV 2008).

5.2.2 Zestoden

Prävalenz

Bandwürmer bei Reptilien gehören zu den drei Ordnungen *Proteocephalidea*, *Pseudophyllidea* und *Cyclophyllidea* (FRANK 1981). In allen seziierten Tieren konnten nur cyclophyllide Bandwürmer der Gattung *Oochoristica* gefunden werden, welche unter den Anoplocephalidae die am häufigsten nachgewiesene Gattung ist. Mehr als 75 Arten wurden bisher in Reptilien nachgewiesen (BURSEY et al. 1975). Es ist nur wenig über den Lebenszyklus dieser Zestoden in Reptilien bekannt. Es wird aber vermutet, dass der erste Zwischenwirt ein Arthropode sein muss (TELFORT 1971). Dies kann erklären, warum hauptsächlich insektivore Echsen wie Chamäleons mit der Gattung *Oochoristica* infiziert sind. Dahingegen ist ein negativer Nachweis von proteocephaliden und pseudophylliden Zestoden damit zu begründen, dass die obligatorischen aquatilen Zwischenwirte (wie Wasserkrebse, Kaulquappen, Frösche) dieser Ordnungen andere Biotope besiedeln (BISERKOV und KOSTADINOVA 1997) und nicht ins Beuteschema von Chamäleons fallen.

Zestoden konnten koproskopisch nicht diagnostiziert werden. Dies deckt sich mit den Ergebnissen von PANTCHEV (2008). Zu erklären ist dies mit der intermittierenden Ausscheidung von Bandwurmeiern. In der vorliegenden Studie wurde nur eine Kotprobe pro Tier akzeptiert und untersucht. Möglicherweise wären Infektionen bei wiederholter

Beprobung nachweisbar gewesen. Dies sollte bei der Diagnostik berücksichtigt werden und die Durchführung von regelmäßigen Routineuntersuchungen ist unbedingt zu empfehlen.

Anhand der Sektionsergebnisse war ersichtlich, dass Zestoden ausschließlich bei Wildfängen vorlagen, da bei Terrarienhaltung meist infizierte Zwischenwirte fehlen und somit die Infektionskette unterbrochen wird (MUTSCHMANN 2008, SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Somit wird die Aussage von TELFORD (1971) bestätigt, dass Zestoden nur dort vorzufinden sind, wo es einen invertebraten Zwischenwirt gibt. Doch ist hierbei zu berücksichtigen, dass auch Fälle einer Infektion mit Zestoden (*Oochoristica spp.*) bei Reptilien in menschlicher Obhut bekannt sind (HÖRCHNER 1963, FRANK 1985, CRISCIONE und FONT 2001), welchen zuvor infizierte Reismehlkäfer verfüttert wurden (CONN 1985).

Die Prävalenz von Zestoden bei seziierten Wildfängen liegt in dieser Arbeit bei 11,8%. HÖRCHNER (1963) beschrieb mit 34,2% eine höhere Befallsextenstität seiner aus Afrika importierten Chamäleons. Betrachtet man die Herkunft seiner untersuchten Exemplare, so wird deutlich, dass diese aus dem selben Habitat stammten, welches offenbar eine hohe Durchseuchung aufweist, während die Tiere in der vorliegenden Studie aus verschiedenen Ländern und Habitaten kamen, was die niedrigere Prävalenz von 11,8% erklärt.

Histopathologie

Der Großteil der zugesandten und mit Bandwürmern befallenen Chamäleons zeigte einen mäßigen bis schlechten Ernährungszustand, und die meisten Tiere waren stark dehydriert. Das beschriebene Allgemeinbefinden (exsikkotisch und kachektisch) veranschaulicht schon bei äußerlicher Betrachtung die massive Auszehrung durch diese Parasiten. Diese Mangelercheinungen sind durch die Nahrungskonkurrenz von Zestoden mit ihrem Wirt begründet. Bandwürmer entziehen über ihre Körperoberfläche der Ingesta Nahrungsbestandteile und der Wirt wird auf diese Weise vermindert mit Energie und Nährstoffen versorgt. Zusätzlich kann das Anhaften zu Verletzungen der Darmschleimhaut und zu Blutungen führen (GREINER und MADER 2006). Stadien von Bandwürmern beschränkten sich in den pathologischen Untersuchungen auf den Intestinaltrakt.

Die aufgefundenen pathologischen Ergebnisse bestätigen die Ansicht von PANTCHEV (2008), dass ein Befall mit Zestoden trotz oft niedriger Prävalenz von klinischer Bedeutung ist, da diese Parasiten viele Jahre in ihren Wirten leben und schließlich zum Tod führen können (LEHMANN 1972). So wurde eine Monoinfektion mit Zestoden in einem *Ch. melleri* vorgefunden, welches seit 4 Jahren in menschlicher Obhut war und letztendlich an den Folgen dieses Befalles verstarb. In der Sektion konnten in der eigenen Studie vereinzelt fokal auftretende hämorrhagische Läsionen und eine geringgradige Zerstörung des Zottenepithels der Darmschleimhaut des betroffenen Tieres gefunden werden, welche durch den Haftapparat (Skolexhaken oder Saugnäpfe) von Zestoden und nachfolgender zelliger Infiltration der Darmschleimhaut hervorgerufen werden können. Es lag ein hochgradiger Befall vor und das komplette Darmlumen war mit diesen Parasiten ausgefüllt. Die in der Literatur beschriebenen schweren Obstruktionen im Darmbereich befallener Wirte (KLINGENBERG 2004, SCHNELLER und PANTCHEV 2008, MUTSCHMANN 2008) konnten in diesem Fall bestätigt werden. Eine bakterielle oder mykotische Besiedelung der Darmschleimhaut war histologisch nicht nachweisbar, so dass die Befunde ausschließlich auf den Parasitenbefall zurückzuführen sind. Aufgrund des Nährstoff- und Flüssigkeitsverlustes in Folge der Maldigestion und Malabsorption verstarb das Tier an allgemeiner Schwäche. Weiterhin war eine Nierengicht bei diesem Tier zu erkennen, welche durch Imbalancen im Elektrolythaushalt, die durch den massiven Befall mit Zestoden gegeben sein können, hervorgerufen wurde, wie es auch ZWART (1964) als Folge intestinaler Störungen annimmt.

5.2.3 Digenea

Prävalenz

In der vorliegenden Arbeit konnten Digenea bei 2,9% aller untersuchten Chamäleons nachgewiesen werden, wobei signifikant häufiger Wildfänge betroffen waren (8,3% vs. 1,2%). Ähnlich gering waren die Befallsraten bei PANTCHEV (2008) mit 4,5%. Er machte allerdings keine Angaben bezüglich der Herkunft der Tiere. Von 63 seziierten *F. pardalis*, welche ausschließlich Wildfänge waren, fand BRYGOO (1963) in neun Tieren (14,3%) Trematoden. Allerdings stammten die beprobten Tiere alle aus dem gleichen Habitat und somit könnte die höhere Durchseuchungsrate auf einer hohen Infektionsexposition der beprobten Chamäleons beruhen. MUTSCHMANN (2008) berichtet, dass

adulte Reptilien einer Population zu 100% Parasitenträger sein können. In der eigenen Studie stammte das Untersuchungsmaterial aus unterschiedlichen Ländern und Habitaten oder Nachzuchten, wodurch die niedrigere Prävalenz zu erklären ist. Der Großteil der untersuchten Chamäleons, wie das sehr beliebte und in dieser Studie am häufigsten untersuchte Jemenchamäleon, sind in Trockensavannen aufzufinden, was auch zu den niedrigen Prävalenzen beitragen könnte. Digenea haben einen indirekten Entwicklungszyklus, so dass die Infektion von zeitlebens im Terrarium gehaltenen Tieren sehr unwahrscheinlich ist.

Auch konnte bei aus der Natur entnommenen Tieren (8,4%) im Gegensatz zu Nachzuchten (1,2%) eine signifikant höhere Befallsextenstität von Digenea ermittelt werden. Der Grund dafür ist, dass Beutetiere in freier Natur häufiger mit Parasiten, welche einen heteroxenen Lebenslauf aufweisen, infiziert sind. Da Futtertiere für in Gefangenschaft gehaltene Tiere meist in speziellen Insektenfarmen gezüchtet werden, sind diese als Zwischenwirte in Terrarienhaltung nahezu ausgeschlossen. Nur beim Verfüttern von aus der Natur entnommenen Futterinsekten (Wiesenplankton) ist es nicht ganz auszuschließen, dass auch bei Nachzuchtieren eine Infektion mit Digenea auftritt, wie es z.B. bei einem Zestodenbefall (*Oochoristica* spp.) von Nachzuchten bekannt ist (HÖRCHNER 1963, FRANK 1985, CRISCIONE und FONT 2001).

Vor allem die in Feuchtsavannen vorkommenden Chamäleonarten (*Ch. hoehnelii*, *Ch. dilepis*, *Ch. melleri*, *Ch. verrucosus* und *F. pardalis*) wiesen einen Befall mit Digenea auf. Ein Trematodenbefall bei Reptilien wird mitunter mit humiden Lebensräumen in Zusammenhang gebracht (DAWES 1946, REICHENBACH-KLINKE 1977, SELLERS und GRAHAM 1987, SCHOLZ und DITTRICH, 1991). LUTZMANN (2007) fand anhand von Untersuchungen zur Nahrungszusammensetzung und eigener Beobachtungen einzelner madagassischer Chamäleons heraus, dass *Arachnida*, *Coleoptera* und *Lepidoptera* sowie auch Schnecken als Nahrungsquelle der Chamäleons dienen, die als Zwischenwirte für Digenea fungieren können. Auch MADER (2006) postuliert, dass Trematoden über Gastropoden übertragen werden können. Solche Futtertiere werden in der Regel nicht in Gefangenschaft angeboten, was unter anderem die niedrige Nachweisrate von Digenea bei in menschlicher Obhut gehaltenen Chamäleons erklärt. Wegen des geringen Kenntnisstandes über den Entwicklungszyklus von Trematoden

bei Chamäleons und benötigte Zwischenwirte sind an dieser Stelle Aussagen zu spezifischen Zwischenwirten und Entwicklungszyklen nicht möglich.

Klinik

Die diagnostizierten gastrointestinalen und unspezifischen Symptome wie Apathie und Exsikkose in Zusammenhang mit einem Nachweis von Trematoden können durch die somatische Wanderung der Digenea hervorgerufen worden sein. Auch saugen diese bei ihren Wirten Blut und führen in Folge dessen zu Anämie, Energie- und Mineralstoffverlust, wodurch der Wirt zusätzlich geschwächt wird (ECKERT et al. 2005, MUTSCHMANN 2008). Die beschriebenen osteodystrophen Veränderungen können mit dem häufigen Befall der Nieren bei einem positiven Befund auf Digenea begründet sein, denn pathologische Veränderungen der Nieren können einen Einfluss auf den Kalziumhaushalt haben und infolgedessen u.a. zu osteodystrophen Veränderungen (*metabolic bone disease*) führen. Auch MUTSCHMANN (2008) berichtet von Stoffwechselstörungen in Zusammenhang mit einem Befall von Reptilien mit Digenea. Chamäleons versuchen ihr Mineralstoffdefizit durch das Fressen von Erde auszugleichen, wodurch nach eigenen Erfahrungen nicht selten eine Obstipation hervorgerufen wird, und die betroffenen Tiere demzufolge unter anderem unter Apathie und Inappetenz leiden.

Histopathologie

Das dominante pathologische Bild bei einem Befall mit Digenea bestand vor allem in pathologischen Veränderungen der Leber und der Nieren. Adulte Stadien von Trematoden konnten in der Leber, den Nieren und dem Darm gefunden werden. Besonders bei hochgradig befallenen Chamäleons waren durch die Körperwanderungen dieser Parasiten entzündliche Prozesse bis hin zu multifokalen Nekrosen betroffener Organe histologisch zu beobachten (*Ch. hoehnelii*, WF). Die besonders auffällige Beteiligung der Leber und Nieren, welche sich in Form einer Hepatitis und/oder Nephritis mit nachfolgender Leber- und Nierenfibrose äußerten, wurden höchstwahrscheinlich durch die Migration der Digenea im Leber- und Nierenparenchym hervorgerufen. Dies war sowohl bei mittelgradigem als auch bei hochgradigem Befall zu beobachten. Durch ihre Wanderungen hinterlassen Trematoden Gänge von zerstörtem Gewebe, in welche zuerst Entzündungszellen einwandern. Dann bildet sich während der Resorptionsvorgänge Granulationsgewebe an, welches später durch Bindegewebe ersetzt wird. Infolgedessen entsteht eine Fibrose. Neben mechanischen können auch

chemische Faktoren, welche von Digenea produziert werden, zu entzündlichen und letztendlich fibrotischen Veränderungen in den Organen geführt haben (ECKERT et al. 2005). Bei einem Tier zeigte sich bei hochgradigem Befall (Leber, Niere, Darm) zusätzlich eine Pneumonie und in Folge dessen eine partielle Lungenfibrose. Es konnten keine Parasitenstadien in der Lunge nachgewiesen werden, was zu der Vermutung führt, dass diese Entzündung Folge einer systemischen Erkrankung durch bakterielle Sekundärerreger ist. Derartige Zusammenhänge werden auch von FRANK (1981) beschrieben.

5.2.4 Mischinfektionen

Prävalenz

In der Literatur wird von Mischinfektionen bei Chamäleons berichtet, allerdings werden beteiligte Parasiten nur aufgezählt (LUTZMANN 2007) oder morphologisch beschrieben, aber nicht deren pathologische Auswirkungen erläutert (JAYEWARDENE 1956, BRYGOO 1963, HÖRCHNER 1963, CABALLERO 1968, LHERMITTE-VALLARINO 2009).

In den eigenen Untersuchungen waren Mischinfektionen zwischen Nematoden und Kokzidien (7,5%) am häufigsten. Dem folgte eine Polyinfektion von Nematoden und Flagellaten mit 2,4% (n=5). Eine Erklärung dafür liegt im direkten Entwicklungszyklus dieser Parasiten. In freier Natur und besonders in menschlicher Obhut können sich Chamäleons aufgrund des geringeren Aktionsradius insbesondere bei mangelnden Hygienemaßnahmen leicht mit diesen Parasiten infizieren. Aufgrund des niedrigeren Konkurrenzpotenzials ist ein gemeinsames Auftreten von Nematoden (Oxyuriden) und Protozoen (Kokzidien und Flagellaten) nicht verwunderlich. Auch ein gemeinsames Vorkommen von Zestoden und Digenea war zu beobachten. Bei diesen Parasiten besteht weder eine Konkurrenz um den gleichen Ansiedlungsort noch um die Nahrung, da Zestoden primär den Darm und Digenea bevorzugt andere Organe wie die Leber und die Nieren besiedeln.

Klinik und Histopathologie

Bei Mischinfektionen konnte teilweise ein massiveres pathologisches Bild beobachtet werden, als es bei Monoinfektionen vorzufinden war. Ob sich Parasiten in dieser Hinsicht gegenseitig potenzieren oder limitieren, ist anhand dieser Untersuchungen schwer zu beurteilen. Auffällig ist aber, dass sich ein gleichzeitiger Befall mit anderen

Parasiten häufig mit besonders hohen und pathologisch relevanten Befallsstärken mit Flagellaten äußerte. Dies kann damit zusammenhängen, dass das Immunsystem durch andere Infektionen, wie in diesem Fall andere Parasiten, geschwächt wird und den latent vorhandenen symptomlosen Flagellatenbefall nicht mehr effizient kontrollieren kann. So scheint bei einem geringgradigen Befall mit Flagellaten das Wirt-Parasit-Gleichgewicht stabil zu sein. Kommt es beispielsweise dazu, dass das betroffene Individuum immunkompromittiert wird, kann diese Balance gestört werden (LUCIUS 2006), wodurch sich ein klinisch relevanter Massenbefall entwickelt, der schwere oder sogar lebensbedrohliche Erkrankungen hervorruft (PRESBER 2006). Protozoen können auch über Läsionen im Darm, welche durch andere Parasiten (z.B. *Strongyloides* spp., *Isospora* spp.) hervorgerufen wurden, in die Lymph- oder Blutbahn und auf diesem Weg in andere Organe (Leber, Nieren oder Lunge) gelangen (REICHENBACH-KLINKE 1963, MUTSCHMANN 2008, SCHNELLER und PANTCHEV 2008). Dies erklärt z.B. das Auffinden von *Leptomonas* sp. in der Lunge eines seziierten Jemenchamäleons (NZ), welches gleichzeitig eine hochgradige katarrhalische Enteritis aufwies.

Eine Mischinfektion zwischen Flagellaten und Nematoden (Oxyuriden) führte nur in einem Fall zu klinischen (unspezifischen) Symptomen. Dass bei 4 von 5 Tieren mit geringgradiger Ausscheidungsintensität sowohl von Nematoden als auch Flagellaten keine Symptome beobachtet wurden und bei einem Jemenchamäleon (NZ) mit mittelgradiger Befallsintensität mit *Leptomonas* sp. unspezifische Symptome vorlagen, zeigt, dass die Pathogenität u.a. von der Befallsintensität der Flagellaten abhängt. Allgemein dürfte die metabolische Schadwirkung folglich in enger Beziehung zur Befallsintensität stehen (HIEPE 2006).

Lagen Mischinfektionen von intestinalen Kokzidien und Oxyuriden vor, so konnten Erkrankungserscheinungen wie Diarrhö, Kachexie und Schwäche beobachtet werden. In diesem Fall lag die Schadwirkung nicht nur im Nährstoffentzug durch die Oxyuriden, sondern auch in Zerstörungen der Darmmukosa durch die Kokzidien. Intestinale Kokzidien wie *Isospora* spp. und *Eimeria* s.l. bewirken zusätzlich eine Malabsorption. Ein gleichzeitiger Oxyuridenbefall mit Kokzidien kann damit den Krankheitsverlauf verschlechtern und die Mortalitätsrate infizierter Reptilien erhöhen (MUTSCHMANN 2006). Eine Polyinfektion von Darmparasiten (wie z.B. Zestoden, Askariden, *Strongyloides* spp., Heterakiden, Kokzidien) und Parasiten, die auch in anderen Organen vorkommen

(z.B. Trematoden, Filarien), kann zu einer Kumulation der Symptome führen. Das Tier weist dann nicht nur Schäden im Darm, sondern auch in anderen Organen wie z.B. den Nieren auf und kann die metabolische Schädigung durch die Darminfektion nicht mehr kompensieren. So bewirkt eine Enteritis durch den Befall des Darmes mit Parasiten Imbalancen im Flüssigkeits- und Elektrolythaushalt, die zumindest teilweise renal kompensiert werden. Kommt es z.B. durch die Wanderwege der Trematoden zu massiven Schäden am Nierengewebe, kann dies zu einer stärkeren Beeinträchtigung des Wirtes führen. Entsprechend können Leberschäden durch einen Parasitenbefall intestinale Infektionen in ihren Auswirkungen verstärken. So stehen Galle und Verdauungsenzyme, welche von der Leber produziert werden, bei Obstruktionen des Gallenganges oder nach Zerstörung des Leberparenchyms nicht mehr ausreichend zur Verfügung, was die Maldigestion verstärken kann. Anzeichen hierfür wurden bei zwei Tieren (*F. verrucosus*, WF, NZ) mit einem gleichzeitigen Befall von *Strongyloides* spp. bzw. *Heterakis* spp. und Digenea gefunden.

Der diagnostizierte Erkrankungskomplex aus osteodystrophien, gastrointestinalen und unspezifischen Symptomen bei einem gleichzeitigen Befall von Oxyuriden (geringgradig) und Trematoden (hochgradig) kann durch eine Kumulation der Schädigungen beider Endoparasiten hervorgerufen worden sein. Hierbei können die Trematoden durch einen Massenbefall den Nieren immense Schäden zufügen und somit auch den Kalziumstoffwechsel stören, was wiederum (neben dem zusätzlichen Verlust von Kalzium durch Oxyuriden) zu osteodystrophien Veränderungen führen kann. Die unspezifischen Störungen wie Schwäche und Apathie können durch den gleichzeitigen Befall mit Trematoden und Oxyuriden hervorgerufen worden sein. Da aber keine weiterführenden Untersuchungen durchgeführt wurden, sind andere Erreger wie Bakterien oder Pilze als Grund für gastrointestinale Symptome nicht auszuschließen, wobei es histologisch dazu keine Hinweise gab.

Kokzidien als auch Heterakiden und *Strongyloides* spp. fügen der Darmschleimhaut Schäden zu, welche zu einer schweren Malabsorption führen können. Betroffene Tiere konnten erschwert Nährstoffe aufnehmen, so dass sie abmagerten. Der Blutverlust über die Darmmukosa kann zu den beschriebenen Anämien geführt haben (SCHNELLER und PANTCHEV 2008).

6 Zusammenfassung

Sandra Biallas

Zur Bedeutung von Endoparasiten bei Chamäleons (Sauria: Chamäleonidae) aus Wildfängen und Nachzuchten

Institut für Parasitologie der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig

Eingereicht im Februar 2013

Bibliographische Angaben:

Seitenanzahl 108, 19 Abbildungen, 22 Tabellen, 166 Literaturangaben, 22 Anhänge

Schlüsselwörter: Chamäleon, Endoparasiten, Helminthen, Kokzidien, Flagellaten, Protozoen

In der vorliegenden Arbeit wurden 212 Kotproben von Chamäleons auf Parasitenstadien und 75 Tierkörper pathologisch sowie bei einem nachgewiesenen Parasitenbefall histopathologisch untersucht. Ziel war es, anhand dieser Untersuchungen das Vorkommen und die Schadwirkungen von Endoparasiten unter Berücksichtigung der Herkunft, des Alters, des Geschlechts und der Chamäleonart zu beschreiben.

Von 212 Kotproben wiesen 55,2% Endoparasitenstadien auf. Bei 54,7% der 64 seziierten und auswertbaren Tiere wurden Endoparasiten nachgewiesen.

Der Anteil positiver Proben zeigt zwischen Nachzuchten (55,5%) und Wildfängen (54,1%) keinen wesentlichen Unterschied. In Wildfängen konnten häufiger Endoparasiten mit einem indirekten Lebenszyklus ermittelt werden, Nachzuchten beherbergten dagegen öfter Parasiten mit einem direkten Entwicklungszyklus.

In den untersuchten Chamäleons konnten regelmäßig Kokzidien der Gattung *Isospora* und Oxyuriden nachgewiesen werden. Zestoden konnten in der koproskopischen Untersuchung gar nicht aufgefunden werden, wohingegen sie in der pathologischen Untersuchung sporadisch im Darm diagnostiziert werden konnten. Die Häufigkeit des koproskopischen Nachweises von Parasitenstadien bezogen auf die Gesamtzahl der

untersuchten Chamäleons stellte sich wie folgt dar: in 30,4% wurden Protozoen gefunden, 21,7% der Tiere waren mit Kokzidien infiziert (davon 78,3% *Isospora* spp., 13,0% *Choleoeimeria* spp., 6,5% *Eimeria* spp., 2,2% Mischinfektion *Isospora* spp./*Choleoeimeria* spp.) und 8,5% mit Flagellaten oder Ziliaten. Bei 83,3% der Tiere mit gastrointestinalen Symptomen konnte ein Befall mit Kokzidien der Gattung *Isospora* nachgewiesen werden. In 38,7% der koproskopischen Untersuchungen konnten Nematoden (65,9% Oxyuriden, 19,5% Askariden/ Heterakiden, 1,4% *Rhabdias* sp., 2,8% *Strongyloides* sp., je 0,5 % Spirurida, Heterakiden/Filarien, Oxyuriden/Strongyloiden) und in 2,8% Trematoden (Digenea) aufgefunden werden. Anamnestisch konnten in 35,8% aller Tiere klinische Symptome beobachtet werden, wovon bei 88,2% der erkrankten Tiere ein Endoparasitenbefall nachzuweisen war.

Insgesamt 64,1% der seziierten Chamäleons waren mit Endoparasiten befallen, wovon 68,3% Mono- und 31,7% Mischinfektionen beherbergten. In 31,3% der seziierten Chamäleons wurden Nematoden gefunden und der Befall wurde in 55,0% dieser Fälle als hochgradig eingestuft. Es wurden Befallsraten von 25,0% für *Strongyloides* sp., 23,4% für Askariden/ Heterakiden, 15,0% für Filarien, 5,0% für *Rhabdias* sp., 9,4% für Zestoden, 10,9% für Digenea registriert. In 11,3% der Fälle lagen Mischinfektionen vor.

Damit ist ein Endoparasitenbefall bei Chamäleons häufig und kann zu Erkrankungen führen. Die Exposition unterscheidet sich bei Wildfängen und Nachzuchten aufgrund der unterschiedlichen Umgebungsbedingungen. Auch klinisch unauffällige Tiere waren zu 27,8% mit Parasiten befallen, so dass eine klinische Symptomatik nicht zwingend aus einem Parasitenbefall resultiert. Insgesamt betrachtet verdient der Endoparasitenbefall von Chamäleons das Augenmerk von Tierärzten und Tierhaltern und sollte bei augenscheinlich hohem Infektionsdruck zu Gegenmaßnahmen, insbesondere auch einer verbesserten Hygiene, Anlaß geben.

7 Summary

Sandra Biallas

Prevalence of internal parasites in chameleons (Sauria: Chamaeleonidae) of different origins (Wild vs. offspring)

Institute of Parasitology, Veterinary University of Leipzig

Submitted in February 2013

Bibliographic details:

Number of pages: 108, 19 figures, 22 tables, 166 references, 22 appendices

Keywords: chameleon, parasites, helminths, coccidia, flagellates, protozoans

In the present study 212 chameleon fecal samples were examined for parasite stages and 75 carcasses were examined histopathologically and pathologically in a proven case of a parasite infestation. The basis of this study was to describe the occurrence and harmful effects of internal parasites considering the origin, age and sex of the chameleons.

Of the 212 fecal samples 55.2% showed stages of endoparasites. Parasites were detected at 54.7% of 64 evaluated and dissected animals.

The proportion of positive samples shows no significant difference between offspring (55.5%) and wild specimens (54.1%). In wild specimens common internal parasites could be determined with an indirect life cycle, however offspring harbored more parasites with a direct life cycle.

In the studied chameleons coccidia as the genus *Isospora* and Oxyurids were regularly detected. In the coprological study Cestodes could not be found, while in the pathological examination they could be diagnosed sporadically in the intestine. Based on the total number of investigated chameleons the frequency of detection of parasite stages are presented as follows: Protozoa were found in 30.4%, 21.7% of the animals were infected with coccidia (of which 78,3% *Isospora* spp, 13,0% *Choleoeimeria* spp., 6.5% *Eimeria* spp., 2.2% polyinfections between *Isospora* spp./ *Choleoeimeria* spp.) and 8.5% with flagellates or ciliates. At 83.3% of the animals with gastrointestinal

symptoms coccidia of the genus *Isospora* were detected. In 38.7% of the fecal examination nematodes were determined (65.9% Oxyurids, 19.5% Ascarids/ Heterakis, 1.4% *Rhabdias* sp., 2.8% *Strongyloides* sp., 0.5% Spirurida, Heterakids/ Filariae, Oxyurids/ *Strongyloides* sp.) and Trematodes in 2.8% (Digenea) were found. The anamnesis showed that clinical symptoms could be observed in 35.8% of all of the animals, whereas endoparasite infestation could be detected in 88.2% of the affected animals.

Overall, 64.1% of the dissected chameleons were infested with parasites, of which 68.3% harbored mono- and 31.7% polyinfections. In 31.3% of the dissected chameleons nematode infestations were found and 55.0% of these cases were classified as severe. Prevalences were registered: 25.0% for *Strongyloides* spp., 23.4% for Ascarids/ Heterakids, 15.0% for Filaria, 5.0% for *Rhabdias* sp., 9.4% for Cestodes, 10.9% for Digenea. In 11.3% of the cases mixed infections were reported.

Thus, endoparasite infestation is common among chameleons and can lead to diseases. Exposure differs from wild-specimens and captive-bred due to the different environmental conditions. Also, 27.8% of clinically healthy animals were also infested with parasites, which means that clinical symptoms are not necessarily the result of a parasitic infestation. Overall, chameleon endoparasites deserve the attention of veterinarians and pet owners and should be treated promptly when there is a high likelihood of infection or hygiene is of concern.

8 Literaturverzeichnis

Abdel-Wasae BM. *Isospora taizii* (Apicomplexa: Eimeriidae), a new coccidian parasite from the Yemen Chameleon (*Chamaeleo calyptrotus*) (Sauria: Chamaeleonidae) in Taiz City, Yemen Republic. Ass Univ Bull Environ Res. 2004;7(2).

Anderson RC. Nematodes Parasites of Vertebrates. Their development and transmission. 2.Aufl. New York: CABI Publishing; 2000.

Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S. Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates. Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal, UK; 1974:1-10.

Auer H, Walochnik J. Laboratoriumsdiagnostik. In: Hiepe T, Lucius R, Gottstein B, Hrsg. Allgemeine Parasitologie. Stuttgart: Parey; 2006. p. 341-52.

Bain O. Remarques au sujet d'une nouvelle filarie de chamaeleon malgache proche de *Foleyella brevicauda*. Bull Mus Natl Hist Nat 2nd Ser. 1968;48:802-6.

Bain O. Cycle évolutif de l'Heterakidae *Strongyluris brevicaudata* (nematoda). Mise en évidence de deux mues dans l'œuf. Annales de Parasitologie Humaine et Comparée. 1970;45:637-53.

Barnard SM, Upton SJ. A veterinary guide to the parasites of reptiles. Vol.1: Protozoa. Florida: Krieger Publishing Company; 1994.

Bellairs A. The life of reptiles. London: Weidenfeld and Nicolson; 1969.

Beynon PH, Lawton MPC, Cooper JE. Kompendium der Reptilienkrankheiten: Haltung, Diagnostik, Therapie. Hannover: Schlütersche; 1997.

Bielli M. Ivermectin to control Filariasis in Panther Chameleon (*F. pardalis*); A Case Report. In: Seybold J, Mutschmann F. Proceedings of the 7th International Symposium

on Pathology and Medicine in Reptiles and Amphibians; 2004, Berlin. Frankfurt/ M: Chimaira; 2007. p. 101.

Biserkov V, Kostadinova. Development of the plerocercoid I of *Ophiotaenia europaea* in reptiles. *Int J Parasitol.* 1997;27:1513-16.

Böhme W. Ein seltenes Zwergchamäleon aus Madagaskar. *Zoologisches Forschungsinstitut und Museum A König.* 1974;10 (2):80-2.

Böhme W, Klaver CJJ. The Systematic Status of *Chamaeleo kinetensis* SCHMIDT, 1943, (Sauria: Chamaeleonidae) from the Imantong Mountains, Sudan, with Comments on Lung and Hemipenial Morphology within the *C. bittaeniatus*-group. *Amphibia-Reptilia.* 1980;1:3-17.

Böhme W, Klaver CJJ. Zur innerartlichen Gliederung und zur Artgeschichte von *Chamaeleo quadricornis* TORNIER, 1899 (Sauria: Chamaeleonidae). *Amphibia-Reptilia.* 1981;3/4:313-28.

Bolette DP. *Foleyella candezei* (Onchocercidae: Dirofilarinae) from a Fischer's Chamaeleon, *Bradypodion fischeri* (Sauria: Chamaeleonidae) with a Comment on the Synonymy of *F. candezei*. *J Parasitol.* 1998;84(5):1034-5.

Böttger O. Rhynocephalen, Schildkröten, Krokodile, Eidechsen, Chamäleons. Katalog der Reptilien-Sammlung im Museum der Senkenbergischen Naturforschenden Gesellschaft in Frankfurt; 1893.

Bouamer S, Morand S. A new nematode (Nematoda: Cosmocercidae) from the lizard, *Chamaeleo inturensis* (Squamata: Chamaeleonidae) from the Democratic Republic of Congo. *J Parasitol.* 2006; 92(2):346-9.

Boulenger GA. Catalogue of the Lizards in the British Museum (Nat.Hist.) Lacertidae, Gerrhosauridae, Scincidae, Anelytropsidae, Dibamidae, Chamaeleontidae. London: Taylor & Francis; 1887.

Bowman DD. Georgis' Parasitology for Veterinarians. 8. Aufl. Philadelphia: WB Saunders; 2003.

Box ED, Marchiondo A, Duszynski DW, Davis CP. Ultrastructure of Sarcocystis sporocysts from passerine birds and opossums: comments on classification of the genus *Isospora*. J Parasitol. 1980;66:68-74.

Brigand RA, Rotmann HL, Leon O, Nolan TJ, Schad GA, Abraham D. *Strongyloides stercoralis* host-adapted third stage larvae are the target of eosinophil-associated immunemediated killing in mice. J Parasitol. 1998;84:440-5.

Brosda A. Untersuchungen zur Infektion mit Oxyuren bei mediterranen Landschildkröten in menschlicher Obhut und ihr Einfluß auf die Entwicklung juveniler *Testudo graeca* [Dissertation med. vet.]. Berlin: Freie Universität; 2011.

Brownstein DG, Strandberg JD, Montali RJ. Cryptosporidium in snakes with hypertrophic gastritis. Vet Pathol. 1977;14:606-17.

Brygoo ER. Contribution á la connaissance de la parasitologie des Caméléons malgaches. Ann Parasitol Hum Comp. 1963;38:149-334.

Brygoo ER. Contribution á la connaissance de la parasitologie des Caméléons malgaches. Ann Parasitol Hum Comp. 1963;38:525-739.

Bursey CR, Mc Allister CT, Freed PS. *Oochoristica jonnensi* sp.n. (Cyclophyllidae: Linstowiidae) from the House Gecko, *Hemidactylus mabouia* (Sauria: Gekkonidae), from Cameroon. J Helminth Soc Washington. 1997; 64:55-8.

Bush AO, Fernandez JC, Esch GW, Seed JR. Parasitism- The diversity and ecology of animal parasites. Cambridge: Cambridge University Press; 2001.

Caballero G. Contribution á la connaissance des Nematodes de Sauriens malgaches. Ann Parasitol. 1968;43(3):353-80.

Chabaud AG, Brygoo ER. Nématodes parasites de chaméléons malgaches. Mémoires de Institut Scientifique de Madagascar. 1960;14:125-59.

Chabaud AG, Brygoo ER. Nématodes parasites de chamaéléons malgaches. Ann Parasitol Hum Comp. 1962;37:569-602.

Chabaud AG, Brygoo ER, Petter AG. Description et caracteres biologiques de deux nouveaux *Rhabdias* malgaches. An Parasitol Hum Comp. 1961;36:752-63.

Chabaud AG, Brygoo ER, Petter AJ. Cycle évolutif de l'ascaride des caméléons malgaches. Bulletin de la Société Zoologique de France. 1962;87:515-32.

Chu TC. Studies on the life history of *Rhabdias fusovenosa* var. *catanensis* (Rizzo, 1902). J Parasitol. 1936;22:140.

Claussen J. Untersuchung über die Helminthen der Landschildkröten und Versuche zur medikamentellen Entwurmung. Berl Münch Tierärztl Wschr. 1981;94:411-4.

Conn D. Life cycle and postembryonic development of *Oochoristica anolis* (Cyclophyllidea: Linstowiidae). J Parasitol. 1985;71(1):10-6.

Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora (CITES). Appendices I, II and III. 2012 (zitiert vom 14.12.2012) <<http://www.cites.org/eng/app/appendices.php>>

Cowan DF. Diseases in captive reptiles. J Am Vet Ass. 1968;31:303-14.

Cranfield MR, Graczyk TK, Wright K, Freye FL, Raphael B, Garner M. Cryptosporidiosis. Bull Assoc Reptilian Amphibian Vet. 1999;9:15-24.

Criscione CD, Font WF. Development and specificity of *Oochoristica javaensis* (Eucestoda: Cyclophyllidea: Anoplocephalidae: Linstowiinae). Comp Parasitol. 2001;68:149-55.

Dawes, B. The Trematoda. Cambridge Univ Press. 1946; 289-315.

Deblock S, Capron A, Brygoo ER: Trematode sfr cameleons de trois especes nouvelles des genres *Lecithodendrium*, *Pneumatophilus*, et *Paradistomoides*. Archives de L'Institut Pasteur de Madagascar. 1961;30(1):83-96.

Dillehay DL, Boainter TR, Mackenzie S. Gastric cryptosporidiosis in a chameleon. J Am Vet Med Assoc. 1986;189(9):1139.

Dischner H. Zur Wirkungsweise der Zunge bei Chamäleons. Natur und Volk. 1958;9:320-4.

Dollahon NR, Janovy JJ. Insect flagellates from feces and gut contents of four genera of Lizards. J Parasitol. 1971;57(5):1129-32.

Eckert J, Friedhoff KT, Zahner H, Deplazes P. Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. Stuttgart: Enke Verlag; 2005.

Evans HE. Reptiles- Introduction and anatomy. In: Fowler ME, Hrsg. Zoo and wild animal medicine. Philadelphia: WB Saunders; 1986. p.108-132.

Fayer R, Graczyk TK, Cranfield MR. Multiple heterogenous isolate of *Cryptosporidium serpentis* from captive snakes are not transmissible to neonatal BALB/ c mice (*Mus musculus*). J Parasitol. 1995;80:482-4.

Frank W. Endoparasites. In: Cooper JE, Jackson OF, Hrsg. Diseases of the Reptilia. London: Academic Press; 1981. p. 291-350.

Frank W. Amphibien und Reptilien. In: Isenbügel E, Frank W, Hrsg. Heimtierkrankheiten. Stuttgart: Ulmer; 1985. p. 161-402.

Friedrich T, Lucius R. Reduktion der Fitness des Wirtes durch Parasiten. In: Hiepe T, Lucius R, Gottstein B, Hrsg. Allgemeine Parasitologie mit den Grundzügen der Immunologie, Diagnostik und Bekämpfung. Stuttgart: Parey; 2006. p. 26-28.

Frye FL. Reptile care. An atlas of diseases and treatments. New Jersey: T.F.H. Publications; 1991.

Glaw F, Köhler J, Townsend TM, Vences M. Rivaling the world's smallest reptiles: discovery of miniaturized and microendemic new species of leaf chameleon (*Brookesia*) from northern Madagascar. 2012 (zitiert vom 29.11.2012)
<<http://hubs.plos.org/web/biodiversity/article/10.1371/journal.pone.0031314>>

Goldberg SR, Bursley CR. Prevalence of the nematode *Spauligodon giganticus* (Oxyurida: Pharyngodonidae) in neonatal Yarrow's spiny lizards *Sceloporus jarrovii* (Sauria: Iguanidae). J Parasitol. 1992;78:539-41.

Goldberg SR, Bursley CR. Persistence of the component parasite community of Yarrow's spiny lizards, *Sceloporus jarrovii*, 1967-1991. J Helminth Soc Washington. 1994;61:141-5.

Goldberg SR, Bursley CR. Helminths from three species of African chameleons. J Afr Zool. 2008;43(2):270-2.

Graczyk TK. Diagnosis, Therapy and Genetic Diversity of *Cryptosporidium* in Captive Reptiles. In: Seybold J, Mutschmann F, Hrsg. Proceedings of the 7th Int Symp Pathology Medicine of Reptiles and Amphibians, 2004; Berlin. Frankfurt/ M: Chimaira; 2007. p. 77-83.

Graczyk TK, Cranfield MR. Experimental transmission of *Cryptosporidium* oocyst isolates from mammals, birds and reptiles to captive snakes. Vet Res. 1998;29:187-95.

Graczyk TK, Cranfield MR, Bostwick EF. Hyperimmune bovine colostrum treatment of moribund Leopard geckos (*Eublepharis macularis*) infected with *Cryptosporidium* sp. Vet Res. 1999;30:377-382.

Greiner EC. Coccidiosis in reptiles. Semin Avian Exotic Pet Medicine. 2003;12:49-56.

Greiner EC, Mader DR. Parasitology. In: Mader DR, Hrsg. Reptile Medicine and

Surgery. Philadelphia: Saunders Company; 2006. p. 343-64.

Häfeli W, Schildger BJ. Reptilien. In: Göltenboth R, Klös HG, Hrsg. Krankheiten der Zoo- und Wildtiere; 1995. p. 536-8.

Heine J. Eine einfache Nachweismethode für Kryptosporidien im Kot. Zbl Vet Med. 1982;29:329-7.

Henkel FW, Heinecke S. Chamäleons im Terrarium. Hannover: Landbuch-Verlag GmbH; 1993.

Hering-Hagenbeck S, Boomker J. A check-list of the nematode parasites of South African serpentes (snakes) and Sauria (lizards). J Vet Res. 2000;67:1-13.

Hering-Hagenbeck S. The metazoan parasite fauna of South African reptiles, with special attention to their nematodes [Dissertation rer. nat.]. Berlin: Humboldt-Universität; 2001.

Herrel A, Meyers JJ, Aerts P, Nishikawa KC. The mechanics of prey prehension in chameleons. J Exp Biol. 2000;203:3255-63.

Hiepe L. Parasitismus als Lebensform- eine Einführung. In: Hiepe T, Lucius R, Gottstein B, Hrsg. Allgemeine Parasitologie mit den Grundzügen der Immunologie, Diagnostik und Bekämpfung. Stuttgart: Parey; 2006. p. 1-23.

Hillenius D. Notes of chamaeleons, The chamaeleons of southern Arabia. Beaufortia. 1966;156(13):91-108.

Hofman A, Maxson LR, Arntzen JW. Biochemical evidence pertaining to the taxonomic relationships within the family Chamaeleonidae. Amphibia-Reptilia. 1991(12):245-65.

Hörchner F. Zur Parasitenfauna der Chameleontidae und Agamidae (Squamata). Z Parasitenkunde. 1963;22:537-44.

Irizarry-Rovira AR, Wolf A, Bolek M, Christian, JA, De Nicola DB. Blood smear from a Wild-caught Panther Chamaeleon (*Furcifer pardalis*). Vet Clin Pathol. 2002;31(3):129-32.

Iverson JB. Adaptions to herbivory in iguanine lizards. In: Burkhardt GM, Rand AS (editors). Iguanas of the world: Their behavior, ecology and conservation. Park Ridge USA: Noyes Publications; 1982. p. 60-76.

Jacobson, ER. Parasitic diseases of reptiles. In: Fowler ME, Hrsg. Zoo and wild animal medicine. 2.Aufl. Philadelphia: WB Saunders Verlag; 1986. p. 163-181.

Jacobson ER. Parasites and parasitic diseases of reptiles. In: Jacobson ER Hrsg. Infectious diseases and pathology of reptiles. Florida: CRC Press. 2007. p. 571-666.

Jacobson ER, Morris P, Norton TM, Wright K. Quarantine. J Herpet Med Surg. 2001;11:24-30.

Jayewardene LG. On a Redescription of *Foleyella candezi* Fraipont, 1882, from Meller's Chamaeleon (*Chamaeleon melleri*), from Nyasaland. J Helminthology. 1956;15:97-102.

Jirku M, Modry D, Slapeta JR, Koudela B, Lukes J. The phylogeny of *Goussia* and *Choleoeimeria* (Apicomplexa; Eimeriorina) and the evolution of excystation structures in coccidia. Protist. 2002;153(4):379-90.

Kästle W. Soziale Verhaltensweisen von Chamäleonen aus der *pumilus*- und *bitaeniatus*-Gruppe. Z Tierpsychol. 1967;24:313-41.

Kästle W. Schwarz vor Zorn- Farbwechsel bei Chamäleons. Aquarien-Magazin. 1982;12:757- 9.

Kaufman J. Parasitic Infections of Domestic Animals. Basel: Birkhauser Verlag; 1996.

Kearn GC. Parasitism and the Platyhelminths. London: Chapman & Hall; 1998.

Klaver CJJ. Lung-morphology in the Chamaeleonidae and its Bearing Upon Phylogeny, Systematics and Zoogeography. Zool Syst Evolution. 1981;19:36-58.

Klaver CJJ, Böhme W. Phylogeny and Classification of the Chameleontidae (Sauria) with special Reference to Hemipenis Morphology. Bonn Zool Monogr. 1986;22:1-64.

Klaver CJJ, Böhme W. Das Tierreich/The Animal Kingdom. Chamaeleonidae. Berlin-New York: Walter de Gruyter and Co; 1997.

Klingenberg R. Parasitology. In: Girling SJ RP, Hrsg. Manual of Reptiles. Gloucester: BSAVA; 2004. p. 383.

Kopecna J, Modry D. Molecular phylogeny of some eimeriid coccidia from poikilotherms. In: Seybold J, Mutschmann F, Hrsg. Proceedings of the 7th Int Symposium Pathology Medicine of Reptiles and Amphibians 2004, Berlin. Frankfurt/M: Chimaira; 2005. p. 102-3.

Kutzer E. Parasitäre Erkrankungen. In: Ippen R, Schröder HD, Elze K, Hrsg. Handbuch der Zootierkrankheiten, Band 1: Reptilien. Berlin: Akademie Verlag. 1985. p. 367-423.

Kutzer E, Grünberg W. Parasitologie und Pathologie der Spulwurmkrankheit der Schlangen. Zentralbl Vet Med. 1965;12:155.

Kuzmin Y. *Rhabdias agkistrodonis* (nematoda: Rhabdiasidae): morphology, distribution and specificity. Fol Parasitol. 1999;46:59-66.

Kuzmin Y, Tkach VV, Snyder SD. The nematode genus *Rhabdias* (Nematoda: Rhabdiasidae) from amphibians and reptiles of the nearctic. Comp. Parasitol. 2003;70:101-14.

Ladds PW MH, Sebayand D. Diseases of young farmed crocodiles in Iran Jaya. Vet Rec. 1995;136:121-4.

Lainson R. A protozoologist in Amazonia: Neglected parasites, with particular reference to members of the Coccidia (Protozoa: Apicomplexa). J Bras Assoc Advancement of Science. 1992;44:81-92.

Lainson R, Paperna I. Some coccidia from the gall-bladder and intestine of the teiid lizard *Ameiva ameiva ameiva* and the gecko *Hemidactylus mabouia* in North Brasil. Parasite. 1999;6:151- 62.

Lehmann HD. Erfahrungen mit Citarin® und Concurat® bei der Bekämpfung von Nematoden der Reptilien. Veterinärmedizinische Nachrichten; 1971. p. 477-83.

Lehmann HD. Bandwürmer und Bandwurmbekämpfung bei Reptilien. Salamandra; 1972;8:32-42.

Levine N. The Protozoan Phylum Apicomplexa. Boca Raton, Florida: CRC Press. 1988(1):139-78.

Lhermitte-Vallarino N, Bain O. Morphological and biological study of *Rhabdias* spp. (nematoda) from African chameleons with description of a new species. Parasite. 2004; 11(1):15-31.

Lhermitte-Vallarino N, Barbuto M, Ineich I, Wanji S, Lebreton M, Chirio L, Bain O. First report of *Rhabdias* (Nematoda: Rhabdiasoidea) from lungs of montane chameleons in Cameroon: description oft wo new species and notes on biology. Parasite. 2008; 15(4): 553-64.

Lhermitte-Vallarino N, Barbuto M, Junker K, Boistel R, Bain O. *Rhabdias* (Nematoda: Rhabdiasidae) from Chamaeleonidae (sauria): two new species from *Trioceros ellioti* in East Africa and one from *Brookesia superciliaris* in Madagascar. Parasite. 2010; 17(2):91-105.

Lhermitte-Vallarino N, Barbuto M, Junker K, Boistel R, Ineich I, Wanji S, Bain O. *Rhabdias rhampholeonis* n.sp. and *Rhabdias mariauxi* n.sp. (Nematoda:

Rhabdiasoidea), first lung worms from leaf chameleons: description, molecular evidence and notes in biology. *Parasitol. Int.* 2009;58(4):375-83.

Liem KF, Bemis WE, Walker WF, Grande L. The digestive system: Oral cavity and feeding mechanisms. In: Liem KF, Bemis WE, Walker WF, Grande L Hrsg. *Functional anatomy of the vertebrates*, 3.Aufl. Texas: Harcourt College; 2001. p. 532-556.

Lillywhite HB, Maderson PF. Skin structure and permeability. In: Gans C, Pough FH, Hrsg. *Biology of the reptilia*. Vol.12, Physiology C. London: Academic Press; 1982. p. 397-433.

Limberger M. Übertragung von Oxyureninfektionen bei Reptilien und parasitologische Bestandsuntersuchungen bei Reptilien und Amphibien. Marburg: Tectum Verlag; 2002.

Loos-Frank B, Gottstein B. Platyhelmintha. In: Hiepe T, Lucius R, Gottstein B, Hrsg. *Allgemeine Parasitologie mit den Grundzügen der Immunologie, Diagnostik und Bekämpfung*. Stuttgart: Parey; 2006. p. 110-40.

Lucius R. Immunbiologie von Parasiteninfektionen. In: Hiepe T, Lucius R, Gottstein B, Hrsg. *Allgemeine Parasitologie mit den Grundzügen der Immunologie, Diagnostik und Bekämpfung*. Stuttgart: Parey; 2006. p. 219-75.

Lutzmann N. Untersuchungen zur Ökologie der Chamäleonfauna der Masoala-Halbinsel, Nord-Ost Madagaskar [Dissertation rer. nat.]. Bonn: Rheinische Friedrich-Wilhelms- Universität; 2007.

Mancianti F, Magi M, Bichi F, Salvadori M, Verni F. Filariasis in chameleons (*Chamaeleo* sp.). *Parasitologia*. 2000;42:103.

Mertens R. Bemerkung über einige Chamäleons von Madagaskar. *Studien über die Reptilienfauna Madagaskars VIII*, *Senckenbergiana biol.* 1973;9 (2):54-7.

Mocquard F. Reptiles nouveaux ou insuffisamment connus de Madagascar. *Compte-Rendu Sommaire des Séances de la Soc Philomathique Paris*. 1894(17):3-10.

Modry D. Coccidia and Coccidiosis of Reptiles: Diversity, Biology, Phylogeny, Pathogenicity and Control. In: Seybold J, Mutschmann F, Hrsg. Proceedings of the 7th International Symposium on Pathology and Medicine in Reptiles and Amphibians; 2004; Berlin. Frankfurt/ M: Chimaira; 2007. p. 100.

Modry D, Daszak P, Volf J, Vesely M, Ball SJ, Koudela B. Five new species of coccidia (Apicomplexa: Eimeriidae) from Madagascan chameleons (Sauria: Chamaeleonidae). Sys Parasitol. 2001;48(2):117-23.

Modry D, Koudela B. Description of *Isospora jaracimmani* sp. n. (Apicomplexa: Eimeriidae) from the Jemen chameleon *Chameleo calyptratus* (Sauria: Chamaeleonidae). Fol Parasitol. 1995;42:313- 6.

Modry D, Koudela B, Volf K. Four new species of *Isospora* Schneider, 1881 (Apicomplexa: Eimeriidae) from reptiles from the islands of Seychelles. Sys Parasitol. 1997;37:73-8.

Modry D, Slapeta JR, Koudela B. Six new species of coccidia (Apicomplexa: Eimeriidae) from East African chameleons (Sauria: Chamaeleonidae). J Parasitol. 2000;86(2):373-9.

Modry D, Slapeta JR, Koudela B. *Eimeria hajeki* n.sp. (Apicomplexa: Eimeriidae), a new coccidian parasite of the pygmy chameleon, *Rampholeon temporalis* (Matschie, 1892) (Reptilia: Chamaeleonidae) from Usambara Mountains, Tanzania. J Parasitol. 2001;87(5):1104-5.

Modry D, Sloboda M. Control of Coccidiosis in Chameleons Using Toltrazuril- Results of an Experimentan Trial. In: Seybold J, Mutschmann F, Hrsg. Proceedings of the 7th International Symposium on Pathology and Medicine in Reptiles and Amphibians; 2004; Berlin. Frankfurt/ M: Chimaira; 2007. p. 93-9.

Morsy K, Ramadan N, Al Hashimi S, Ali M, Bashtar AR. First Description of the adult stages of *Postorchigenes* s. (Trematoda:Lecithodendriidae) and *Malagashitrema* sp.

(Trematoda: Homalometridae) infecting the common chamaeleon *Chamaeleo chamaeleon* (Reptilia: Chamaeleonidae) in Egypt. *Life Sci J* 2012;9(4):400-05.

Mundt HC, Koudela B. Don't forget coccidiosis. *Pig Progress Parasites Special*.2001:3-5.

Mutschmann F. Parasitosen der Reptilien. In: Schnieder T, Hrsg. *Veterinärmedizinische Parasitologie*. Stuttgart: Parey Verlag; 2006. p. 739-69.

Mutschmann F. *Erkrankungen bei Schlangen*. Frankfurt am Main: Chimaira; 2008.

Mutschmann F. *Erkrankungen der Amphibien*, 2.Aufl. Stuttgart: Enke Verlag; 2010.

Necas P. *Chamäleons- Bunte Juwelen der Natur*. Frankfurt am Main: Chimaira; 2004.

Necas P. *Chamäleons- Bunte Juwelen der Natur*. Frankfurt am Main: Chimaira; 2010.

Nolan TJ, Genta RM, Schad GA. *Strongyloidiasis*. Oxford University Press. 1998:747-57.

O'Malley B. Echsen In: O'Malley B, Hrsg. *Klinische Anatomie und Physiologie bei kleinen Heimtieren, Vögeln, Reptilien und Amphibien*. Elsevier: Urban&Fischer Verlag; 2008. p. 69-90.

Obornik M, Jirku M, Slapeta JR, Modry D, Koudela B, Lukes J. Notes on coccidian phylogeny, based on the apicoplast small subunit ribosomal DNA. *Parasitol Res*. 2002;88(4):360-3.

Pantchev N. Parasitosen bei Reptilien (Schlangen, Schildkröten und Echsen). In: Beck W, Hrsg. *Praktische Parasitologie bei Heimtieren*. Hannover: Schlütersche Verlagsgesellschaft; 2006. p. 229-93.

Pantchev N. Vorkommenshäufigkeit von Endoparasiten bei Reptilien (Schildkröten, Echsen, Schlangen) in Menschenobhut aus der Sicht eines Untersuchungslabors. *Kleintier Medizin*. 2008;9:261- 70.

Pantchev N, Globocar-Vrhovec M, Norden C. Recent Investigations on endoparasites in Reptiles. In: Seybold J, Mutschmann F, Hrsg. Proceedings of the 7th International Symposium on Pathology and Medicine in Reptiles and Amphibians; 2004; Berlin. Frankfurt/ M: Chimaira; 2005. p. 104-8.

Paperna I. Ultrastructural and developmental affinities of piscine coccidia. Dis Aquat Org. 1995;22:67-76.

Paperna I, Landsberg JH. Description and taxonomic discussion of eimerian coccidia from African and Levantine geckoes. S Afr J Zool. 1989;24:345- 55.

Pellerdy LP. Coccidia and Coccidiosis. Budapest: Academia Kiado; 1965. p. 19-31.

Presber W. Opportunistische Erreger. In: Hiepe T, Lucius R, Gottstein B, Hrsg. Allgemeine Parasitologie. Stuttgart: Parey; 2006. p. 268-75.

Prosl H, Joachim A. Labióratoriumsdiagnostik. In In: Hiepe T, Lucius R, Gottstein B, Hrsg. Allgemeine Parasitologie mit den Grundzügen der Immunologie, Diagnostik und Bekämpfung. Stuttgart: Parey; 2006. p. 358-73.

Raselimanana AP, Rakotomalala D. Chamaeleonidae, Chameleons. In: Benstead J, Hrsg. The Natural History of Madagascar. Univ Chicago Press; 2003. p. 961-969.

Reese DJ, Kinsella JM, Zdziarski JM, Zeng QY, Greiner EC. Parasites in 30 captive Tokay geckos, *Gekko gecko*. J Herpetol Med Surg. 2004;14:21-25.

Reichenbach-Klinke HH. Krankheiten der Reptilien. München: VEB Gustav Fischer Verlag Jena; 1963.

Reichenbach-Klinke HH. Krankheiten der Reptilien. Stuttgart: Gustav Fischer Verlag; 1977.

Rheker I. 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 med. vet.]. Hannover: Tierärztliche Hochschule Hannover; 2001.

Roca V, Carbonell C. Los parásitos de anfibios y reptiles. Bol Asoc Herpetol Esp.1993;4:30-4.

Roca V, Galeano M, García AG. Nemátodos parásitos de la tortuga mora, *Testudo graeca* Linnaeus, 1758 (Reptilia: Testudinidae) en España. Rev Ibér Parasitología.1988; 48: 269-274.

Romer AS. Osteology of the Reptiles. Chicago: University of Chicago; 1997.

Schad GA. Studies on the genus *Kalicephalus* (Nematoda: Diaphanocephalidae) on the life histories of the north American species *K. parvus*, *K. agkistrodontis*, and *K. rectiphilus*. Canad J Zool. 1956;34:425.

Schleich HH, Kästle W. Hautstrukturen als Kletteranpassung bei *Chamaeleo* und *Cophotis* (Reptilia: Sauria: Chamaeleonidae, Agamidae). Frankfurt am Main: Salamandra. 1979;15(2):95-100.

Schmidt W. *Chamaeleo calyptatus*, Das Jemenchamäleon. Münster: Natur und Tier-Verlag; 1999.

Schmidt W, Tamm K, Wallikewitz E. Chamäleons. Drachen unserer Zeit. Münster: Natur und Tier-Verlag; 2003.

Schneller P, Pantchev N. Parasitologie bei Schlangen, Echsen und Schildkröten- Ein Handbuch für die Reptilienhaltung. Frankfurt am Main: Chimaira; 2008.

Scholz T, Dittrich O. Some trematodes of reptiles from Laos. Fol Parasitol. 1991;34: 425-452.

Sergent ME. Sur une coccidie nouvelle, parasite du Caméléon vulgaire. C R Soc Biol.1902;54:1260-1261.

Sellers LG, Graham G. Trematoda of Cuban brown anolis *Anolis sagrei sagrei*, from Florida. Proc Helminthol Soc Washington. 1987;54:266-7.

Skrjabin KI. Parasitic trematodes and nematodes collected by the expedition of Prof. V. Dogiel and I. Sokolov in British East Africa. Scientific Results of the Zoological Expedition to British East Africa and Uganda made by Prof V Dogiel and I Sokolov in the year 1914. 1916;1:99-157.

Sloboda M, Modry D. New species of *Choleoeimeria* (Apicomplexa: Eimeriidae) from the veiled chameleon, *Chamaeleo calyptratus* (Sauria: Chamaeleonidae), with taxonomic revision of eimerian coccidia from chameleons. Fol Parasitol. 2006;53(2):91-7.

Sood ML. Reptilian nematodes from south Asia. International book distributors India; 1999.

Sprent JFA. The life history and development of *Amplichaecum robertsi*, an ascaroid nematode of the carpet python (*Morelia spilotes variegatus*). I. Morphology and functional significance of larval stages. Parasitology. 1963;53:7.

Szell Z, Sreter T, Varga I. Ivermectin toxicosis in a chameleon (*Chamaeleon senegalensis*) infected with *Foleyella furcata*. J Zoo and Wildl Med. 32:115-7.

Taraschewski H. Parasiten und Wirte als Bestandteil von Ökosystemen. In: Hiepe T, Lucius R, Gottstein B, Hrsg. Allgemeine Parasitologie mit den Grundzügen der Immunologie, Diagnostik und Bekämpfung. Stuttgart: Parey; 2006. p. 276-322.

Telford SR. Parasitic diseases of reptiles. J Am Vet Med Ass. 1971;159(11):1644-52.

Thomas CL, Artwohl JE, Pearl RK, Gardiner CH. Swollen eyelid associated with *Foleyella* sp. infection in a chamaeleon. J Am Vet Med Assoc. 1996:972-3.

Traversa D. Evidence for a new species of *Cryptosporidium* infecting tortoises: *Cryptosporidium ducismarci*. Dep Comp Biomed Sciences, Univ Teramo, Italy. Parasit Vectors 2010;(3):21.

Upton S, Freed PS, Burdick DA, Mc Allister CT. Seven new species of coccidia (Apicomplexa: Eimeriorina) from reptiles in Madagascar. Can J Zool. 1990;68:2368-75.

Will R. Die Entstehungsursachen (Ätiologie) der Lebererkrankungen bei Reptilien. Zbl Vet Med B. 1975;22:626- 34.

Xiao L, Ryan UM, Graczyk TK, Limor J, Li L, Kombert M, Jung ER, Sulaiman IM, Zhou L, Arrowood MJ, Koudela B, Modry D, Lal AA. Genetic diversity of *Cryptosporidium* spp. in captive reptiles. Applied and environmental microbiology. 2004;70(2):891-9.

Yamaguti S. Systema Helminthum Vol. II: The Zestodes of Vertebrates Part 3. Zestodes of Reptiles. New York: Interscience Publishers; 1959. p. 168-82.

Yamaguti S. Systema Helminthum Vol.III: The Nematodes of Vertebrates Part 3. New York: Interscience Publisher; 1961. p. 120-96.

Yorke W, Maplestone PA. The nematode Parasites of Vertebrates. New York and London: Hafner Publishing Company; 1969.

Zwart P. Studies on renal pathology in reptiles. Vet Path. 1964;1:542-56.

Zwart P. Parasitäre und mykotische Lungenaffektionen bei Reptilien. X International Symposium Erkrankungen der Zootiere (Salzburg) Berlin: Akademie Verlag; 1968. p. 45-8.

Zwart P, Sassenburg L. Echsen. In: Fehr M, Sassenburg L, Zwart P, Hrsg. Krankheiten der Heimtiere. 7.Aufl. Hannover: Schlütersche; 2005. p. 795-848.

9 Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Überblick zur systematischen Einordnung der Chamaeleonidae, modifiziert nach KLAVER und BÖHME (1986, 1997)	3
Abbildung 2: Systematische und taxonomische Einteilung von Chamäleons, modifiziert nach KLAVER und BÖHME (1986, 1997)	4
Abbildung 3: Lateralansicht der Organe eines Chamäleons	9
Abbildung 4: A) <i>Choleoeimeria hirbaya</i> (<i>Ch. calyptratus</i> , NZ), B) Sporozoit von <i>Choleoeimeria glawi</i> (<i>F. pardalis</i> , NZ), C) <i>Isospora jaracimrmani</i> (<i>Ch. calyptratus</i> , NZ), D) <i>Choleoeimeria</i> sp. (<i>R. brevicaudatus</i> , WF).....	14
Abbildung 5: A) Vermessenes Oxyuriden-Ei, B) Mittig ist eine Larve und deren Ösophagus sichtbar.	22
Abbildung 6: Terraristisch bedeutsame Arten: (A) <i>Ch. calyptratus</i> , (B) <i>F. pardalis</i> , (C) <i>Ch. jacksonii</i> , (D) <i>B. fischeri</i> , (E) <i>Ch. verrucosus</i> , (F) <i>Ch. melleri</i> (eigene Aufnahmen)	36
Abbildung 7: Alters-/ Herkunfts-/ und Geschlechtsverteilung der untersuchten Chamäleons	47
Abbildung 8: Darstellung der prozentualen Verteilung der beprobten Chamäleonarten	48
Abbildung 9: Erkrankungserscheinungen der koproskopisch untersuchten Chamäleons unter Berücksichtigung des Alters, des Geschlechts und der Herkunft	49
Abbildung 10: Überblick über die nachgewiesenen Endoparasitenstadien in der koproskopischen Untersuchung	50
Abbildung 11: Vergleich der Endoparasiten in Bezug auf Wildfänge (WF) und Nachzuchten (NZ).....	50
Abbildung 12: Anteil von Mono- und Mischinfektionen an der Gesamtzahl der Kotproben (Angaben in Prozent)	51
Abbildung 13: Auswirkungen eines Befalls mit Kokzidien: A) Gallenblasendilatation/ Hepatitis bei Nachweis von <i>Choleoeimeria</i> sp., B) hämorrhagische Enteritis bei einem Befall mit <i>Isospora</i> sp., <i>F. pardalis</i> (NZ), C) <i>Isospora jaracimrmani</i> , <i>Ch. calyptratus</i> (NZ), D) Kokzidienstadien in der Endothelschicht der Darmschleimhaut sichtbar, Pfeil (MGG).....	68
Abbildung 14: links: <i>Leptomonas</i> sp.(Trichrom-Färbung), rechts: <i>Leptomonas</i> sp. zerstört den Mikrovillisaum befallener Zellen (Ziehl-Neelsen-Färbung).....	69
Abbildung 15: Askariden: A) Askariden-Ei, B) Massenbefall des GIT mit adulten Stadien von Askariden, C) Vorderende mit Mundkapsel, deutlich sind die Lippen zu sehen D) deutlich ausgebildete Kaudalflügel eines Männchens	71

Abbildungsverzeichnis

- Abbildung 16: Befall mit Heterakiden: A) Heterakiden-Ei, B) histologischer Anschnitt eines mit Heterakiden befallenen Darmes, angeschnittene Wurmeier C) Vorderende eines Heterakiden D) katarrhalische Enteritis bei Befall mit Heterakiden..... 71
- Abbildung 17: Lungenwurmbefall: A) Adulte von *Rhabdias* sp. (Pfeil); B) durch Wurmwanderungen hervorgerufene Eiterherde in der Lunge eines Chamäleons (Pfeil)..... 73
- Abbildung 18: Filarieninfektion: A) sichtbare adulte Filarienstadien in der Unterhaut eines *F. pardalis* (WF) Pfeil; B) Mikrofilarie im Blut (Mischlicht, Giemsa-Färbung, Fluoreszenz, Hellfeld); C) Filarienanschnitt im histologischen Präparat (Muskulatur) (MGG-Färbung); D) adulte Filarienstadien auf der Serosa eines befallenen *F. pardalis* (WF), Pfeile..... 72
- Abbildung 19: A) unbestimmtes Trematodenei eines *F. pardalis* (WF); B) unbestimmte Trematode (*F. pardalis*, WF); B) Niereneinschmelzungen, fokal nekrotisierend, MGG..... 75

10 Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Anzahl der untersuchten Chamäleonarten.....	37
Tabelle 2: Kodierung zur semi-quantitativen Bestimmung der Endoparasitenstadien in Kotproben bei 250-facher Vergrößerung.	39
Tabelle 3: Kodierung zur semi-quantitativen Bestimmung der Endoparasitenstadien, entnommen aus verschiedenen Organen sezierter Chamäleons (250-fache Vergrößerung).....	41
Tabelle 4: Kategorisierung der anamnestisch ermittelten Symptome.....	46
Tabelle 5: Kokzidienbefall unter Berücksichtigung des Alters.....	52
Tabelle 6: Befallsextenstität bei Wildfängen (WF) und Nachzuchten (NZ)	53
Tabelle 7: Prävalenz vorgefundener Kokzidienarten der verschiedenen Chamäleonarten ...	54
Tabelle 8: Klinische Anzeichen bei einem Befall mit Kokzidien	55
Tabelle 9: Ausscheidungsintensität der mit Flagellaten befallenen Chamäleons	55
Tabelle 10: Befallsextenstität von Flagellaten unter der Berücksichtigung des Alters und Geschlechts	56
Tabelle 11: Flagellatenbefall unter der Berücksichtigung der Herkunft.....	56
Tabelle 12: Nematodenbefall unter Berücksichtigung des Alters.....	58
Tabelle 13: Befallsextenstität juveniler und adulter Chamäleons mit verschiedenen Nematoden	58
Tabelle 14: Anzahl der infizierten Chamäleons unter dem Aspekt der Herkunft.....	59
Tabelle 15: Vorkommenshäufigkeit zum Befall mit Nematoden unter Berücksichtigung der Herkunft	60
Tabelle 16: Erkrankungserscheinungen bei einem Nematodenbefall unter Berücksichtigung der Ausscheidungsintensität.....	60
Tabelle 17: Erkrankungserscheinungen bei Chamäleons bei einem Nematodenbefall.....	61
Tabelle 18: Befallsintensität mit Digenea	62
Tabelle 19: Ausscheidungsintensität von Digeneaeiern, Einteilung nach Alter	62
Tabelle 20: Trematodenbefall unter Berücksichtigung der Herkunft.....	63
Tabelle 21: Ermittelte Mischinfektionen von intestinalen Parasiten	63
Tabelle 22: Ermittelte Symptome bei Mischinfektionen	65

11 Anhang

Anhang A1: Darstellung der am häufigsten untersuchten Chamäleonarten (modifiziert nach NECAS 2004, 2010)

Art	Verbreitung	Lebensraum	Größe	Kennzeichen	Haltung	Futter
<i>Bradypodion fischeri</i> REICHENOW 1887, (Fischers Chamäleon)	Tansania	Bergwälder in Höhe von 600m, Büsche, Bäume, Waldränder	♂ bis 35 cm ♀ bis 33 cm	Verlängerung der Schnauzenfortsätze, Farbkleid variabel, Grundfärbung grün, ♂ großer gelber Fleck auf lateraler Seite	25-28°C, Einzelhaltung, tägliches Bewässern	Insekten, tägliches Tränken
<i>Chamaeleo calytratus</i> DUMERIL u. DUMERIL, 1851 (Jemenchamäleon)	Jemen	Büsche und Bäume in feuchten Hochebenen, teilweise auch Wüsten- bewohner	♂ bis 65 cm ♀ bis 45 cm	♂ hoher Helm, Farbkleid besonders farbenfroh, Großteil grün	unter Artgenossen sehr aggressiv, anspruchs-lose Art	Insekten, Mäuse, Früchte, Blätter
<i>Chamaeleo dilepis</i> LEACH, 1819 (Lappenchamäleon)	tropisches und südliches Afrika	Bäume, Büsche	♂ bis 35 cm ♀ bis 42 cm	Okzipitallappen, Färbung/ Zeichnung sehr variabel, Punktzeichnung, hinter VGM bis Mitte des Körpers: farblich abhebender Strich	28°C, nachts leichte Temp.- absenkung, Geäst, Einzel- haltung, tgl. Überbrausen des Terrariums	Insekten

Anhang A1 (Fortsetzung)

Art	Verbreitung	Lebensraum	Größe	Kennzeichen	Haltung	Futter
<i>Chamaeleo hoehnelii</i> STEINDACHNER, 1891 (Helmchamäleon)	Kenia, Uganda	zentrale Hochebene Ostafrikas, besonders hohe Temperaturschwank ungen, Berghänge, Wiesen, Wald- ränder, Büsche	♂ bis 25 cm ♀ bis 20 cm	stark ausgeprägter Helm, kleiner Nasen- fortsatz, dornige Stachelschuppen, olivgrün bis hellgrün, vivipar	Innerartlich wenig aggressiv, paarweise Haltung möglich, starke „Bewässerung“ notwendig	Insekten
<i>Chamaeleo jacksonii</i> BOULENGER, 1846 (Dreihornchamäleon)	Kenia, Tansania	ursprünglich im Regenwald, Büsche, Bäume, 2-5 Meter über Erdboden, Temp. bis 35°C	♂♀ bis 35 cm	♂ drei große Hörner, ♀ keine, Grundfärbung grün, Kehlsack gelb	Nachtabsenkung von bis 10°C, paarweise Haltung möglich	Insekten, Mäuse, Schnecken
<i>Furcifer pardalis</i> CUVIER, 1829 (Pantherchamäleon)	Mauritius Reunion, Madagas- kar	Büsche, Gestrüpp, Bäume, Zuckerrohr, Boden (keine Anpassung an spez. Biotop)	♂ bis 52 cm ♀ bis 35 cm	Tuberkelschuppen an Schnauzenoberseite, sehr farbenfroh, Lateralstreifen an Körperseite	Einrichtung kann frei gewählt werden, sehr anpassungsfähig	Insekten, Mäuse, zusätzlich Pipetten- tränken
<i>Furcifer verrucosus</i> CUVIER, 1829 (Warzenchamäleon)	Madagas- kar	Bäume, Büsche, Waldränder, Feuchtsavanne	♂ bis 57 cm ♀ bis 35 cm	prominenter Helm, Rückenkamm, Tuberkelschuppen an Schnauzenoberseite, Grundfarbe braun- grau, Lateralstreifen	28°C, Einrichtung frei wählbar	Insekten, Mäuse, Echsen

Anhang A2: Kokzidienarten bei Chamäleons (modifiziert nach SLOBODA und MODRY 2006), (l.= Isospora, PK= Polkörperchen, OR= Oozystenrestkörper, SB= Stiedakörper, SSB= Substiedakörper, k.A.= keine Angaben, SI= Shape-Index)

Kokzidien-Art	Oozystenmorphologie			Sporozystenmorphologie			Lokalisation, Auswirkung	Wirt/ nat. Habitat	Quelle
	Form / Größe in µm	Membran	PK	OR	Form / Größe in µm	Aufbau			
<i>I. jaracimmani/ I. taiizii</i>	elliptisch-pyriiform, 38,4 x 25,6 (35,2-42,8 x 23,8- 27)	glatt, 2-schichtig, farblos	nein	nein	elliptisch-oval 13,1 x 3,4 (12,4-16,5 x 2,8- 4)	SR	ja/ja	in Nuclei d. Entero-zysten des Dünndarmes	MODRY und KOUDELA, (1995), ABDEL-WASAE (2004)
<i>I. tigris</i>	elliptisch, 22,5 x 18,0 (19-24 x 16-20) SI: 1,25	glatt, 2-schichtig, farblos	nein	nein	eiförmig-elliptisch 13,6 x 7,0 (12-15 x 6-8) SI: 1,9	Wand: glatt, 1-schichtig, farblos	ja/ja	k.A.	MODRY et al. (1997)
<i>I. wildi</i>	rund-oval, 25 x 21,4 (22-28 x 18-24) SI: 1,17	glatt, 2-schichtig, farblos	-	-	oval-elliptisch 12,3 x 9,7 (12-13 x 9-10) SI: 1,28	SR, feine Granula im Inneren	ja/ ja	in Fäzes, komplett sporuliert	MODRY et al. (2000)
<i>I. necasi</i>	rund- oval, 26,6 x 24,3 (21-30 x 20-27) SI: 1,1	samtartig, 2-schichtig, farblos	-	-	elliptisch 12,8 x 9,8 (12-14 x 9-10) SI: 1,31	SR, Wand: glatt, 1-schichtig, farblos	-	k.A.	MODRY et al. (2000)
<i>I. muriyu</i>	kugelförmig-rund, 23,6 x 21,9 (21,5- 25 x 21-23) SI: 1,08	fein granuliert, 2-schichtig, farblos	nein	-	elliptisch, 12,4 x 8,7 (12- 13 x 8-10) SI: 1,4	Wand: glatt, 1-schichtig, farblos, SR	ja/ ja	k.A.	MODRY et al. (2000)
<i>I. brygooi</i>	kugelförmig-rund, 20,7 x 19,3 (17-24,5 x 16-23) SI: 1,1	2-schichtig, Außen-wand körnig	ja	-	elliptisch, Enden spitz 12,2 x 8,1 (11,5-13 x 8,5) SI: 1,5	Wand: glatt, 1-schichtig, farblos	ja/ja	k.A.	MODRY et al. (2001)

Anhang A3: Beschriebene tetrasporozystische Kokzidien von Chamäleons, modifiziert nach MODRY et al. (2000, 2001) und SLOBODA u. MODRY (2006), (CE = *Choleoeimeria*, E = *Eimeria*, Sl = *Shape-Index*)

Kokzidien-Art	Wirt, Vorkommensgebiet	Oozystengröße in µm /Sl	Oozystenform	Polar-granula/OR	Sporozysten-größe in µm /Sl	Lokalisation endogene Entwicklung
<i>CE.bohemii</i>	<i>Ch.melleri</i> Tanzania	25 x 14 (24-26 x 13-15) Sl: 1,79 (1,67-1,92)	zylindrisch	nein/ nein	9,4 x 6,5 (9-10 x 6-7) Sl: 1,46 (1,29- 1,67)	unbekannt, Oozysten in Fäzes
<i>CE.largeni</i>	<i>Ch.gracilis</i> Kenia	31,2 x 19,3 (29,5-34 x 18,5-20) Sl: 1,62 (1,48-1,79)	zylindrisch	ja/ nein	10,2 x 7,6 (10-11 x 7-8,5) Sl: 1,36 (1,18-1,5)	unbekannt, Oozysten in Fäzes
<i>CE.tiburyi</i>	<i>Ch.jacksonii</i> Kenia	28,9 x 16 (26-33 x 14-18) Sl: 1,81 (1,53-2,14)	zylindrisch	gelegentlich/ nein	10,6 x 7,2 (9-12 x 6-8) Sl: 1,47 (1,25-1,67)	Gallenblasenepithel
<i>E.hajeki</i>	<i>R.temporalis</i> Tanzania	30,2 x 23,5 (29-31 x 22-25) Sl: 1,3 (1,2-1,4)	ellipsen- förmig	nein	10,8 x 8,8 (9-11 x 6-7)	unbekannt, Oozysten in Fäzes
<i>CE.brookesiae</i>	<i>B.decarvi</i> Madagaskar	25,6 x 15 (23-27 x 13-16) Sl: 1,71 (1,53-1,93)	zylindrisch	nein/nein	10,1 x 6,9 (9-11 x 6-7) Sl: 1,45 (1,9-1,67)	unbekannt, Oozysten in Fäzes
<i>CE.glawi</i>	<i>F.pardalis</i> Madagaskar	27,7 x 18,4 (26-29,5 x 17-19) Sl: 1,51 (1,37-1,62)	zylindrisch bis ellipsen- förmig	nein/ nein	7,3 x 5,2 (6,5-8 x 5-5,5) Sl: 1,4 (1,3-1,5)	Gallenblasenepithel
<i>E.vencesi</i>	<i>F.pardalis</i> Madagaskar	14,3 x 13 (13-15,5 x 12-13) Sl: 1,1 (1-1,25)	kugel- förmig	gewöhnlich 1-3/ nein	7,3 x 5,2 (6,5-8 x 5-5,5) Sl: 1,4 (1,3-1,5)	Enterozyten des Dünndarmes (Nuklei)
<i>E.worthi</i>	<i>F.oustaleti</i> Madagaskar	17,9 x 15 (17,5-19,0) Sl: 1,19	kugelig	nein/ nein	8,2 x 5,8 (7-9,5 x 5-6,5) Sl: 1,42	unbekannt, Oozysten in Fäzes
<i>CE.hirbayah</i>	<i>Ch.</i> <i>calyptratus</i> Jemen	28,3 x 14,8 (25-30 x 13,5-17,5) Sl: 1,92 (1,63-2,19)	zylindrisch	nein/nein	10,1 x 6,9 (9-11 x 6-7,5) Sl: 1,48 (1,38-1,69)	Gallenblasenepithel

Anhang

Anhang A4: Bisher beschriebene Heterakiden-Arten bei Chamäleons

Heterakiden- Art	Quelle
<i>Strongyluris elegans</i>	BURSEY und GOLDBERG (2008)
<i>Africana anticeps</i>	HÖRCHNER (1963)
<i>Africana acuticeps</i>	BRYGOO (1963), HERING-HAGENBECK und BOOMKER (2000)
<i>Africana brodeni</i>	
<i>Ascaridia numidae</i>	
<i>Heterakis calcarata</i>	
<i>Spinicauda sonsinoi</i>	
<i>Strongyluris brevicaudata</i>	
<i>S. chamaeleonis</i>	
<i>S. capensis</i>	
<i>S. freitasi</i>	
<i>S. media</i>	
<i>S. radaodyi</i>	CHABAUD und BRYGOO (1960)
<i>Spinicauda inglisi</i>	

Anhang A5: Beschriebene Spirurida-Arten von Chamäleons

Familie	Art	Quelle
Cosmocercidae	<i>Raillietnema chamaeleo</i>	GOLDBERG und BURSEY (2008)
	<i>Maracaya africana</i>	BOUAMER und MORAND (2006)
Physalopteroidae	<i>Abbreviata madagascariensis</i>	CHABAUD und BRYGOO (1960)
	<i>Physaloptera orteppi</i>	CHABAUD und BRYGOO (1960), BRYGOO (1963)
	<i>P. algeriensis</i>	
	<i>P. chamaeleonis</i>	
	<i>P. bellicosa</i>	
	<i>P. tasmanii</i>	
Spiruroidae	<i>Spirocerca lupi</i>	

Anhang A6: Bisher beschriebene Rhabdiasidae bei Chamäleons

Nematoden-Art	Quelle
<i>Rhabdias chamaeleonis</i>	SKRJABIN (1916)
<i>Entomelas chamaeleonis</i>	BRYGOO (1963)
<i>Rhabdias gemellipara</i>	CHABAUD et al. (1961)
<i>Rhabdias rampholeonis</i>	LHERMITTE-VALLARINO et al.
<i>Rhabdias mariauxi</i>	(2009a)
<i>Rhabdias casiraghii</i>	LHERMITTE-VALLARINO et al.
<i>Rhabdias kibiraensis</i>	(2010)
<i>Rhabdias brygooi</i>	
<i>Rhabdias cristati</i>	LHERMITTE-VALLARINO et al.
<i>Rhabdias ocuensis</i>	(2008)
<i>Rhabdias jarki</i>	LHERMITTE-VALLARINO und BAIN (2004)
<i>Rhabdias brevicorne</i>	LHERMITTE-VALLARINO et al. (2009b)
<i>Rhabdias nasutum</i>	
<i>Rhabdias rabetafikae</i>	

Anhang

Anhang A7: Bisher beschriebene Zestoden-Arten bei Chamäleons

Art	Quelle
<i>Oochoristica truncata</i>	GOLDBERG und BURSEY (2008)
<i>Mesocestoides sp.</i>	
<i>Oochoristica agamae</i>	BRYGOO 1963, HERING-HAGENBECK und BOOMKER (2000)
<i>Oochoristica theileri</i>	
<i>Oochoristica chavenoni</i>	
<i>Oochoristica courdurieri</i>	
<i>Oochoristica danielae</i>	
<i>Mesocestoides sp.</i>	
<i>Baerietta jagerskioldi</i>	

Anhang A8: Digenea von Chamäleons, modifiziert nach BRYGOO (1963), DEBLOCK et al. (1961), HERING-HAGENBECK u. BOOMKER (2000)

Familie	Art
Allocreadiidae	<i>Laureriella lateriporus</i>
	<i>Malagashitrema aphallosum</i>
	<i>M. cameroonense</i>
	<i>Orientocreadium aspinosa</i>
Plagiorchiida	<i>Plagiorchis ramlianus</i>
Ochestosomatidae	<i>Pneumatophilus sanneri</i>
Dicrocoeliidae	<i>Euparadistomum varani</i>
	<i>Mesocoelium monodi</i>
	<i>Paradistomoides couteleni</i>
Lecithasteridae	<i>Acantharium obtusum</i>
	<i>Anchitrema latum</i>
	<i>A. sokolovi</i>
	<i>Ganeo tigrinum</i>
	<i>Lecithodendrium atriopapillatum</i>
	<i>Mehraorchis chamaeleonis</i>
	<i>Phaneropsolus alternans</i>
	<i>Pleurogenoides tener</i>
	<i>P. gastroporus</i>
	<i>P. tacapensis</i>
	<i>Pseudosonsinotrema chamaeleonis</i>
	<i>Sonsinotrema tacapense</i>
Hemiuridae	<i>Halipegus insularis</i>

Anhang A9: Ergebnisse der koproskopischen Untersuchungen

Tier-Nr.	Art	Geschlecht	Alter	Herkunft	Ausscheidungsintensität								Erkrankung	Nematoden-Art
					Kokzidien	Nematoden	Zestoden	Trematoden	Flagellaten	Ziliaten				
1	2	1	2	2	2	3	1	1	1	1	1	1	1	2
2	2	2	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1
3	2	2	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1
4	2	2	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	2	2
5	15	1	1	2	2	1	1	1	1	4	1	1	5	1
6	15	1	1	2	2	1	1	1	1	2	1	1	1	1
7	2	1	1	2	2	3	1	1	1	1	2	2	2	2
8	2	2	1	2	2	3	1	1	1	1	1	1	4	2
9	2	2	1	2	2	3	1	1	1	1	1	1	4	2
10	2	2	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	4	2
11	15	1	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	2
12	2	1	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	4	2
13	2	1	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	2	2
14	2	2	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	4	2
15	15	2	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1
16	2	1	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	4	1
17	5	1	1	2	2	3	1	1	1	1	1	1	4	5
18	2	1	1	2	2	3	1	1	1	1	1	1	2	1
19	2	1	1	2	2	4	1	1	1	1	1	1	8	1
20	2	1	2	2	2	4	1	1	1	1	1	1	4	2,5
21	2	1	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1
22	15	2	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1
23	15	1	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1
24	2	1	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	2

Anhang A9: Ergebnisse der koproskopischen Untersuchungen (Fortsetzung)

Tier-Nr.	Art	Geschlecht	Alter	Herkunft	Ausscheidungsintensität								Erkrankung	Nematoden-Art
					Kokzidien	Nematoden	Zestoden	Trematoden	Flagellaten	Ziliaten				
25	15	2	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
26	15	2	2	2	1	4	1	1	1	1	1	1	1	2
27	15	2	2	2	1	3	1	1	1	1	1	1	2	2
28	15	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
29	2	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
30	13	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
31	15	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
32	13	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
33	13	2	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
34	15	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
35	15	2	2	2	1	2	1	1	1	1	1	1	1	6
36	15	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
37	15	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
38	10	2	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
39	18	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
40	11	2	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	5	1
41	11	1	2	1	1	4	1	1	1	1	1	1	2	5
42	11	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
43	18	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
44	18	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
45	18	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
46	18	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
47	15	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
48	2	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
49	15	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1

Anhang A9: Ergebnisse der koproskopischen Untersuchungen (Fortsetzung)

Tier-Nr.	Art	Geschlecht	Alter	Herkunft	Ausscheidungsintensität								Erkrankung	Nematoden-Art
					Kokzidien	Nematoden	Zestoden	Trematoden	Flagellaten	Ziliaten				
50	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
51	12	1	2	1	1	2	1	1	1	1	1	1	3	
52	14	2	1	2	1	2	1	1	1	1	1	1	4	
53	14	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
54	16	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
55	4	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
56	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
57	10	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
58	8	1	2	1	1	4	1	1	1	1	1	1	4	
59	1	1	2	1	1	1	1	1	3	1	1	1	1	
60	10	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
61	1	2	2	1	1	3	1	1	1	1	1	1	6	
62	10	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
63	15	2	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
64	15	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
65	2	2	1	2	3	3	1	1	1	1	1	1	2	
66	7	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
67	7	2	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
68	2	2	1	2	1	2	1	1	1	1	1	2	2	
69	2	1	1	2	1	3	1	1	1	1	1	1	2	
70	2	1	2	2	1	2	1	1	1	1	1	1	2	
71	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
72	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
73	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
74	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1	1	1	6	

Anhang A9: Ergebnisse der koproskopischen Untersuchungen (Fortsetzung)

Tier-Nr.	Art	Geschlecht	Alter	Herkunft	Ausscheidungsintensität								Erkrankung	Nematoden-Art
					Kokzidien	Nematoden	Zestoden	Trematoden	Flagellaten	Ziliaten				
75	12	1	2	1	1	4	1	1	1	1	1	1	4,6	
76	18	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
77	2	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
78	14	2	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
79	15	2	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
80	2	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	4	1	
81	2	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	4	1	
82	8	1	2	1	2	1	1	1	1	1	1	4	1	
83	2	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
84	2	1	2	2	1	4	1	1	1	1	1	1	2	
85	15	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
86	15	2	2	1	3	1	1	1	3	1	1	7	1	
87	2	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
88	2	1	2	2	1	3	1	1	1	1	1	6	2	
89	2	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
90	14	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	2	1	
91	10	1	1	2	1	2	1	1	1	1	1	1	2	
92	10	2	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
93	2	1	2	2	1	3	1	1	1	1	1	1	2	
94	15	1	1	2	1	2	1	1	1	1	1	1	2	
95	2	2	1	1	1	2	1	1	1	2	2	1	2	
96	2	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
97	2	2	2	2	1	3	1	1	1	1	1	1	2	
98	2	1	2	2	1	3	1	1	1	1	1	1	2	
99	1	1	2	1	2	1	1	1	1	1	1	2	1	

Anhang A9: Ergebnisse der koproskopischen Untersuchungen (Fortsetzung)

Tier-Nr.	Art	Geschlecht	Alter	Herkunft	Ausscheidungsintensität										Erkrankung	Nematoden-Art
					Kokzidien	Nematoden	Zestoden	Trematoden	Flagellaten	Ziliaten						
100	2	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
101	2	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1	1	
102	2	1	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	4	1	
103	2	1	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	4	1	
104	1	2	1	2	3	3	1	1	1	1	1	1	1	1	3	
105	4	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
106	2	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
107	15	2	2	2	1	3	1	1	3	1	1	1	1	2	5	
108	2	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1	1	
109	2	1	2	2	1	3	1	1	1	1	1	1	1	1	2	
110	2	1	2	2	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	4	
111	2	2	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
112	2	1	1	2	1	3	1	1	1	1	1	1	1	1	2	
113	2	1	1	2	1	2	1	1	4	1	1	1	1	2,4,6	2	
114	15	2	2	2	1	4	1	1	1	1	1	1	1	3	4	
115	15	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
116	4	2	1	2	1	4	1	1	1	1	1	1	1	4	2	
117	2	1	2	2	3	1	1	1	1	1	1	1	1	4	1	
118	15	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
119	2	2	2	2	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	2	
120	15	1	2	2	4	3	1	1	1	1	1	1	1	3,4	4	
121	15	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
122	15	1	1	2	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	2	
123	2	1	2	2	1	2	1	1	1	3	1	1	1	1	2	
124	2	1	1	2	3	3	1	1	1	1	1	1	1	1	2	

Anhang A9: Ergebnisse der koproskopischen Untersuchungen (Fortsetzung)

Tier-Nr.	Art	Geschlecht	Alter	Herkunft	Ausscheidungsintensität										Erkrankung	Nematoden-Art
					Kokzidien	Nematoden	Zestoden	Trematoden	Flagellaten	Ziliaten						
125	2	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
126	15	2	2	2	3	1	1	1	1	1	1	1	1	1	5	1
127	2	2	1	2	4	3	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2
128	2	2	1	2	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2
129	15	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
130	2	1	2	2	1	2	1	1	1	1	1	1	1	2	4,6	2
131	14	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
132	15	1	2	2	4	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
133	2	1	1	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2
134	2	1	1	2	3	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
135	2	2	2	2	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2
136	2	2	1	2	4	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
137	2	2	2	2	4	1	1	1	1	1	1	1	4	1	5	1
138	8	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	4	1	5	1
139	8	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	5	1
140	2	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
141	15	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
142	8	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
143	2	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
144	1	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
145	2	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
146	2	2	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1
147	2	2	2	2	4	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1
148	18	1	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	4	1
149	2	2	2	1	4	1	1	1	1	1	1	1	1	1	4	1

Anhang A9: Ergebnisse der koproskopischen Untersuchungen (Fortsetzung)

Tier-Nr.	Art	Geschlecht	Alter	Herkunft	Ausscheidungsintensität										Erkrankung	Nematoden-Art
					Kokzidien	Nematoden	Zestoden	Trematoden	Flagellaten	Ziliaten						
150	15	2	2	2	4	1	1	1	1	1	1	1	4	1		
151	2	2	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	4	1		
152	2	1	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1		
153	8	1	1	2	2	2	1	1	1	1	1	1	4	2		
154	5	2	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	4	1		
155	2	1	1	2	3	1	1	1	1	1	1	1	4	1		
156	1	2	2	2	1	3	1	1	1	3	1	1	4	2		
157	6	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1		
158	4	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1		
159	8	2	2	2	1	3	1	1	1	2	1	1	1	2		
160	4	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1		
161	15	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1		
162	2	2	1	2	1	4	1	1	1	1	1	1	4	2		
163	2	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1		
164	2	1	1	2	1	1	1	1	1	4	1	1	2	1		
165	2	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1		
166	15	1	1	2	3	1	1	1	1	1	1	1	4	1		
167	2	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1		
168	15	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1		
169	6	1	1	2	1	4	1	1	1	1	1	1	4	2		
170	15	1	2	2	3	1	1	1	1	1	1	1	4	1		
171	2	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1		
172	2	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	4	1		
173	15	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1		
174	15	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1		

Anhang A9: Ergebnisse der koproskopischen Untersuchungen (Fortsetzung)

Tier-Nr.	Art	Geschlecht	Alter	Herkunft	Ausscheidungsintensität										Erkrankung	Nematoden-Art
					Kokzidien	Nematoden	Zestoden	Trematoden	Flagellaten	Ziliaten						
175	2	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
176	15	2	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
177	2	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	4	1	4	1	1
178	2	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1
179	15	1	2	2	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	2	2
180	15	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
181	15	2	2	2	4	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
182	2	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	4	1	1	2	1
183	2	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1
184	15	1	2	2	1	3	1	1	1	1	1	3	1	1	1	2
185	15	1	2	2	4	1	1	1	1	1	1	1	1	1	4	1
186	2	1	1	2	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2
187	2	2	2	2	1	3	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2
188	1	2	2	2	3	3	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2
189	2	2	2	2	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2
190	2	2	1	2	3	3	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2
191	2	2	2	2	1	3	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2
192	2	1	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
193	2	1	1	2	4	3	1	1	1	1	1	1	1	2	2	2
194	15	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
195	2	1	1	2	4	3	1	1	1	1	1	1	1	2,4	2	2
196	18	1	2	2	4	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
197	2	1	1	2	1	4	1	1	1	1	1	1	1	4	2	2
198	15	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	4	1	4	1	1
199	15	1	2	1	1	3	1	1	1	1	1	1	1	1	1	6,7

Anhang A9: Ergebnisse der koproskopischen Untersuchungen (Fortsetzung)

Tier-Nr.	Art	Geschlecht	Alter	Herkunft	Ausscheidungsintensität								Erkrankung	Nematoden-Art
					Kokzidien	Nematoden	Zestoden	Trematoden	Flagellaten	Ziliaten				
200	15	1	2	1	1	3	1	1	3	1	1	1	4	6
201	15	1	1	1	1	4	1	1	1	1	1	1	4	6
202	15	1	2	1	3	3	1	1	2	1	1	1	4	6
203	15	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
204	15	1	2	1	1	4	1	1	1	1	1	1	2,3	6
205	1	1	2	1	1	4	1	1	1	1	1	1	2	3
206	16	1	2	1	1	3	1	1	1	1	1	1	4	4
207	3	1	2	1	1	3	1	1	1	1	1	1	4	6
208	3	2	2	1	1	4	1	1	1	1	1	1	9	6
209	3	2	2	1	1	4	1	1	1	1	1	1	9	6
210	3	1	2	1	1	3	1	1	1	1	1	1	4	6
211	3	1	2	1	1	4	1	1	1	1	1	1	4	6
212	9	2	2	1	1	4	1	1	1	1	1	1	4	6

Legende zu Anhang A9:

Chamäleon-Art

- 1 *Bradypodion fischeri*
- 2 *Chamaeleo calyptratus*
- 3 *Chamaeleo cristatus*
- 4 *Chamaeleo dilepis*
- 5 *Chamaeleo hoehnelii*
- 6 *Chamaeleo jacksonii*
- 7 *Chamaeleo jacksonii* sp.
- 8 *Chamaeleo melleri*
- 9 *Chamaeleo quadricornis*
- 10 *Chamaeleo rudis*
- 11 *Chamaeleo tempeli*
- 12 *Furcifer lateralis*
- 13 *Furcifer oustaleti*
- 14 *Furcifer pardalis*
- 15 *Furcifer verrucosus*
- 16 *Rampholeon brevicaudatus*

Geschlecht

- 1 männlich
- 2 weiblich

Alter

- 1 juvenil
- 2 adult

Herkunft

- 1 WF
- 2 NZ

Symptome

- 1 obB
- 2 gastrointestinale Symptome
- 3 respiratorische Symptome
- 4 unspezifische Symptome
- 5 verstorben
- 6 Osteodystrophie
- 7 Stomatitis
- 8 Erde schiessen
- 9 Dystokie

Ausscheidungsintensität Kokzidien, Flagellaten, Ziliaten, Nematoden, Trematoden, Zestoden

- 1 negativ
- 2 geringgradig
- 3 mittelgradig
- 4 hochgradig

Nematodenart

- 1 obB
- 2 Oxyuriden
- 3 Askariden
- 4 Strongyloiden
- 5 Spirurida
- 6 Heterakiden
- 7 Filarien

Anhang A10 (Ergebnisse der histopathologischen Untersuchungen (R.=*Rhamppholeon*))

Tier-Nr.	Art	Geschlecht	Alter	Herkunft	Histo-Patho	Kokzidien	Nematoden	Nema-Art	Zestoden	Trematoden	Flagellaten
1	<i>Ch. rudis</i>	1	1	2	3,4,5,6	1	3	4	1	1	3
2	<i>Ch. melleri</i>	2	1	1	8	1	1	1	1	1	1
3	<i>F. pardalis</i>	1	1	2	3	3	1	1	1	1	1
4	<i>Ch. calyptratus</i>	2	1	2	8	1	1	1	1	1	1
5	<i>Ch. calyptratus</i>	1	2	2	7	1	1	1	1	1	1
6	<i>Ch. calyptratus</i>	2	2	2	8	1	1	1	1	1	1
7	<i>Ch. wernerii</i>	1	2	1	3	1	4	3	1	1	1
8	<i>B. fisheri</i>	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1
9	<i>Ch. melleri</i>	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1
10	<i>Ch. melleri</i>	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1
11	<i>Ch. dilepis</i>	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1
12	<i>Ch. calyptratus</i>	1	2	2	8	1	1	1	1	1	1
13	<i>Ch. melleri</i>	1	2	1	3	2	3	3	1	1	1
14	<i>Ch. hoehnelii</i>	1	2	1	3,5,6	1	1	1	1	3	1
15	<i>B. fisheri</i>	1	2	1	3	2	1	1	1	1	1

Anhang A10 (Ergebnisse der histopathologischen Untersuchungen (R.=*Rhampholeon*))

Tier.-Nr.	Art	Geschlecht	Alter	Herkunft	Histo-Patho	Kokzidien	Nematoden	Nema-Art	Zestoden	Trematoden	Flagellaten
16	<i>B. fisheri</i>	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1
17	<i>Ch. gracilis</i>	1	2	1	3	4	1	1	1	1	1
18	<i>Ch. bitaeniatus</i>	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1
19	<i>Ch. gracilis</i>	1	2	1	8	1	1	1	1	1	1
20	<i>Ch. rudis</i>	1	2	1	2	1	1	1	1	1	1
21	<i>Ch. melleri</i>	1	2	1	7	1	1	1	1	1	1
22	<i>Ch. rudis</i>	1	1	2	3	1	1	1	1	1	4
23	<i>Ch. rudis</i>	1	2	2	8	1	1	1	1	1	1
24	<i>Ch. dilepis</i>	2	2	1	3,5,9	1	1	1	1	2	4
25	<i>Ch. cristatus</i>	1	2	2	7	1	1	1	1	1	1
26	<i>F. verrucosus</i>	1	2	1	2	1	1	1	1	1	1
27	<i>Ch. melleri</i>	1	2	1	2	1	1	1	1	1	1
28	<i>Ch. melleri</i>	1	2	1	3,5,6	1	4	2,4	1	1	1
29	<i>Ch. rudis</i>	2	1	2	8	1	1	1	1	1	1
30	<i>Ch. melleri</i>	2	2	1	3,5,6	1	1	1	1	4	1

Anhang A10 (Ergebnisse der histopathologischen Untersuchungen (R.=*Rhamppholeon*))

Tier.-Nr.	Art	Geschlecht	Alter	Herkunft	Histo-Patho	Kokzidien	Nemafoden	Nema-Art	Zestoden	Trematoden	Flagellaten
31	<i>Ch. melleri</i>	2	2	1	3,4,5	1	1	1	4	3	1
32	<i>Ch. calyptratus</i>	2	2	2	8	1	2	2	1	1	1
33	<i>Ch. jacksonii</i>	1	2	1	2	1	1	1	1	1	1
34	<i>F. oustaleti</i>	2	2	1	3,4,5	1	4	2	4	1	1
35	<i>Ch. calyptratus</i>	2	2	2	3,4	1	3	7	1	1	3
36	<i>F. verrucosus</i>	2	2	1	3	1	4	2	1	1	1
37	<i>Ch. bitaeniatus</i>	2	2	1	8	1	1	1	1	1	1
38	<i>R. brevicaudatus</i>	1	1	2	3,5,6	3	1	1	1	1	3
39	<i>Furcifer pardalis</i>	2	2	2	3,5	3	1	1	1	1	1
40	<i>Ch. calyptratus</i>	1	2	2	3,6	4	1	1	1	1	1
41	<i>Ch. calyptratus</i>	1	2	2	3,0	1	1	1	1	1	4
42	<i>Ch. melleri</i>	1	2	1	8	1	1	1	1	1	1
43	<i>Ch. melleri</i>	1	2	2	7	1	1	1	1	1	1
44	<i>Ch. calyptratus</i>	1	2	2	8	1	1	1	1	1	1
45	<i>Ch. dilepis</i>	1	2	1	3,5,6	4	1	1	1	1	1

Anhang A10 (Ergebnisse der histopathologischen Untersuchungen (R.=*Rhampholeon*))

Tier.-Nr.	Art	Geschlecht	Alter	Herkunft	Histo-Patho	Kokzidien	Nema-toden	Nema-Art	Zestoden	Trema-toden	Flagellaten
46	<i>Ch. melleri</i>	1	2	1	2	1	1	1	1	1	1
47	<i>Ch. melleri</i>	2	2	1	3,9	1	1	1	4	1	1
48	<i>Ch. dilepis</i>	2	2	1	3,5	4	1	1	1	1	4
49	<i>F. verrucosus</i>	1	2	1	2	1	1	1	1	1	1
50	<i>Ch. melleri</i>	2	1	1	2	1	1	1	1	1	1
51	<i>F. verrucosus</i>	2	2	1	1	1	3	3	4	1	1
52	<i>Ch. melleri</i>	2	2	1	1	1	3	3	1	1	1
53	<i>Ch. calyptratus</i>	1	1	2	8	1	1	1	1	1	1
54	<i>Ch. calyptratus</i>	2	2	2	8	1	1	1	1	1	1
55	<i>Ch. melleri</i>	2	2	1	3,4	1	2	3	4	1	1
56	<i>Ch. melleri</i>	2	2	1	3,4	1	4	2	1	1	1
57	<i>Ch. melleri</i>	1	2	1	3	2	3	4,7	1	1	1
58	<i>Ch. melleri</i>	2	2	1	3,4	1	4	3	4	1	1
59	<i>Ch. bitaeniatus</i>	1	2	1	1	3	1	1	1	1	1
60	<i>Ch. melleri</i>	1	2	1	1	1	2	4,7	1	1	1

Anhang A10 (Ergebnisse der histopathologischen Untersuchungen (R.=*Rhamppholeon*))

Tier-Nr.	Art	Geschlecht	Alter	Herkunft	Histo-Patho	Kokzidien	Nematoden	Nema-Art	Zestoden	Trematoden	Flagellaten
61	<i>Ch. dilepis</i>	1	2	1	8	1	1	1	1	1	1
62	<i>Ch. melleri</i>	2	2	1	8	1	1	1	1	1	4
63	<i>F. pardalis</i>	1	1	2	3	4	1	1	1	1	1
64	<i>F. minor</i>	2	2	2	3,5,6	1	1	1	1	1	4
65	<i>F. pardalis</i>	2	2	2	7	1	1	1	1	1	1
66	<i>Ch. melleri</i>	1	2	1	8	1	1	1	1	1	1
67	<i>R. brevicaudatus</i>	1	1	2	3,5,6	4	1	1	1	1	1
68	<i>F. pardalis</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
69	<i>Ch. dilepis</i>	2	2	1	3	1	4	2	1	1	1
70	<i>F. verrucosus</i>	1	2	1	3,4,5	1	4	3,5,6	1	4	4
71	<i>F. verrucosus</i>	2	2	1	3,4,5,6	1	1	1	1	4	1
72	<i>F. pardalis</i>	1	2	1	5,6,0	1	4	3,6	1	1	1
73	<i>F. pardalis</i>	2	2	1	5,6	1	1	1	1	4	1
74	<i>F. pardalis</i>	1	2	1	5,6,0	1	4	3,6	1	1	1
75	<i>Ch. dilepis</i>	1	2	1	3,0	1	4	4	1	1	1

Legende zu Anhang A10:

Histopathologische Veränderungen

- 1 Autolyse
- 2 unbekannt (Kreislaufzusammenbruch)
- 3 Enteritis (hämorrhagisch/katharrhalisch/diphtheroid)
- 4 Lungenveränderungen (Pneumonie)
- 5 Hepatitis/ Hepatose (Leberveränderungen)
- 6 Nephritis/Nephrose (Nierenveränderungen)
- 7 Stoffwechselstörungen/organische Erkrankungen(Nierenerkr.)
- 8 bakteriell/ mykotisch bedingte Erkrankungen
- 9 unspez.: Exsikkose, Kachexie
- 0 Hautveränderungen

Geschlecht

- 1 männlich
- 2 weiblich

Alter

- 1 juvenil
- 2 adult

Herkunft

- 1 WF
- 2 NZ

Nematoden

- 1 kein Befall
- 2 Askariden
- 3 Heterakiden
- 4 Strongyloiden
- 5 *Rhabdias* sp.
- 6 Filarien
- 7 Oxyuriden

Befallsintensität: Kokzidien, Flagellaten, Ziliaten, Nematoden, Trematoden, Zestoden

- 1 negativ
- 2 geringgradig
- 3 mittelgradig
- 4 hochgradig

Anhang

Anhang A11: Befall koproskopisch untersuchter Chamäleons unter dem Aspekt der Herkunft und des Geschlechts

	befallen	Kein Befall	Gesamt
♀ WF	(n=8) 50,0%	n=8 50,0%	n=16 7,5%
NZ	n=35 38,5%	(n=31) 61,5%	(n=66) 31,1%
♂ WF	(n=18) 56,3%	(n=14) 43,7%	n=32 15,1%
NZ	(n=56) 61,5%	(n=42) 38,5%	(n=98) 46,2%
Gesamt	(n=117) 55,2%	(n=95) 45,8%	n=212 100,0%

Anhang A12: Ausscheidungsintensität von Kokzidien unter Berücksichtigung des Alters

Alter		Ausscheidungsintensität				
		keine	gering	mittel	hoch	gesamt
juvenil	Anzahl	60	6	12	5	83
	% von Alter	72,3	7,2	14,5	6,0	100,0
adult	Anzahl	106	7	6	10	129
	% von Alter	82,2	5,4	4,7	7,8	100,0
gesamt	Anzahl	166	13	18	15	212
	% von Alter	78,3	6,1	8,5	7,1	100,0

Anhang A13: Ausscheidungsintensität der Nachzuchten (NZ) und Wildfänge (WF) mit Kokzidien

Herkunft		Kokzidien				
		Ausscheidungsintensität				
		negativ	gering	mittel	hoch	gesamt
WF	Anzahl	42	3	2	1	48
	% von Herkunft	87,5	6,3	4,2	2,1	100,0
NZ	Anzahl	124	10	16	14	164
	% von Herkunft	75,6	6,1	9,8	8,5	100,0
gesamt	Anzahl	166	13	18	15	212
	% von Herkunft	78,3	6,1	8,5	7,1	100,0

Anhang

Anhang A14: Vorgefundene Kokzidiengattungen bei verschiedenen Chamäleonarten (B.: *Bradypodion*, Ch.: *Chamaeleo*, F.: *Furcifer*, R.: *Rhampholeon*)

Wirt	Kokzidien				gesamt
	<i>Isospora</i>	<i>Eimeria</i>	<i>Choleoeimeria</i>	<i>I/Ce</i>	
<i>B. fischeri</i>	n=0	n=3	n=0	n=0	n=3
% von Chamäleonart	0,0	100,0	0,0	0,0	100,0
% von Kokzidien	0,0	100,0	0,0	0,0	6,5
<i>Ch. calyptratus</i>	n=25	n=0	n=1	n=0	n=26
% von Chamäleonart	96,2	0,0	3,8	0,0	100,0
% von Kokzidien	69,4	0,0	16,7	0,0	56,5
<i>Ch. hoehnelii</i>	n=1	n=0	n=1	n=0	n=2
% von Chamäleonart	50,0	0,0	50,0	0,0	100,0
% von Kokzidien	2,8	0,0	16,7	0,0	4,3
<i>Ch. melleri</i>	n=2	n=0	n=0	n=0	n=2
% von Chamäleonart	100,0	0,0	0,0	0,0	100,0
% von Kokzidien	5,6	0,0	0,0	0,0	4,3
<i>F. pardalis</i>	n=8	n=0	n=2	n=1	n=11
% von Chamäleonart	72,7	0,0	18,2	9,1	100,0
% von Kokzidien	22,2	0,0	33,3	100,0	23,9
<i>R. brevicaudatus</i>	n=0	n=0	n=2	n=0	n=2
% von Chamäleonart	0,0	0,0	100,0	0,0	100,0
% von Kokzidien	0,0	0,0	33,3	0,0	4,3
gesamt	n=36	n=3	n=6	n=1	n=46
% von Chamäleonart	78,3	6,5	13,0	2,2	100,0
% von Kokzidien	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0

Anhang A15: Koproskopisch diagnostizierte Flagellatengattungen und ihre ermittelten Wirte (NZ: Nachzucht; WF: Wildfang)

Gattung	Wirt(e)	Prävalenz	
		%	n
<i>Leptomonas</i> spp.	<i>B. fischeri</i> (NZ), <i>Ch. calyptratus</i> (NZ), <i>Ch. melleri</i> (WF/NZ), <i>F. pardalis</i> (NZ)	76,9	10
<i>Trichomonas</i> spp.	<i>Ch. calyptratus</i> (NZ), <i>F. pardalis</i> (NZ)	23,1	3

Anhang

Anhang A16: auftretende Symptomatik bei Auftreten verschiedener Befallsintensitäten von Flagellaten
(GIT: gastrointestinale, respi.: respiratorische, unspesz.: unspezifische)

Symptome	Ausscheidungsintensität			gesamt
	negativ	mittelgradig	hochgradig	
GIT n	17	0	2	19
% der Erkr.	89,5	0,0	10,5	100,0
respi. n	1	0	0	1
% der Erkr.	100,0	0,0	0,0	100,0
unspesz. n	37	1	2	40
% der Erkr.	92,5	2,5	5,0	100,0
verstorben n	3	0	3	6
% der Erkr.	50,0	0,0	50,0	100,0

Anhang A17: Symptomatik bei Auftreten von verschiedenen Befallsintensitäten von Nematoden
(GIT=gastrointestinale, respi.= respiratorische, unspesz.=unspezifische, OD= osteodystrophe)

Symptome	Ausscheidungsintensität				gesamt
	negativ	geringgradig	mittelgradig	hochgradig	
GIT n	9	3	5	2	19
% der Erkr.	47,4	15,8	26,3	10,5	100,0
respi. n	0	0	0	1	1
% der Erkr.	0,0	0,0	0,0	100,0	100,0
unspesz. n	20	1	8	11	40
% der Erkr.	50,0	2,5	20,0	27,5	100,0
verstorben n	6	0	0	0	6
% der Erkr.	100,0	0,0	0,0	0,0	100,0
OD	0	0	1	0	1
% der Erkr.	0,0	0,0	100,0	0,0	100,0
Stomatitis	1	0	0	0	1
% der Erkr.	100,0	0,0	0,0	0,0	100,0
Erde schießen	1	0,0	0,0	0,0	1
% der Erkr.	100,0	0,0	0,0	0,0	1
Dystokie	0	0	0	2	2
% der Erkr.	0,0	0,0	0,0	100,0	100,0
GIT/respi.	0	0	0	1	1
% der Erkr.	0,0	0,0	0,0	100,0	100,0
GIT/unsp.	0	0	1	0	1
% der erkr.	0,0	0,0	100,0	0,0	100,0
Respi./unspesz.	0	0	1	0	1
% der Erkr.	0,0	0,0	100,0	0,0	100,0

Anhang A18: Durchführung der **Hämatoxylin- Eosin- Färbung**

1. Entparaffinieren und Rehydrieren mittels absteigender Alkoholreihe

Xylol 1	10 min.
Xylol 2	10 min.
Ethanol 100%	1 min.
Ethanol 1 96%	1 min.
Ethanol 2 96%	1 min.
Ethanol 70%	1 min.
2. Spülen in Aqua dest. 2 min.
3. Färben mit Hämalaun 10 min.
4. Wässern in Leitungswasser 10 min.
5. Färben mit Eosin 3 min.
6. Spülen in Aqua dest. 2 min.
7. Dehydrieren mittels aufsteigender Alkoholreihe

Ethanol 70%	1 min.
Ethanol 1 96%	1 min.
Ethanol 2 96%	1 min.
Ethanol 1 100%	1 min.
Ethanol 2 100%	1 min.
Xylol 1	1 min.
Xylol 2	1 min.

8. Eindeckeln der Schnitte mittels Histokitt

Anhang A19: Durchführung der **May-Grünwald (MGG)/ Giemsa- Färbung**

1. Entparaffinieren und rehydrieren (siehe HE-Färbung)
2. Färben mit verdünnter MGG-Färbelösung bei 40°C für 20 min.
3. Objektträger mit frisch verdünnter Giemsa-Lösung überschichten für 30 min.
4. Differenzieren in angesäuertem Wasser (100ml Aqua dest. + 3 Tropfen 25% Eisessig)
5. Abspülen mit Aqua dest.
6. Trockentupfen mit Papier
7. Entwässern

Aceton/ Xylol 95%/ 5%	2 min.
Aceton/ Xylol 70%/ 30%	2 min.
Aceton/ Xylol 30%/ 70%	2 min.
Xylol 1	2 min.
Xylol 2	2 min.

8. Eindeckeln mit Histokitt

Anhang

Anhang A20: Fragebogen der Einsender von Kotproben

Fragebogen Chamäleons				
Einsender:				
Telefonnummer:				
Chamäleonart:				
Herkunft:	WF	NZ		
Alter:				
Geschlecht:	♂	♀		
Futter:				
Haltung:				
Kotkonsistenz:	fest	breiig-weich	wässrig	sonstiges
Symptome (Durchfall, Erbrechen, Apathie, Abmagerung..):				
Vorbehandlungen gegen Parasiten	nein	ja	Wenn ja, womit?	

Anhang

Anhang A21: Fragebogen zu Sektionstieren

Fragebogen verstorbene Chamäleons				
Einsender:				
Telefonnummer:				
Chamäleonart:				
Herkunft:	WF	NZ		
Alter:				
Geschlecht:	♂	♀		
Futter:				
Haltung:				
Kotkonsistenz:	fest	breiig-weich	wässrig	sonstiges
zuvor beobachtete Symptome (Durchfall, Erbrechen, Apathie, Abmagerung..):				
Vorbehandlungen gegen Parasiten	nein	ja	Wenn ja, womit?	

Anhang

Anhang A22: Sektionsprotokoll

Sektionsprotokoll			
Befundnummer		Geschlecht	Alter
Chamäleonart			
Körperlänge		Herkunft	
Körpermasse			
Allgemeinzustand			
Ernährungszustand			
Haut		Fettkörper	
Maulhöhle			Parasitologie
Ösophagus			
Kloake			
Augen			
Nasenöffnung			
Skelett-/muskulatur			
Herz			
Gefäßsystem			
Milz			
Trachea			
Lunge			
Magen			
Darm			
Leber			
Gallenblase			
Pankreas			
Nieren			
Gonaden			
Hemipenes			
ZNS			

12 Danksagung

Herrn Prof. Dr. Dauschies danke ich herzlich für das Ermöglichen des Verfassens dieser Arbeit und seine vielseitige Unterstützung sowie seine hilfreichen Kommentare.

Herrn Dr. Mutschmann danke ich für den anregenden Gedankenaustausch sowie die lehrreiche Zeit in seinem Labor und die vielen Inspirationen.

Mein Dank gilt ferner Herrn PHD Modry und Koudela für die wissenschaftliche Unterstützung.

Meinem geliebten Verlobten Thomas Nessler und meinem lieben Freund Ronny Studzinski, die mich mit ihrer unendlichen Geduld unterstützten, möchte ich besonders für ihre Hilfe bei der Lösung von computertechnischen Problemen danken.

Besonderer Dank gilt den vielen Einsendern und Importeuren für das zur Verfügung stellen von Untersuchungsmaterial, ohne welches diese Arbeit nie möglich gewesen wäre.

Meiner Familie, insbesondere meiner Mutter, danke ich für ihren Anreiz, einfach durchzuhalten, auch wenn es nicht immer leicht ist.

Nicht zuletzt danke ich meinen Freunden, die mich tatkräftig mit ihrer Motivation unterstützt haben und bis zum Schluß nicht den Glauben an mich verloren haben.

