

Untersuchungen zum Blutparasitenstatus importierter Reptilien

von Ursula Monika Halla

Inaugural-Dissertation zur Erlangung der Doktorwürde

der Tierärztlichen Fakultät

der Ludwig-Maximilians-Universität München

**Untersuchungen zum Blutparasitenstatus importierter
Reptilien**

von Ursula Monika Halla

aus Dachau

München 2015

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

Lehrstuhl für Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Zierfische

Arbeit angefertigt unter der Leitung von
Univ.-Prof. Dr. med. vet. Rüdiger Korb

Mitbetreuung durch: PD Dr. med. vet. Monika Rinder

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

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Joachim Braun

Berichterstatter: Univ.-Prof. Dr. Rüdiger Korbel

Korefferent: Univ.-Prof. Dr. Katrin Hartmann

Tag der Promotion: 18. Juli 2015

Meinem Vater gewidmet

INHALTSVERZEICHNIS

I. EINLEITUNG UND PROBLEMSTELLUNG	1
II. LITERATURÜBERSICHT	3
1. Bei Reptilien vorkommende Blutparasiten.....	3
1.1. Taxonomische Einordnung	3
1.2. Merkmale und Biologie	6
1.3. Pathogenität	15
1.4. Behandlungsmöglichkeiten	19
2. Untersuchte Reptilienspezies.....	22
2.2. Echsen	22
2.2.1. Agamidae aus Afrika.....	22
2.2.2. Agamidae aus Asien.....	24
2.2.3. Chameleonidae aus Afrika.....	25
2.2.4. <i>Gekko gecko</i> (LINNAEUS, 1758) (Geckonidae).....	27
2.2.5. <i>Tiliqua gigas</i> (SCHNEIDER, 1801) (Skinkidae).....	27
2.2.6. <i>Iguana iguana</i> (LINNAEUS, 1758) (Iguanidae)	28
2.3. Schlangen.....	28
2.3.1. <i>Corallus caninus</i> (LINNAEUS, 1758) (Boidae)	28
2.3.2. <i>Python regius</i> (SHAW, 1802) (Boidae).....	29
2.4. Schildkröten.....	29
2.4.1. <i>Chelonoidis (Geochelone) carbonaria</i> (SPIX, 1824) (Testudinidae)	29
2.4.2. <i>Pelusios castaneus</i> (SCHWEIGGER, 1812) (Pelomedusidae)	30
III. VERÖFFENTLICHUNG.....	31
IV. MATERIAL UND METHODEN VON WEITERFÜHRENDEN UNTERSUCHUNGEN	56
1. Einbezogene Tiere.....	56
2. Blutuntersuchung.....	59
3. Statistische Auswertungen.....	59
V. ERGEBNISSE VON WEITERFÜHRENDEN UNTERSUCHUNGEN	61
1. Zusammenhänge zwischen Befall und verschiedenen möglichen Einflussfaktoren....	61
1.1. Vergleich Befall - Zuchtform.....	64
1.2. Vergleich Befall - Lebensweise	65
1.3. Vergleich Befall - klinische Auffälligkeiten	65
1.4. Vergleich Befall - Alter	66
1.5. Vergleich Befall mit Blutparasiten - Ektoparasitenfunde	66
2. Verteilung der extrazellulären Parasiten im Ausstrich	67

VI. DISKUSSION.....	70
1. Stellenwert von Blutparasiten bei Reptilien	70
2. Zusammenhänge zwischen Befall und verschiedenen möglichen Einflussfaktoren....	70
2.1. Vergleich Befall - Zuchtform.....	71
2.2. Vergleich Befall - Lebensweise	72
2.3. Vergleich Befall - klinische Auffälligkeiten	73
2.4. Vergleich Befall - Alter	74
2.5. Vergleich Befall - Ektoparasitenfunde	75
3. Verteilung der extrazellulären Parasiten im Ausstrich	75
4. Epidemiologische Aspekte.....	76
4.1. Hämogregarinen.....	76
4.2. <i>Schellackia</i>	79
4.3. Plasmodien.....	80
4.4. Piroplasmen.....	81
4.5. <i>Trypanosoma</i>	81
4.6. Filarien.....	82
5. Empfehlungen für den Handel mit Reptilien	83
5.1. Handelsempfehlungen für Zuchtformen	83
5.2. Handelsempfehlungen bezüglich klinisch auffälliger Tiere	84
5.3. Empfehlungen zum Alter der gehandelten Tiere	85
5.4. Empfehlungen zur Ektoparasitenkontrolle bei gehandelten Tieren.....	86
5.5. Allgemeine Handelsempfehlungen	88
VII. ZUSAMMENFASSUNG	90
VIII. SUMMARY.....	92
IX. LITERATURVERZEICHNIS	94
X. ANHANG	109
Anhang I: Ergebnistabelle	109
Anhang II: Bilder	138
Anhang III: Abbildungsverzeichnis	152
Anhang IV: Tabellenverzeichnis.....	153
Anhang V: Danksagung	154

Abkürzungsverzeichnis

A.	<i>Agama</i>
Abb.	Abbildung
Ac.	<i>Acanthocercus</i>
As.	<i>Acanthosaura</i>
bzw.	beziehungsweise
C.	<i>Corallus</i>
ca.	circa
cf.	confer, lat. = vergleiche/ähnlich mit
Ch.	<i>Chelonoidis</i>
Cham.	<i>Chamaeleo</i>
CITES	Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora
cm	Zentimeter
d	Tag/e
DNS	Desoxyribonukleinsäure
et al.	et alii, lat = und andere
exp.	exponenziert
EZ	Ernährungszustand
F.	<i>Furcifer</i>
g	Gramm
G.	<i>Gecko</i>
h	Stunde/n
I.	<i>Iguana</i>
K.	<i>Kinyongia</i>
kg	Kilogramm
klin.	klinisch
KM	Körpermasse
µm	Mikrometer
mg	Milligramm
p	Signifikanz
P.	<i>Python</i>
p.o.	per os
Pe.	<i>Pelusios</i>
pers.	persönlich
Ph.	<i>Physignathus</i>
S.	<i>Sceloporus</i>
SID	single injection daily = einmalige Injektion täglich
sp./spp.	Spezies
T.	<i>Trypanosoma</i>
Ti.	<i>Tiliqua</i>
X.	<i>Xenagama</i>
z. B.	zum Beispiel

I. EINLEITUNG UND PROBLEMSTELLUNG

Die Reptilienhaltung erfreut sich in den letzten Jahren steigender Beliebtheit, mit einer Zunahme der Zahlen auch im internationalen Handel. Hierzulande sind die meisten in Gefangenschaft gehaltenen Arten wie Griechische Landschildkröten und Streifenköpfige Bartagamen als deutsche Nachzuchten im Handel erhältlich. In Zoofachgeschäften und auf Börsen finden sich aber viele exotische Reptilien, die als Farmzucht, geranntes Tier oder Wildfang aus den Herkunftsländern nach Europa und Deutschland importiert werden. Welchen Stellenwert dieser Handel mit lebenden Reptilien hat, zeigen die Zahlen von der „United Nations Commodity Trade Statistics Database“ (UN_COMTRADE). So betrug der weltweite Handelswert für Importe von lebenden Reptilien im Jahre 2011 40 Millionen US-\$. Davon wurden rund 1,7 Millionen lebende Reptilien für rund 9 Millionen US-\$ nach Europa und 4 Millionen US-\$ in die Vereinigten Staaten von Amerika eingeführt. In Europa ist Deutschland mit 2,6 Millionen US-\$ auf Platz eins zu finden, gefolgt von Großbritannien mit 2,4 Millionen US-\$.

Mit dem grenzüberschreitenden Handel von lebenden Tieren geht eine große Gefahr der Verschleppung von Pathogenen einher, die ein Risiko für die Gesundheit von in Menschenobhut gehaltenen Tieren, aber auch von Wildtieren und des Menschen selbst darstellen und damit auch wirtschaftliche Bedeutung erlangen können. Um diese Ausbreitung von Krankheitserregern mit dem Tierhandel zu verhindern, ist es wichtig Untersuchungen und eventuelle Behandlungen der auszuführenden Tiere vorzunehmen und die Einhaltung von besonderen Hygienevorschriften zu kontrollieren.

Grundlegende Studien über das Vorhandensein und die Häufigkeit von Pathogenen in Tierlieferungen sind notwendig, damit herausgefunden wird, welche Tierarten aus welchen Ländern hauptsächlich befallen sind. Darauf müssen dann spezielle Untersuchungen zur Ausbreitungsgefahr im Bestimmungsland, Infektionsverlauf im Wirt und Behandlungs-/Kontrollmöglichkeit der Erreger folgen.

Bezüglich des Reptilienhandels liegen Studien über die Einschleppung von Ektoparasiten mit möglichen Vektorfunktionen nach Großbritannien und Polen vor (PIETZSCH et al., 2006; NOWAK, 2010). Auch der Befall mit Darmparasiten wurde an einer Vielzahl nach Slowenien importierter Reptilienarten erforscht (RATAJ et al., 2011).

In den vorliegenden Untersuchungen sollte erfasst werden, welche Blutparasiten mit Reptilienimporten nach Deutschland eingeführt werden. Zudem sollten die damit in Zusammenhang stehenden Risiken für eine Endemisierung der Parasiten in Deutschland diskutiert und ein möglicher Einfluss des Alters, der Lebensform, der Zuchtform, des Befalls mit Ektoparasiten und des Vorhandenseins klinischer Auffälligkeiten auf den Befall mit Hämoparasiten untersucht werden.

Diese Studie soll somit einen Beitrag dazu leisten, die Bedeutung von Blutparasiteninfektionen bei Importreptilien aufzuzeigen und daraus resultierende Gefahren darzustellen.

II. LITERATURÜBERSICHT

1. Bei Reptilien vorkommende Blutparasiten

1.1. Taxonomische Einordnung

Bei der Identifikation der Parasiten werden morphologische Merkmale (Aussehen, Abmessungen) der verschiedenen Entwicklungsstadien sowohl im End- als auch im Zwischenwirt, biologische Kriterien (Zyklusablauf, Vektoren) und heutzutage auch genotypische Merkmale wie zum Beispiel Analysen von Genomfragmenten herangezogen.

Die Einbeziehung molekularbiologischer Techniken hat in den letzten Jahren insbesondere bei einzelligen Parasiten, bei denen wegen der geringen Größe nur wenige morphologische Merkmale lichtmikroskopisch differenziert werden können, zu vielen Änderungen der taxonomischen Einordnung geführt, und auch aktuell ist die Systematik der Blutparasiten einem Wandel unterworfen. Da die Systematik der Parasiten, vor allem bei den über dem Artniveau liegenden Taxa, nicht Gegenstand der vorliegenden Arbeit ist, wurde entschieden, der Systematik nach TENTER und SCHNIEDER (2006) zu folgen. Dabei werden die bei Reptilien relevanten Blutparasiten, wie in der nachfolgenden Zusammenstellung eingeordnet.

Protozoa

Stamm: Alveolata

Unterstamm: Apicomplexa/Sporozoa

Klasse: Coccidea

Unterklasse: Eucoccidia

Ordnung: Adeleida

Familie: Haemogregarinidae

Gattung: *Haemogregarina*

Familie: Karyolysidae

Gattung: *Karyolysus*

Gattung: *Hemolivia*

Familie: Hepatozoidae

Gattung: *Hepatozoon*

Ordnung: Eimeriida

Familie: Lankesterellidae

Gattung: *Schellackia* = *Lainsonia*

Klasse: Haematozoa

Ordnung: Haemosporida

Familie: Plasmodiidae

Gattung: *Plasmodium*

Gattung: *Haemoproteus* = *Haemamoeba*

Gattung: *Leucocytozoon*/*Saurozytozoon*

Ordnung: Piroplasmida

Familie: Babesiidae

Familie: Haemohormidiidae

Gattung: *Haemohormidium*

Gattung: *Sauroplasma*

Gattung: *Serpentoplasma*

Familie: Theileriidae

Gattung: *Theileria*

Stamm: Euglenozoa

Klasse: Kinetoplastea

Ordnung: Trypanosomatida

Familie: Trypanosomatidae

Gattung: *Trypanosoma*

Gattung: *Leishmania*

Metazoa

Stamm: Nematoda

 Klasse: Chromadorea

 Ordnung: Spirurida (Rollschwänze)

 Superfamilie: Diplotriaenoidea

 Familie: Oswaldofilariidae

 Gattung: *Oswaldofilaria*

 Gattung: *Befilaria*

 Gattung: *Piratuboides*

 Gattung: *Solafilaria*

 Gattung: *Gonofilaria*

 Gattung: *Piratuba*

 Gattung: *Conspiculum*

 Superfamilie: Filarioidea

 Familie: Onchocercidae

 Subfamilie: Onchocercinae

 Gattung: *Macdonaldius*

 Subfamilie: Dirofilariinae

 Gattung: *Foleyella*

 Subfamilie: Lemdaninae

 Gattung: *Saurositus*

 Subfamilie: Splendidofilariinae

 Gattung: *Madathamugadia*,

 Gattung: *Thamugadia*

 Gattung: *Pseudothamugadia*

1.2. Merkmale und Biologie

1.2.1 Apikomplexa

Zu den Apikomplexa zählen sowohl Kokzidien der Ordnung Adeleida mit den Familien Haemogregarinidae, Hepatozoidae und Karyolysidae, als auch der Ordnung Eimeriida mit der Familie der Lankesterellidae. Der in der Elektronenmikroskopie detailliert darstellbare Apikalkomplex, der namensgebend für alle Apikomplexa ist, lässt sich mittels Lichtmikroskop als etwas dunkler gefärbtes Vorderende erkennen (SCHOLTYSECK, 1979). Der Apikalkomplex, der die Identifikation der Wirtszelle und die Penetration in sie ermöglicht, besteht aus einer helikalen- und einer ringförmigen Mikrotubulstruktur und zwei flaschenförmigen Sekretionsorganellen, den Rhoptrien (HAUSMANN und HÜLSMANN, 1996).

1.2.1.1 Coccidea

Typisch für Kokzidien, auch für die Hämokokzidien ist der aus Merogonie (ungeschlechtliche Vermehrung, bei der Merozoiten entstehen), Gamogonie (sexuelle Entwicklungsphase, Bildung von Gameten, Befruchtungsvorgang resultiert in unsporlierten Oozysten) und Sporogonie (ungeschlechtliche Vermehrung, Bildung von Sporozoiten) bestehende Entwicklungszyklus (HIEPE, 1983; ECKERT et al., 2008).

Hämogregarinen:

Allein anhand der Morphologie der Blutstadien lassen sich die Familien Haemogregarinidae, Karyolysidae und Hepatozoidae nur schwer voneinander unterscheiden. Daher werden sie im Allgemeinen unter der Bezeichnung Hämogregarinen zusammengefasst (CAMPBELL, 2006). Mit Hilfe von phylogenetischen Analysen basierend auf phänotypischen Merkmalen wurden aber alle bei Schildkröten vorkommenden Hämogregarinen der Familie Haemogregarinidae und die bei Echsen, Krokodilen und Schlangen vorkommenden Hämogregarinen der Familie Hepatozoidae zugeordnet (SIDALL, 1995).

Haemogregarinidae:

Bei der sich heteroxen entwickelnden Gattung *Haemogregarina* (Familie: Haemogregarinidae) bilden sich die Vorstufen von Geschlechtsformen (Gamonten) in roten Blutzellen des Vertebraten-Wirts. Die Bildung von Gameten und die Befruchtung finden in Invertebraten, häufig in Blutegeln statt, die damit die funktionellen Endwirte der Parasiten darstellen. An die Befruchtung und Oozystenbildung schließt sich eine Sporogonie an, bei der sich in der Oozyste direkt, ohne vorherige Sporozystenbildung, Sporozoiten entwickeln

(LEVINE, 1988). Bei der folgenden ungeschlechtlichen Vermehrung in Form einer Merogonie werden zunächst Meronten und dann Merozoiten gebildet, die schließlich auf Reptilien (z. B. Wasserschildkröten) übertragen werden. In den Reptilien entwickeln sich präerythrozytäre Meronten in verschiedenen Organen wie Lunge, Leber und Milz. Eine weitere Merozoitengeneration befällt rote Blutzellen und es entstehen erythrozytäre Meronten. Erneut gebildete Merozoiten können weitere Erythrozyten infizieren und sich zu Gamonten entwickeln (TELFORD, 2009).

Da sich die Merozoiten und Gamonten nur schwer lichtmikroskopisch voneinander unterscheiden lassen, werden beide als erythrozytäres Stadium bezeichnet (LEVINE, 1988). Dieses ist länglich und dadurch charakterisiert, dass es sich meist u-förmig, mit zwei gleichlangen, eng aneinander liegenden Ästen, seitlich des Wirtszellkerns positioniert. Der Kern dieses Stadiums ist prominent und dicht gefärbt (Abbildung A 23). Es wird kein Pigment gebildet, aber Chromatingranula können auftreten. Innerhalb der Gattung *Haemogregarina* lässt sich anhand dieser Blutformen keine Artbestimmung durchführen (WOZNIAK et al., 1994). Dazu sind Beschreibungen weiterer Entwicklungsstadien im Vektor, elektronenmikroskopische Untersuchungen oder DNA-Vergleiche notwendig.

Karyolysidae:

Auch Vertreter der Gattung *Karyolysus* (Familie: Karyolysidae) haben einen obligat zweiwirtigen Entwicklungszyklus, bei dem die im Zwischenwirt (Eidechsen der Gattung *Podarcis* und *Lacerta*) intraerythrozytär gebildeten Gamonten auf den Endwirt (hier vor allem blutsaugende Milben der Art *Sauronyssus saurorum*) übertragen werden. Dort finden die Befruchtung und die Bildung von beweglichen Sporoblasten (Sporokineten) statt. Diese dringen in Milbeneier ein, in denen Sporozoiten entstehen, die somit transovarial auf die nächste Milbengeneration übertragen werden. Bei oraler Aufnahme von Milben und deren Verdauung werden Sporozoiten freigesetzt, die Endothelzellen innerer Organe, wie Leber, Lunge, Herz und Milz befallen. Nachfolgend entstehen Meronten und Merozoiten. Es finden mehrere Schizontengenerationen in Endothelzellen statt, bevor junge Gamonten letztlich rote Blutkörperchen befallen, wodurch der Entwicklungszyklus geschlossen wird (E. REICHENOW, 1919). Namensbezeichnend verursachen intrazelluläre Stadien der Karyolysidae eine hochgradige Deformierung der Wirtszelle und eine Lyse ihres Kerns (TELFORD, 2009).

Die Gattung *Hemolivia* (Familie: Karyolysidae) unterscheidet sich von *Karyolysus* dadurch, dass keine transovariale Übertragung in den Endwirten, hier vor allem Zecken (SMALLRIDGE und BULL, 1999), stattfindet und sowohl Gamonten, als auch Meronten in

Erythrozyten der Zwischenwirte, zum Beispiel Schildkröten (*Testudo* spp.) (LANDAU und PAPERNA, 1997; SIROKY et al., 2004) gefunden werden. Bei der lichtmikroskopischen Untersuchung von Blutaussstrichen lässt sich eine opake, nicht anfärbbare Kapsel um die Gamonten finden (TELFORD, 2009).

Hepatozoidae:

Der Entwicklungszyklus der Vertreter dieser Familie ist ähnlich wie bei *Haemogregarina*, wobei Gamonten auch in weißen Blutzellen zu finden sein können. Im Hämocoel der Invertebraten-Endwirte, und zwar in blutsaugenden Arthropoden wie Stechmücken, Sandmücken, Tse-Tse-Fliegen, Raubwanzen, Flöhe, Milben und Zecken, oder in Blutegeln (TELFORD, 1984; SMITH, 1996) werden Oozysten gebildet. In ihnen entwickelt sich eine speziesspezifische Anzahl an Sporozoiten in Sporozysten und sie übertragen diese Sporozoiten auf die Zwischenwirte. Die Übertragung auf den Zwischenwirt erfolgt bei *Hepatozoon* sp. durch orale Aufnahme der Vektoren (SMITH, 1996; SLOBODA, 2008). Bei Schlangen, die wahrscheinlich keine potentiellen Invertebraten-Vektoren verzehren, wird ein dreiwirtiger Zyklus vermutet, in dem Nager den ersten Zwischenwirt darstellen (SLOBODA et al., 2008). Auch die kongenitale Übertragung wurde bei viviparen Schlangen schon beschrieben (LOWICHNIK und YAEGER, 1987).

In den Wirtszellen stellen sich die erythrozytären Stadien der Gattung *Hepatozoon* (Familie: Hepatozoidae) als zigarrenförmige Strukturen mit kompaktem Kern und leicht dickerem Vorderende bzw. dünnerem Hinterende dar (Abbildung A 13 und Abbildung A 25). Bei u-förmiger Lage in der Wirtszelle, kommt es zur Ausbildung von zwei ungleichlangen Ästen, wobei der kürzere maximal bis zur Mitte des Gamonten/Merozoiten reicht (TELFORD, 2009). Für die taxonomisch korrekte Artzuordnung ist die Beschreibung des gesamten Zyklus mit allen Entwicklungsstadien notwendig (SLOBODA et al., 2007).

Wirtsspezifität der Hämogregarinen:

Hämogregarinen der Gattung *Haemogregarina*, *Karyolysus* und *Hepatozoon* gelten trotz ihres weiten Vektorenspektrums, diverse Gliederfüßer, als spezifisch bezüglich ihres Endwirts. Seitens des Vertebraten-Zwischenwirts scheinen sie allerdings nicht auf eine Art, oder Familie beschränkt zu sein. Experimentelle interfamiliäre Übertragungsversuche verliefen sowohl bei *Haemogregarina*-, als auch *Hepatozoon*-Arten erfolgreich. So konnte *Haemogregarina balli* zwischen zwei Schildkrötenfamilien, von Emydidae auf Chelydridae übertragen werden (SIDALL und DESSER, 2001). Die mögliche Infektion von *Hepatozoon rarefasciens* zwischen Colubridae und Boidae konnte in einem Versuch von BALL et al. (1967) bewiesen werden. Ebendieser Parasit aus einer Schlange, *Boa constrictor* wurde von

BOODEN et al. (1970) erfolgreich auf eine Echse, *Anolis carolinensis* übertragen. Des Weiteren konnten durch phylogenetische Untersuchungen bei verschiedenen nordafrikanischen Echsengattungen sogar unter natürlichen Infektionen ähnliche *Hepatozoon* spp. identifiziert werden (MAIA et al., 2011). All diese Studien zeigen, dass Hämogregarinen die Fähigkeit besitzen, zwischen verschiedenen Wirtsspezies zu wechseln, wenn der geeignete Vektor vorhanden ist.

Lankesterellidae:

Die ebenfalls zu den Kokzidien gehörende Gattung *Schellackia* (Familie: Lankesterellidae) weist als Besonderheit auf, dass sowohl die Merogonie und Gamogonie, als auch die Sporogonie in der Leber und im Darm des Vertebraten ablaufen. Für diese Familie fungiert somit das Wirbeltier als Endwirt. Dies bedeutet, dass in blutsaugenden Arthropoden, vor allem Milben, aber auch Stechmücken und Sandmücken (LAINSON et al., 1976), die die Erreger in Form intraerythrozytär liegender Sporozoiten aufnehmen, keine Weiterentwicklung stattfindet, sie demzufolge als rein mechanische Überträger fungieren. Folglich können aber auch befallene Wirbeltiere als Infektionsquelle für andere Wirbeltiere dienen (ROGIER, 1977; TELFORD, 1984). Im Reptilienblut lassen sich die intraerythrozytären Sporozoiten mit typischen refraktilen Körpern, die Reservestoffvakuolen mit homogenem Inhalt darstellen, seitlich des aufgelockerten, häufig nur als Chromatingranulaband sichtbaren Kerns feststellen (E. REICHENOW, 1919; PAPERNA und OSTROSKA, 1989) (Abbildung A 1, Abbildung A 5 und Abbildung A 21). Da den Sporozoiten speziesspezifische mikro-morphologische Unterschiede fehlen, ist die Lichtmikroskopie von Blutausstrichen nicht geeignet, um eine genaue Identifizierung bis auf Artniveau vorzunehmen (TELFORD, 2009).

Die Wirtsspezifität wird als gering auf Seite des Vektors angesehen. Auf der Seite der Vertebraten-Endwirte, in denen die vollständige Entwicklung stattfindet, allerdings als hoch. Experimentell konnte ein und dieselbe *Schellackia*-Art, *S.cf agamae* aus *Agama stellio* durch Verfüttern von sowohl befallenen Moskitos als auch Zecken auf neue Wirte der gleichen Echsenart übertragen werden (BRISTOVETZKY und PAPERNA, 1990). Infektionsversuche mit *Schellackia golvani*, einem Parasit von *Anolis carolinensis* bei *Sceloporus undulatus*, also einer anderen Echsenart, durch die Aufnahme infizierter Moskitos scheiterten. Hingegen führte der gleiche Infektionsweg bei *Anolis carolinensis* zur Entwicklung von Vermehrungsstadien in den Organen (KLEIN et al., 1988). Auch LAINSON et al. (1976) gelang es nicht *Schellackia landauae* aus Buntleguanen (Polychrotidae) auf Kielschwanzleguane (Iguanidae), oder Grüne Ameiven (Teiidae) zu übertragen.

1.2.1.2 Haematozoa

Haematozoa werden repräsentiert durch die Ordnung Haemosporida mit der Familie Plasmodiidae, samt deren Gattungen *Plasmodium*, *Haemoproteus*, *Leukozytozoon* und durch die Ordnung Piroplasmida mit den Familien Babesiidae, Haemohormidiidae und Theileriidae.

Bei den Haematozoa lassen sich, wie bei den Hämokokzidien, im Entwicklungszyklus ungeschlechtliche (Sporogonie und Merogonie) und geschlechtliche (Gamogonie) Vermehrungsphasen unterscheiden (SLEIGH, 2001).

Plasmodiidae:

Gamonten der Gattung *Plasmodium* (Familie: Plasmodiidae) werden während des Saugaktes mit den roten Blutkörperchen vom Endwirt (blutsaugende Dipteren wie Sandmücken und Moskitos) aufgenommen. In ihm findet die Befruchtung und Sporozoitenbildung statt. Die in den Endwirten gebildeten Sporozoiten befallen die Speicheldrüsen und werden bei der nächsten Blutmahlzeit auf das Reptil übertragen (FIALHO und SCHALL, 1995). In Gewebezellen, z. B. in der Leber, entwickeln sich präerythrozytäre Meronten, deren Merozoiten Blutzellen befallen und dort erneut Merogoniezyklen durchlaufen. Typisch für die Gattung *Plasmodium* ist die Bildung von schwarzem Pigment (Hemozoin) in erythrozytären Meronten und Gamonten (Abbildung A 6, Abbildung A 10 und Abbildung A 20) (HUFF, 1969). Meronten enthalten zahlreiche, durch Kernteilung entstandene Merozoitennuclei (Abbildung A 4). Die dann durch Abschnürung in den Erythrozyten entstehenden relativ kleinen Merozoiten beinhalten eine große Vakuole, welche den Kern an den Rand drückt (HIEPE, 1983). Dies verleiht ihnen ein ringförmiges Aussehen, welches als reine Vakuole, und somit Artefakt, fehlidentifiziert werden kann (Abbildung A 9).

Die Spezifität auf Seite des Vertebraten-Zwischenwirts der Malariaparasiten bei Reptilien wird als hoch angesehen (SCHALL, 1990a). Über die möglichen Endwirte ist bisher wenig bekannt. Für Phlebotominae mit Vektorfunktion gibt es gesicherte Nachweise (AYALA und LEE, 1970). Eine mögliche Funktion von Milben als natürlicher Überträger ist bislang unklar, auch wenn bei ihnen DNA von Plasmodien nachgewiesen wurde (SCHALL und SMITH, 2006).

Vertreter der Gattung *Haemoproteus* (Familie: Plasmodiidae) entwickeln sich asexuell in den Endothelzellen der Zwischenwirte. Zusätzlich zu den oben schon genannten Dipteren fungieren auch Bremsen (Tabanidae) als Endwirte (DEGIUSTI et al., 1973). Im Gegensatz zu den Plasmodien, befallen erst junge Gamonten rote Blutkörperchen und bilden dort

während ihrer Entwicklung Pigment (JAKOWSKA und NIGRELLI, 1956). Die Geschlechtsstadien liegen meist hantelförmig um den Wirtszellkern (HIEPE, 1983), sind ansonsten aber nicht von denen der Plasmodien zu unterscheiden. Nur die Abwesenheit von erythrozytären Meronten und Merozoiten lässt auf das Vorliegen einer *Haemoproteus*-Infektion schließen.

Parasiten der Gattung *Saurozytozoon* (Familie: Plasmodiidae) bilden kein Pigment. Gamonten findet man in nichthämoglobinhaltigen Blutzellen, und die befallenen Zellen nehmen meist eine Spindelform an (HIEPE, 1983). Die Übertragung und geschlechtliche Vermehrung erfolgt durch und in Kriebelmücken (Simuliidae) (HSU et al., 1973).

Haemohormidiidae:

Die Gattungen *Sauroplasma* und *Serpentoplasma* (Familie: Haemohormidiidae) enthalten nichtpigmentbildende intrazelluläre sehr kleine Parasiten, deren polymorphes Erscheinungsbild oft zu Fehlern bei der Identifikation mittels Lichtmikroskopie führt. Hier bietet sich die elektronenmikroskopische Untersuchung von möglichen Piroplasmen an, um diese Parasiten von Vakuolen, Artefakten, oder jungen Merozoiten von Plasmodien zu unterscheiden (ALBERTS et al., 1998).

Die Vermehrung findet in roten Blutzellen durch Abschnürung/Knospung statt, während der sich der Kern auflöst und sich als Chromatingranula randständig um eine zentrale Vakuole lagert. Diese schnüren sich dann mit einem Teil des Zytoplasmas ab, sodass es zu runden bis amöboiden Formen kommt (Abbildung A 2, Abbildung A 15 und Abbildung A 26)

Über Piroplasmen bei Reptilien ist bezüglich Biologie, Entwicklungszyklus, Übertragungswege, Wirtsspezifität, Verbreitung und Ausbreitungstendenz wenig bekannt. Was man weiß, ist, dass zur Vermehrung und Entwicklung sowohl ein Invertebraten-Endwirt, als auch ein Vertebraten-Zwischenwirt (Echsen oder Schlangen) nötig sind (CAMPBELL, 2006; TELFORD, 2009). Als Überträger für *Sauroplasma boreale* wurde die Zeckenart *Ixodes ricinus* vermutet (SVAHN, 1976). Infektionsversuche und Nachweise von Entwicklungsstadien in ihnen fehlen aber.

1.2.2 Kinetoplastea

Weitere im Blut zu findende Einzeller wie die Leishmanien und Trypanosomen gehören der Klasse der Kinetoplastea, darunter der Familie der Trypanosomatidae an.

Kinetoplastea sind motile Organismen, die ein als Kinetoplast bezeichnetes Körperchen aufweisen. Dieses mitochondriale DNS enthaltende Organell erscheint im Lichtmikroskop bei

Verwendung von Kernfarbstoffen als intensiv anfärbbares Körperchen, welches sich an der Basis des Flagellums befindet (MASLOV et al., 2001).

Trypanosomatidae:

Leishmanien und Trypanosomen sind obligat parasitär lebende Kinetoplastea (MASLOV et al., 2001). Während die bei Reptilien selten auftretenden Leishmanien im Wirbeltierwirt intrazelluläre Parasiten darstellen und Thrombozyten und Leukozyten befallen, gehören Trypanosomen zu den extrazellulären Hämoflagellaten, deren Flagellum bei den im Entwicklungszyklus auftretenden epi- und trypomastigoten Formen eine undulierende Membran bildet (Abbildung A 3, Abbildung A 12, Abbildung A 16 und Abbildung A 22). Die Übertragung findet je nach *Trypanosoma*-Art während des Saugaktes, bei oraler Aufnahme, oder bei Defäkation des Vektors auf die Schleimhaut eines Vertebraten-Wirts statt. Trypanosomen sind durch große morphologische Variationen und Formenwechsel gekennzeichnet. Im Blutplasma des Wirbeltierwirts treten vor allem trypomastigote Stadien auf. Die Vermehrung durch Zweiteilung findet sowohl im wirbellosen Vektor, als auch im Wirbeltierwirt statt (TELFORD, 1995a). Zur Identifikation bzw. Beschreibung mittels Lichtmikroskopie werden morphologische Merkmale verwendet, die am wenigsten variabel sind, und zwar der Abstand des Kinetoplasten zum Vorderende (von dem das freie Flagellum abgeht), die maximale Zelllänge ohne Zytoplasmaausläufer und die maximale Breite des Parasiten ohne undulierende Membran (TELFORD, 1995c).

Als Vektoren für *Trypanosoma* bei Reptilien fungieren Blutegel, Sandmücken und Moskitos (TELFORD, 1995a). Es konnte gezeigt werden, dass bestimmte *Trypanosoma*-Arten sich in Tse-Tse-Fliegen vermehren, aber nicht in Sandmücken und umgekehrt (MINTER-GOEDBLOED et al., 1993). So scheint eine Spezifität seitens des Vektors zu bestehen.

Mit erfolgreichen intra- und interfamiliären Übertragungsversuchen, zum Beispiel von *Trypanosoma chrysemidis* auf Zierschildkröten (Emidyidae), Landkarten-Höckerschildkröten (Emydidae) und Schnappschildkröten (Chelydridae) mit Hilfe des Blutegels *Placobdella parasitica* (WOO, 1969), konnte eine eher niedrige Wirtsspezifität bei den Reptilien beschrieben werden. Verschiedene Chamäleonarten konnten mit derselben *Trypanosoma*-Art, *T. therezieni*, infiziert werden. Bei anderen Echsenfamilien hingegen verlief der Infektionsversuch negativ (BRYGOO, 1963b).

1.2.3 Filarien

Unter den vielzelligen Nematoden gibt es viele parasitär lebende Arten mit mono- oder heteroxenem Entwicklungszyklus. Sie bewohnen den Magen-Darm-Trakt ihrer Wirte oder siedeln sich in anderen Organen an. Die allgemein als Filarien bezeichneten Vertreter der

Oswaldofilariidae und Onchocercidae produzieren Larven, sogenannte Mikrofilarien, die im Blut der Endwirte zu finden sind (Abbildung A 7, Abbildung A 8, Abbildung A 14, Abbildung A 19 und Abbildung A 24). Die Weiterentwicklung der Erstlarven (Mikrofilarien, Larven 1) erfolgt in blutsaugenden Arthropoden, die dann meist das dritte Larvenstadium (Larve 3) auf neue Wirbeltierwirte übertragen (ECKERT et al., 2008). Die Spezifität der Filarien für ihre Vektoren wird als niedrig angesehen (BAIN und BABAYAN, 2003). Allein für *Dirofilaria immitis* (Familie: Onchocercidae), den Erreger der Herzwurmkrankheit beim Hund, wurden bisher mehr als 60 Stechmückenarten als potenzielle Vektoren beschrieben (ECKERT et al., 2008).

Die Arterkennung erfolgt am besten durch morphologische Studien der adulten Filarien (PEREIRA et al., 2010). Charakteristische Merkmale zur Differenzierung anhand von Mikrofilarien sind das (nicht) Vorhandensein und die Ausprägung der als Scheide bezeichneten persistierenden Eihülle (FRANK, 1964a).

Oswaldofilariidae:

Die Gattungen der Familie Oswaldofilariidae sind vor allem bei Echsen und Krokodilen auf der Südhalbkugel verbreitet. Alle bei den Crocodylia vorkommenden Filarien gehören dieser Familie an. Sie werden mit Hilfe von Culiciden übertragen. Die Adulten befinden sich in der Körperhöhle oder den Muskelfaszien, die Larven im Blut der Endwirte (PEREIRA et al., 2010).

Onchochercidae:

Dirofilarinae nisten sich als Adulti meist in der Subkutis und im intermuskulären Gewebe ein (BOLETTE, 1998). *Foleyella* ist die einzige bei Agamen und Chamäleons der Alten Welt vorkommende Gattung dieser Subfamilie (BARTLETT, 1986). In Stechmücken entwickeln sich die Mikrofilarien über drei Stadien zu den infektiösen Drittlarven, die bei der nächsten Blutmahlzeit auf neue Endwirte übertragen werden (SCHACHER und KHALIL, 1968).

Mikrofilarien der Gattung *Macdonaldius* (Subfamilie: Onchocercinae) entwickeln sich in Lederzecken und haben ihren natürlichen Endwirt in Riesenschlangen der Neuen Welt (FRANK, 1964b).

In den intrahepatischen und mesenterialen Lymphgefäßen und frei in der Körperhöhle von afrikanischen und indischen Agamen parasitieren adulte Würmer der Gattung *Saurosis* (Subfamilie: Lemnaniinae) (DESHMUKH und MEHDI ALI, 1965; SULAHIAN und SCHACHER, 1969). Moskitos fungieren als Zwischenwirte und Vektoren (BAIN, 1969).

Madathamugadia, *Thamugadia* und *Pseudothamugadia*, die Gattungen der Subfamilie Splendidofilariinae, kommen bei Reptilien aus Madagaskar, Äthiopien, mediterranen

Regionen und Australien vor. Als Zwischenwirte wurden Sandmücken beschrieben (HERING-HAGENBECK et al., 2000).

1.3. Pathogenität

Die Folgen, die ein Befall mit Blutparasiten für Reptilien als natürlicher Wirt oder Fehlwirt haben kann, sind noch nicht eindeutig geklärt. Meist wird die Pathogenität vor allem im natürlichen Wirt als niedrig angegeben (MARCUS, 1981; TELFORD, 1984; CAMPBELL, 2006; SLOBODA, 2008). Nachfolgende Literaturstudie zeigt aber, dass der mögliche pathologische Effekt von vielen Faktoren abhängt, wie zum Beispiel Parasitenart, deren Wirtsspezifität, Stresslevel die auf den Wirt einwirken, Parasitämie, Infektionsdosis uvm.

Hämogregarinen:

Es konnte gezeigt werden, dass die Bekämpfung, bzw. Eindämmung des Befalls mit Hämogregarinen durch die körpereigene Abwehr für den Wirtsstoffwechsel einen höheren Stellenwert hat, als andere überlebenswichtige Vorgänge, wie zum Beispiel die schnelle Regeneration autotomierter Schwänze. So konnte bei mit Hämogregarinen natürlich infizierten Waldeidechsen *Lacerta vivipara* eine verlangsamte und verminderte Schwanzregeneration, als bei unbefallenen Tieren nachgewiesen werden. Gleichzeitig wurden keine Unterschiede im Verlauf der Parasitämie von Tieren mit und ohne Autotomie festgestellt. Eine Erklärung könnte die Energieumverteilung sein, wodurch in diesem Fall das Immunsystem gegenüber dem Nachwachsen des Schwanzes begünstigt wird (OPPLIGER und CLOBERT, 1997). Der Grad der Parasitämie von *Haemogregarina* sp. und die Prävalenz stieg allerdings an, sowohl bei in Terrarien gehaltenen *Lacerta vivipara*, als auch bei Tieren in naturnahen Haltungen, die experimentell induziertem Stress (Futter-/ Versteckmangel, Überbesatz, Feindattacken) ausgeliefert waren (OPPLIGER et al., 1998). Da Stress das Immunsystem supprimiert, folgerten die Autoren daraus, dass, wenn die Abwehrkraft des Wirts geschwächt ist, es zu einem Anstieg der Belastung mit Blutparasiten kommt.

Auch ein gesundes Immunsystem scheint aber nicht effektiv genug, den Befall vollständig zu eliminieren, da über Jahre hinweg gleichbleibend hohe Parasitämien von *Haemogregarina* sp., *Hepatozoon* sp. und sogar *Plasmodium* sp. bei Reptilien festgestellt wurden (SORCI, 1995; SCHALL et al., 2000; MADSEN et al., 2005; SLOBODA, 2008).

Häufig sind die Folgen einer Infektion mit Blutparasiten unspezifisch und nicht direkt auf sie zurück zu führen. So beeinträchtigen einige Entwicklungsstadien der Parasiten durch Wirtszellveränderung und –zerstörung den Wirt (TELFORD, 1984; O'DWYER et al., 2004).

OPPLIGER et al. (1996) konnten nachweisen, dass mit Hämogregarinen befallene Echsen eine verminderte Hämoglobinkonzentration, eine erhöhte Anzahl junger Erythrozyten und eine verminderte Laufschnelligkeit zeigten. Die mit der verminderten Sauerstoffbindungskapazität einhergehende geringere Stoffwechselleistung könnte ein

weiterer Grund für die oben beschriebene, reduzierte Schwanzregeneration sein (OPPLIGER und CLOBERT, 1997). Gleichzeitig lässt sich damit auch die von MADSEN et al. (2005) gefundene geringere Größenzunahme infizierter Brauner Wasserpythons erklären. Neben Veränderungen im roten Blutbild konnten bei natürlichen Infektionen mit nicht näher spezifizierten Hämogregarinen der mittel- und südamerikanischen Echse *Ameiva ameiva*, auch ein Anstieg der weißen Blutkörperchen, speziell der Monozyten, also eine mögliche Entzündungsreaktion nachgewiesen werden (BONADIMAN et al., 2010). Hierbei ist aber nicht klar, ob es sich um ein natürliches Wirts-Parasit-System handelt.

Bei Fehlwirten konnte eine Blutparasiteninfektion mit schwerwiegenden gesundheitlichen Folgen assoziiert werden. So wurde gezeigt, dass die orale Aufnahme von *Aedes aegypti*, die mit, aus Wassermokassinottern stammenden *Hepatozoon mocassini* infiziert waren, bei allen getesteten Echsenarten, die als unnatürliche Wirte anzusehen sind, zu einer nekrotisierenden Hepatitis mit typischer Infiltration von Melanomakrophagen führte. Zusätzlich kam es zu einer fokalen interstitiellen Pneumonie mit Anhäufung von Heterophilen um Gewebemeronten. In den Erythrozyten konnten keine oder nur vorübergehend Entwicklungsstadien der Hämokokzidien nachgewiesen werden. Außerdem wurde Lethargie, Anorexie, eine Erhöhung der AST-Werte im Plasma und eine milde Leukozytose festgestellt (WOZNIAK und TELFORD, 1991; WOZNIAK et al., 1996). Ein paar Jahre später konnten WOZNIAK et al. (1998) auch bei einer Südlichen Schwimmnatter, *Nerodia fasciata pictiventris*, mit schlechtem Allgemeinbefinden mit Meronten assoziierte granulomatöse Entzündungsreaktionen feststellen. Hierbei war allerdings nicht sicher, ob es sich um einen natürlichen Wirt handelte, da keine genauere Spezifizierung der gefundenen *Hepatozoon* sp. vorgenommen wurde. Auch KEYMER (1976) beschrieb multifokale nekrotisierende Entzündungsherde in der Leber, Milz, Pankreas und Lunge von unnatürlichen Schlangewirten, die experimentell mit Hämogregarinen infiziert worden waren. So scheinen die gut an ihren natürlichen Wirt angepassten Hämogregarinen vor allem für Fehlwirte eine große gesundheitliche Gefahr darzustellen (WOZNIAK et al., 1994).

Schellackia:

Detaillierte Studien über die klinische Relevanz von Lankesterellidae fehlen. Man geht aber davon aus, dass es bei hohen Parasitämien und den damit einhergehenden vermehrt auftretenden Entwicklungsstadien in Leber- und Darmzellen zu einer möglichen Schädigung für den Wirt kommt (PAPERNA und OSTROSKA, 1989).

Plasmodien:

Schon 1971 wurden Anämie und eine verringerte Hämoglobinkonzentration die bei experimentell malariainfizierten Echsen sogar zum Tod führten, nachgewiesen (SCORZA, 1971). Der Autor stellte außerdem fest, dass diese Tiere sich vor allem in kühleren Temperaturbereichen aufhielten, vermutlich um ihren sauerstoffverbrauchenden Metabolismus herabzusetzen. Wenn es zum Tod der Wirte kommt, dann nur bei bestimmten, aber nicht allen Wirtsarten und zu Beginn der Infektion, in einer Phase mit ausgeprägter Anämie (AYALA, 1977). So führte ein Infektionsversuch mit *Plasmodium floridense* bei zwei verschiedenen Echsenarten *Anolis carolinensis* und *Sceloporus undulatus* zu einer erhöhten Morbidität und Mortalität nur von *S. undulatus* (JORDAN, 1975).

Wie es zu dem oben genannten Abfall der Hämoglobinkonzentration kommt, ist noch unklar. Entweder werden vermehrt junge und damit weniger hämoglobinhaltige Erythrozyten produziert, weil die körpereigene Abwehr befallene Erythrozyten beseitigt, wodurch es zu einem geringeren Hämoglobingehalt pro Erythrozyt kommt, oder aber aufgrund der Erythrozytenzerstörung durch die in den roten Blutkörperchen stattfindende Merogonie und einer damit verbundene Verringerung der Erythrozytenzahl, also des Hämatokrit (AYALA, 1977; SCHALL, 1990a). Für die erste These spricht, dass bei natürlichen Infektionen von *Sceloporus occidentalis* mit *Plasmodium mexicanum* kein Unterschied im Hämatokritwert zwischen befallenen und nichtbefallenen Tieren festgestellt werden konnte (SCHALL, 1982). Die zweite These wird jedoch erhärtet durch Ergebnisse eines experimentellen Infektionsversuch von SCORZA (1971) an *Tropidurus torquatus* mit *Plasmodium tropiduri*, in dem auch ein verminderter Gehalt an roten Blutkörperchen bei infizierten Tieren zu finden war.

Es wurde gefolgert, dass die verminderte Hämoglobinkonzentration und dadurch verminderte Sauerstoffbindungskapazität zu einer Verringerung der aeroben Ausdauerkraft und der Reproduktionsleistung führt (SCHALL, 1990b), was Auswirkungen auf das Sozialgefüge hat. So verloren befallene Männchen vermehrt ihre Territorien, ihre Rangordnung und hatten kleinere Hoden. Letzteres könnte in Verbindung stehen mit der, durch den verminderten Fettstoffwechsel, gehemmten Testosteronproduktion (SCHALL, 1996). Bei Weibchen wurde in diesem Zusammenhang eine Reduktion der Gelegegröße beobachtet (SCHALL, 1982, 1990b).

Da *Haemoproteus* keine Vermehrungsphase in den roten Blutzellen durchlaufen, werden hier keine malariaähnlichen Symptome verursacht (LAINSON und NAIFF, 1998).

Piroplasmen:

Piroplasmen bei Säugetieren (Babesien, Theilerien) lösen schwerwiegende Krankheiten mit Anämie und Apathie aus (ECKERT et al., 2008). Bei Reptilien sind keine klinischen Folgen einer Sauro-/Serpentoplasmosen bekannt (TELFORD, 2009).

Trypanosoma:

Erkrankungen wie die Schlafkrankheit beim Säugetier wurden bei Reptilien die mit Trypanosomen infiziert waren, bisher nicht beobachtet. Insgesamt sind Erkrankungen durch Trypanosomen bei natürlichen Wirten trotz lebenslanger Infektion kaum bekannt (CAMPBELL, 2006).

Studien von BRYGOO (1963b) an verschiedenen Chamäleonspezies ergaben hingegen, dass es zu Todesfällen bei nichtnatürlichen Wirten kommen kann. Bei *Chamaeleo lateralis* beispielsweise wurden epimastigote Stadien von *Trypanosoma therezieni* aus *Chamaeleo brevicornis* im Blut nachgewiesen, deren Parasitämie bis zum Tod massiv anstieg. Ein hochgradiger Befall führte außerdem zu Trypanosomenemboli in den Lungenkapillaren (BRYGOO, 1963b).

Filarien:

Auch bei Filarien zeigte sich, dass vor allem Fehlwirte Symptome ausbilden. Es wurde von Todesfällen bei nichtnatürlichen Endwirten durch die Ansammlung von Würmern in den Abdominal- und Cephalarterien von Riesenschlangen berichtet. Bei diesen Tieren kam es, durch mögliche Toxinwirkung der Würmer, zusätzlich zu Hauterosionen bis –nekrosen vor allem des Schwanzbereichs (FRANK, 1964a). Filarien können auch bei natürlichen Wirten durch die in Geweben angesiedelten adulten Würmer mechanischen Schaden anrichten und lokale Entzündungsreaktionen hervorrufen (SZELL et al., 2001). Bei Chamäleons wurde ein geschwollenes Augenlid mit einem Filarienbefall in Verbindung gebracht (THOMAS et al., 1996).

1.4. Behandlungsmöglichkeiten

Über eine erfolgreiche medikamentöse Eliminierung der Blutparasiten bei Reptilien gibt es bis heute keine Nachweise. Die Blutparasiten scheinen in ihren Wirten zu persistieren. Es wurde bei Borneo Flussschildkröten unter Laborbedingungen lediglich ein Rückgang der Parasitämie von Hämogregarinen über 32 Monate beobachtet, wobei dies auf die Abwesenheit der Invertebraten-Vektoren und den dadurch unterbrochenen Entwicklungszyklus mit fehlender Neuinfektion zurückgeführt wurde (KNOTKOVÁ et al., 2005).

Untersuchungen über die dauerhafte und erfolgreiche Eliminierung aller Blutparasitenstadien mit dem Einsatz geeigneter Medikamente beim Reptil gibt es bislang nicht. Es existieren nur einige Fallberichte, die über erste erfolgreiche Behandlungen berichten.

THOMPSON (1946b) konnte nachweisen, dass die Seriengabe (11 Wiederholungen) von Chinin bei einer Dosierung von 75 mg/kg KM (Körpermasse) alle 48h die Reproduktion und das Wachstum von *Plasmodium*-Stadien in hämoglobinhaltigen Zellen von Reptilien hemmt bis schließlich über den Beobachtungszeitraum von 69 Tagen kein Befall der roten Blutkörperchen mehr mikroskopisch nachgewiesen werden konnte.

Auch bei sechsmaliger intraperitonealer Injektion von Atabrin in einer Dosis von 100 mg/kg KM SID (single injection daily) kam es zu einer Abnahme der Parasitämie von Plasmodien bei Echsen (THOMPSON, 1946a).

Chloroquin wurde bei Landschildkröten in einer oralen Dosierung von 125 mg/kg KM alle 48h x 3 gegen Hämoprotozoen empfohlen (FUNK und DIETHELM, 2006).

Während bei Echsen der Einsatz von Chloroquin (3 mg/kg KM p. o. SID/7d) keinen Effekt auf die Blutparasitenbelastung zeigte, konnte man mit Atovaquon-Proguanil in einer Dosierung von 23,3 mg/kg KM p. o. SID/3d den Befall mit Hämogregarinen signifikant reduzieren (FORONDA et al., 2007).

Bei einem Befall mit Filarien sind Behandlungen mit Anthelminthika (Thiabendazol, Fenbendazol, Ivermectin) möglich, wobei es durch das Anfallen toter Würmer im Tier zu lokalen Entzündungsreaktionen, Emboli oder gar Intoxikationen kommen kann (THOMAS et al., 1996; SZELL et al., 2001). FRANK (1964c) untersuchte drei kurz nach dem Import aus Australien verstorbene Wasseragamen und konnte bei jedem Tier einen massiven Befall mit adulten Filarien der Gattung *Macdonaldius* und Mikrofilarien im Blut nachweisen. Ein Tier verendete unmittelbar nach der Ankunft im Zoo, bei den beiden anderen Tieren konnte ein Therapieversuch mit Diethylcarbamazin, welches gegen humanpathogene Filarien eingesetzt wird (SULLIVAN und HEMBREE, 1970), durchgeführt werden, der aber erfolglos verlief. Die Tiere verstarben dennoch. Bei Vorliegen von adulten Filarien, ist daher deren operative Entfernung anzuraten, wobei Rezidive in Form von neuen Filarienknoten häufig

auftreten (THOMAS et al., 1996). Da infizierte Reptilien meist keine erhöhte Mortalität in Gefangenschaft zeigen, ist bei dem Nachweis von Mikrofilarien im Blut von einer medikamentösen Therapie abzusehen (TELFORD, 1984).

Die Überträgerbekämpfung ist die wichtigste Maßnahme in der Verhinderung der Erregerverschleppung. So kann eine Infektion der Bestandspartner durch möglicherweise infizierte Importreptilien nicht erfolgen. Allerdings sind bei vielen Blutparasiten das Spektrum potentieller Vektoren oder die genauen Infektionswege noch unbekannt.

Die Akarizide Fipronil und Permethrin, ein synthetisches Pyrethroid, wurden bei Reptilien erfolgreich zur Umgebungsbehandlung und am Tier gegen Milben und Zecken eingesetzt (FUNK und DIETHELM, 2006) während der Naturstoff Pyrethrin aufgrund seiner Toxizität gegenüber Reptilien nicht verwendet werden sollte (POUND, 1998; FUNK und DIETHELM, 2006). Bei allen temporären Ektoparasiten ist die Umgebungsbehandlung und damit Vernichtung der Stadien, die sich nicht am Tier befinden, bei Zecken und Milben handelt es sich dabei um die Eier, Larven, Nymphen und Adulten, ein wichtiger Baustein des erfolgreichen Bekämpfungsprotokolls (FITZGERALD et al., 2006). POUND (1998) gibt detaillierte Hinweise für die Anwendung von Permethrin im Terrarium. So sollte nach der Entfernung des Tieres und der Trink- und Badeschale eine 1 %ige permethrinhaltige Lösung für 1-2 Sekunden auf ca. 0,1 m² Terrariumfläche gesprüht werden. Allerdings wird nicht erwähnt welche Menge an Lösungsmittel aufgebracht werden soll. Nachdem das Terrarium für 5 Minuten vollständig belüftet wurde, kann das Tier wieder eingesetzt werden. Eine Wiederholung ist nach 10 Tagen nötig (FUNK und DIETHELM, 2006).

Wenn der Ektoparasitenbefall des Tieres mit der oben angegebenen eventuell wiederholten Umgebungsbehandlung alleine nicht beseitigt werden kann, dann muss das Tier direkt behandelt werden. Dafür wird empfohlen es mit einem mit 0,01 %iger Permethrin-, oder 0,29 %ige Fipronillösung getränktem Tupfer, oder benetztem Handschuh von hinter dem Kopf, bis zur Schwanzspitze abzureiben (POUND, 1998). Da es bei oraler Aufnahme, oder Überdosierung der lokalen Applikation zu Intoxikationen mit Appetitlosigkeit, Salivation, zentralnervösen Störungen und sogar Todesfällen kommen kann (PEVELING und DEMBA, 2003; FITZGERALD et al., 2006), müssen sämtliche Trink- und Bademöglichkeiten für 24 h aus dem Gehege entfernt werden. Bei Tieren deren hochgradiger Befall mit Zecken, oder Milben zu klinischen Problemen wie Dehydratation, Anämie, oder Lethargie geführt hat, muss vor der Behandlung mit Akariziden eine stabilisierende Therapie eingeleitet werden (FITZGERALD et al., 2006). Zecken können auch mechanisch entfernt werden, wenn sie während der genauen Eingangsuntersuchung und vor dem Einsetzen in das Quarantänegehege entdeckt werden. Sie verstecken sich aber teilweise sehr gut unter den Schuppen, unter Hautfalten, in den Nasenlöchern, oder den Ohröffnungen (FAJFER, 2012), was das Auffinden erschwert. Bei Tieren deren Gefährlichkeit oder in Gehegen, deren Größe

keine regelmäßige Untersuchung der Patienten zulässt, wurde die oben beschriebene Behandlung des Tieres und der Umgebung mit Permethrin/Fipronil erfolgreich durchgeführt (BURRIDGE et al., 2002; BURRIDGE et al., 2003; BURRIDGE et al., 2004).

Dipteren können mit Hilfe von mechanischen Barrieren (Lochblech, Gaze) von den Pfleglingen ferngehalten werden. Auf das Anbringen von Klebefallen im Gehege ist abzuraten, da es zu Unfällen mit dem Tier kommen kann (pers. Erfahrung).

Zur Verbesserung der Prognose bei einem Befall mit intrazellulären Blutparasiten ist die Substitution von Eisen und Antioxidantien und andere symptomatische Therapien wie Flüssigkeitssubstitution zur Unterstützung der Nierenfunktion und Injektion von Erythropoetin zur Anregung der Blutbildung zu empfehlen (SCHNELLER und PANTCHEV, 2011; ISAH und IBRAHIM, 2014).

Die durch die idealen artspezifischen Haltungsbedingungen und Stressvermeidung gestärkte Immunabwehr der Reptilien trägt zu einer Gesunderhaltung der Tiere bei (MUTSCHMANN, 2002; FORONDA et al., 2007). Des Weiteren spielt, zur Verhinderung der Ausbreitung von Pathogenen, die Quarantänehaltung von Zukäufen eine herausragende Rolle (PASMANS et al., 2008).

2. Untersuchte Reptilienspezies

2.2. Echsen

2.2.1. Agamidae aus Afrika

2.2.1.1 *Agama agama* (LINNAEUS, 1758)

Der natürliche Lebensraum der Siedleragame (*Agama agama*) erstreckt sich von West- über Nord- bis Ostafrika. Dort sind die scheuen Tiere in ihren trockenen, felsigen Habitaten selten am Boden, meist an exponierten Stellen, auf Felsen oder Baumstämmen in ca. 2 m Höhe anzutreffen, von wo aus sie die Umgebung beobachten. In ihren Heimatländern sind sie häufig in der Nähe von menschlichen Siedlungen zu finden (HENNIG, 2003).

Im Terrarium benötigen die Tiere eine lokale Wärme von 40 °C, während die Umgebung verschiedene Temperaturbereiche zwischen 28-32 °C bieten muss. Die Luftfeuchte sollte zwischen 60-70 % liegen. Das Gehege sollte für diese in der Gesamtlänge ca. 35 cm großen Echsen reich strukturiert sein und den Tieren viel Platz und die Möglichkeit bieten zu klettern, sodass ihr natürliches Verhalten ausgelebt werden kann (ROGNER, 1992; LUCKY_REPTILE, 2014m).

Wegen der prachtvollen Färbung der Männchen zur Paarungszeit und wegen des aktiven Verhaltens dieser haremsbildenden Echsen, sind sie beliebte Terrarientiere und werden in großer Stückzahl nach Deutschland importiert. Da diese Echsenart nicht in den Anhängen von CITES gelistet ist, können keine exakten Importzahlen angegeben werden.

2.2.1.2 *Acanthocercus atricollis* (A. SMITH, 1849)

Die Blauköpfige Baumagame (*Acanthocercus atricollis*) bewohnt den Osten und nördlichen Süden Afrikas. Diese tagaktive Agame wird, wie der Name schon sagt, vorwiegend auf Bäumen und niedrigem Gehölz gefunden. Die Temperaturen im Herkunftsgebiet bewegen sich durchschnittlich zwischen 25-30 °C mit einer relativen Luftfeuchte von ca. 70 % (DREWES, 2009).

Dementsprechend müssen auch die Haltungsbedingungen aussehen. Dabei dürfen Sonnenplätze mit 40 °C nicht fehlen (ROGNER, 1992). Die auch als Blaukehlagen bezeichneten Echsen werden relativ groß, mit ca. 36 cm, gemessen von Schnauzen- bis Schwanzspitze (LUCKY_REPTILE, 2014b).

Da auch *Ac. atricollis* keine in den CITES Anhängen gelistete Spezies ist, sind ebenfalls keine aktuellen Handelszahlen vorhanden.

2.2.1.3 *Agama mwanzae* (LOVERIDGE, 1923)

Die Fliederagame (*Agama mwanzae*) ist ursprünglich in den Halbwüsten Tansanias, Ruandas und Kenias beheimatet. Dort wird sie in felsigen, buschbesetzten Gegenden gefunden, wo vor allem die Männchen meist auf erhöhten Aussichtsplätzen Wache halten (BARTS und TRAPP, 2003).

Sehr beliebt ist die Haltung dieser afrikanischen Agamen aufgrund der farbenprächtigen Färbung der Männchen (Abb. 1). Im Terrarium sind sehr warme Bedingungen zu schaffen. Die Grundtemperatur sollte auch nachts nicht unter 16 °C fallen und muss tagsüber bis auf 40 °C unter dem Wärme- und UV-B-Spot ansteigen. Die Luftfeuchtigkeit sollte 50-60 % betragen (ROGNER, 1992). Diese agilen Tiere können mit 30-40 cm Gesamtlänge beachtliche Größen erreichen und brauchen dementsprechend viel Platz (LUCKY_REPTILE, 2014d).

Über die genauen Stückzahlen, von in Tansania wildgefangen und exportierten *A. mwanzae* ist nichts bekannt.



Abbildung 1:
adultes Männchen von
Agama mwanzae

2.2.1.4 *Xenagama batillifera* (VAILLANT, 1882)

Die überwiegend bodenbewohnenden Äthiopischen Biberschwanzagamen (*Xenagama batillifera*) sind tagaktive Echsen, welche Höhlen als Versteckmöglichkeit graben. Ihr Verbreitungsgebiet ist sehr klein und liegt im östlichsten Afrika in Äthiopien und Somalia. Im Herkunftsland herrschen jahreszeitliche und tageszeitliche Temperaturschwankungen von min. 5 bis max. 35 °C (DREWES, 2009).

Die Bedingungen im Terrarium sollten für diese recht klein bleibenden Echsen (13 cm Gesamtlänge) überwiegend trocken und heiß gestaltet werden. So sind tagsüber Sonnenplätze mit bis zu 50 °C nötig und die Luftfeuchtigkeit sollte nur lokal bis auf 60 % erhöht werden, ansonsten aber bei 30-40 % liegen (LUCKY_REPTILE, 2014a).

Genaue Anzahlen über die importierten Tiere liegen nicht vor, da auch diese Spezies keinen Handelseinschränkungen und –überwachungen durch das Washingtoner Artenschutzübereinkommen unterliegt.

2.2.2. Agamidae aus Asien

2.2.2.1 *Acanthosaura capra* (GÜNTHER, 1861)

Der bis zu 30 cm große Grüne Nackenstachler (*Acanthosaura capra*, Abb. 2) kommt in den Bergregenwäldern von Laos, Kambodscha und Vietnam vor, wo er hauptsächlich Bäume und Büsche bewohnt (DREWES, 2009; LUCKY_REPTILE, 2014g).

In Terrarien, die dicht bepflanzt und mit vielen Versteck- und Klettermöglichkeiten ausgestattet sein sollten, benötigen die Tiere Tagestemperaturen von 23-28 °C und eine Nachtabenkung auf Zimmertemperatur. Die Luftfeuchtigkeit muss tagsüber zwischen 60-80 % liegen und nachts auf 95 % ansteigen (ROGNER, 1992).

Auch über diese nicht geschützten asiatischen Agamen liegen keine Handelszahlen vor.



Abbildung 2:
subadultes Männchen von *Acanthosaura capra*

2.2.2.2 *Physignathus cocincinus* (CUVIER, 1829)

Grüne Wasseragamen (*Physignathus cocincinus*, Abb. 3) leben auf Bäumen der tropischen Regionen Südostasiens. Bei Gefahr springen diese bis zu 90 cm großen Echsen ins Wasser und tauchen bis zu einer Stunde ab. Im Verbreitungsgebiet in Vietnam herrschen Temperaturen von 15-30 °C, mit einer relativen Luftfeuchte von 70-80 % (DREWES, 2009; LUCKY_REPTILE, 2014e).

Diese Umweltbedingungen sind in Gefangenschaft nachzustellen, um eine artgerechte Haltung zu ermöglichen. Auf



Abbildung 3:
adultes Männchen von *Physignathus cocincinus*

Sonnenplätze mit 40 °C sollte hierbei nicht verzichtet werden. Auch dürfen ein großes Wasserbecken und viele Kletteräste nicht fehlen, um das Schutzbedürfnis dieser scheuen Tiere zu befriedigen (LUCKY_REPTILE, 2014e).

Ph. cocincinus werden meist als geranchte Jungtiere oder subadulte Tiere gehandelt und zu hohen Stückzahlen aus Vietnam exportiert. Im Jahr 2011 wurden 7694 gehandelte Exemplare gemeldet, von denen Deutschland mit 5828 Tieren der größte Abnehmer war (UNEP-WCMC, 2014).

2.2.3. Chameleonidae aus Afrika

2.2.3.1 *Furcifer pardalis* (CUVIER, 1829)

Das Pantherchamäleon (*Furcifer pardalis*) bewohnt die Bäume und Büsche der Regenwälder des nördlichen Madagaskars. Auch in der Nähe von menschlichen Behausungen, auf Plantagen und Buschfeldern ist es zu finden (GLAW und VENCES, 2007). Diese Chamäleons leben vor allem in den heißen und feuchten Küstenregionen (SCHMIDT et al., 1994).

In Gefangenschaft brauchen diese relativ großen Chamäleons, Männchen werden bis zu 40 cm lang, eine lokale Temperaturen von 40 °C, Umgebungstemperaturen von 25-28 °C und eine Luftfeuchtigkeit von 60-90 %. Viele Kletteräste und Versteckmöglichkeiten durch ein ausreichend belaubtes Terrarium sind erforderlich (LUCKY_REPTILE, 2014k).

Da diese Tiere im Anhang II des Washingtoner Artenschutzübereinkommens gelistet sind, werden über CITES legale Handelszahlen veröffentlicht. Die farbenprächtigen Tiere (Abb. 4) sind sehr beliebte Terrarientiere, sodass auch die Anzahl von Importtieren sehr hoch ist. 485 *F. pardalis* wurden 2011 legal nach Deutschland eingeführt. Insgesamt wurden im gleichen Jahr 2637 wildgefangene Exemplare aus Madagaskar exportiert (UNEP-WCMC, 2014).



Abbildung 4:
adultes Männchen von *Furcifer pardalis*

2.2.3.2 *Furcifer oustaleti* (MOCQUARD, 1894)

Riesenchamäleons (*Furcifer oustaleti*) sind die größten Chamäleons der Welt. Männchen können eine Gesamtlänge bis zu 90 cm erreichen, wobei die Schnauzen-Kloakenlänge ca. 30 cm beträgt. Sie bewohnen verschiedene Klimabereiche von Trockenwäldern und Feuchtsavannen bis zu tropischen Regenwäldern in weiten Teilen Madagaskars. Auch Habitate in Städten und Dörfern werden angenommen. *F. oustaleti* lebt vorwiegend auf Büschen und Bäumen und wird nur selten am Boden angetroffen (GLAW und VENCES, 2007).

2011 wurden insgesamt 1281 *Furcifer oustaleti* aus Madagaskar exportiert, davon 349 Tiere nach Deutschland (UNEP-WCMC, 2014).

2.2.3.3 *Chamaeleo dilepis* (LEACH, 1819)

Das Lappenchamäleon (*Chamaeleo dilepis*) ist im Norden und nördlichen Zentralafrika zu Hause. Es bewohnt dort Büsche und Bäume von Savannen und Akazienbuschland bis hin zu Waldrändern. Hin und wieder können Exemplare von *Cham. dilepis* auch am Boden gesehen werden. Die Trockenzeit verbringen die Tiere in Sand- und Baumhöhlen oder unter Felsen (TILBURY, 2010).

Da diese bis zu 40 cm großen Chamäleons eher in trockenen Gebieten vorkommen ist auch die erforderliche Luftfeuchtigkeit im Terrarium mit 50-80 % relativ gering. Ein 40 °C warmer Sonnenplatz und eine Tagestemperatur von 25-32 °C, sowie eine Nachtabsenkung auf 18-22 °C sind nötig. Außerdem müssen, wie für jedes Chamäleon, Klettermöglichkeiten, Belaubung, bewegtes Wasser und grabfähiges Substrat für eine bedarfsgerechte Haltung gewährleistet werden (LUCKY_REPTILE, 2014j).

2011 wurden 609 Exemplare aus Tansania nach Deutschland importiert. Insgesamt wurden im Jahr 2011 aus diesem Land 2872 Tiere wildgefangen und exportiert (UNEP-WCMC, 2014).

2.2.3.4 *Kinyongia fischeri* (A. REICHENOW, 1887)

Fischer's Chamäleons (*Kinyongia fischeri*) bewohnen die Bergwälder Tansanias bis zu einer Höhe von 1500 m über NN. Wie alle Bergchamäleons benötigt auch *K. fischeri* ausreichend Frischluftzufuhr, um Staunässe zu vermeiden und eine Nachtabsenkung um 6-10 °C. Die Tiere werden ca. 35 cm groß, wobei der Schwanz zwei Drittel der Gesamtlänge einnimmt (SCHMIDT et al., 1994; TILBURY, 2010).

Im Terrarium ist diese Nachtabsenkung, zusammen mit der Möglichkeit tagsüber Bereiche mit lokaler Wärme von 35 °C aufzusuchen und die schon erwähnte Einrichtung für eine

artgerechte Haltung erforderlich. Wie bei allen hier vorgestellten Chamäleonspezies ist eine Einzelhaltung dieser sehr territorialen und aggressiven Tiere anzuraten (LUCKY_REPTILE, 2014c)

Im Jahr 2011 wurden 2396 Fischer's Chamäleons aus Tansania exportiert, wovon 443 Exemplare mit Deutschland gehandelt wurden (UNEP-WCMC, 2014).

2.2.4. *Gekko gekko* (LINNAEUS, 1758) (Geckonidae)

Der Tokoh (*Gekko gekko*, Abbildung 5) ist ein, mit seiner maximalen Gesamtlänge von 35 cm sehr groß werdender Gecko, welcher so gut wie nie am Boden angetroffen wird. Er kommt in den tropischen Bergwäldern vom Osten Indiens bis hin zu Thailand und von Indonesien über Malaysia bis zu den Philippinen vor. Als Kulturfolger ist er aber in der heutigen Zeit auch an und in menschlichen Behausungen zu finden.



Abbildung 5:
subadultes Männchen eines *Gekko gekko*

Die Haltung im Terrarium erfordert eine Grundtemperatur von 26-28 °C, lokale Wärme von 33 °C und eine Luftfeuchtigkeit von bis zu 90 %, sowie Klettermöglichkeiten, Verstecke und ein Wasserbecken (ROGNER, 1992; LUCKY_REPTILE, 2014n).

Obwohl dieser Gecko aufgrund der enormen Fangzahlen für den Gebrauch in der Traditionellen Chinesischen Medizin schon Vielerorts verschwunden ist, wird der Handel mit lebenden Exemplaren bis zu dem heutigen Zeitpunkt noch nicht über das Washingtoner Artenschutzübereinkommen reglementiert (CAILLABET, 2011).

2.2.5. *Tiliqua gigas* (SCHNEIDER, 1801) (Skinkidae)

Riesen-Blauzungenskinke (*Tiliqua gigas*) leben auf Neuguinea in lichten Wäldern und Buschsteppen. Auch auf Kulturlflächen kann man sie antreffen (ROGNER, 1994). Sie sind mit bis zu 60 cm Gesamtlänge große, scheue, rein bodenbewohnende Tiere (LUCKY_REPTILE, 2014l).

Entsprechend ihrer tropischen Herkunftsgebiete benötigen Riesenblauzungenskinke eine Luftfeuchtigkeit bis zu 95 %, wobei trockene Unterschlupfmöglichkeiten vorhanden sein müssen. Die Temperatur sollte sich zwischen 26 und 30 °C bewegen (HAUSCHILD und GASSNER, 1995). *Tiliqua gigas* ist nicht CITES-gelistet und somit fehlen Handelszahlen.

2.2.6. *Iguana iguana* (LINNAEUS, 1758) (Iguanidae)

Der in Gruppen lebende Grüne Leguan (*Iguana iguana*, Abbildung 6) hat ein weites Verbreitungsgebiet, das die gesamte neotropische Region von Mexiko bis Brasilien umfasst. Dort bewohnt er Sanddünen bis hin zu überfluteten Wäldern vor allem in Flachlandregionen, aber auch bis zu 1000 m über NN. Er sucht meist die Nähe zu Wasserstellen, Felsspalten oder Höhlen auf, in welche er sich bei Gefahr flüchtet. Jungtiere lassen sich vor allem im niedrigen und dichten Gestrüpp meist dorniger Büsche beobachten, in denen sie Schutz vor Prädatoren finden (JACOBSON, 2003).



Abbildung 6:
subadulter *Iguana iguana*

Im Gehege sollten für diese bis zu 2 m Gesamtlänge erreichenden Echsen Sonnenplätze mit bis zu 45 °C vorhanden sein. Die Vorzugstemperatur liegt bei 35-37 °C und die Luftfeuchtigkeit tagsüber bei 60-80 %, wobei sie nachts auf 95 % ansteigen darf (LUCKY_REPTILE, 2014f).

Da diese Art im Anhang II des Washingtoner Artenschutzübereinkommen gelistet, existieren Handelszahlen. 2011 wurden 1500 *I. iguana* nach Deutschland importiert. Aus El Salvador wurden im Jahr 2011 insgesamt 170265 gezüchtete Tiere exportiert (UNEP-WCMC, 2014).

2.3. Schlangen

2.3.1. *Corallus caninus* (LINNAEUS, 1758) (Boidae)

Der Hundskopfschlinger oder die Grüne Hundskopfboa (*Corallus caninus*, Abbildung 7) ist im zentralen und nördlichen Südamerika beheimatet. Dort bewohnt *C. caninus* die dichtbelaubten Bäume der Regenwälder in feuchtwarmen Gebieten mit einer Temperatur ab 25 °C. Diese zwischen 1,5 und 2 m lang werdende Schlangenart reagiert sehr anfällig auf zu geringe Luftfeuchtigkeit. So sollten im Terrarium Bedingungen mit 80-100 % Luftfeuchte und Tagestemperaturen von 25-35 °C geschaffen werden. Eine Nachtabsenkung



Abbildung 7:
subadulter *Corallus caninus*

auf 22 °C ist anzustreben (LUCKY_REPTILE, 2014h).

Gerade während des Transports aus den Herkunftsländern und während einer unsachgemäßen Haltung in Gefangenschaft laufen die Tiere Gefahr zu dehydrieren. Dieses Stressmoment belastet und vermindert die Funktionsfähigkeit des Immunsystems, was zu hoher Anfälligkeit und hoher Sterberate führen kann. (TRUTNAU, 2002).

2011 wurden von 354 wildgefangenen und aus Surinam ausgeführten Hundskopfschlingern, 73 nach Deutschland importiert (UNEP-WCMC, 2014).

2.3.2. *Python regius* (SHAW, 1802) (Boidae)

Der Königspython (*Python regius*), ursprünglich aus dem Busch, den trockenen Wäldern und den Savannen West- und Zentralafrikas stammend, ist hierzulande ein beliebtes Terrarientier. Im Herkunftsgebiet herrschen Temperaturen mit jahres- und tageszeitlichen Schwankungen von min. 20 bis max. 29 °C im Winter und bis zu max. 40 °C im Sommer (TRUTNAU, 2002). *P. regius* ist in seinen Herkunftsländern ein Kulturfollower und wird häufig auf Feldern und Plantagen angetroffen (AUBRET et al., 2005). Während der aktiven Phase in der Dämmerung und Nacht, wird diese Schlangenart sowohl am Boden als auch im niedrigen Geäst von Bäumen oder Büschen gesehen. Tagsüber hält sie sich meist in Höhlen auf (LUISELLI, 2006).

Königspythons können bis 1,3 m Gesamtlänge erreichen. Ihnen sollten im Terrarium Temperaturen von 28-33 °C und eine Luftfeuchtigkeit von 60-80 % geboten werden. Die Nachttemperatur sollte nicht unter 26 °C fallen. Die Gruppenhaltung ist bei diesem Reptil ohne Probleme möglich (LUCKY_REPTILE, 2014i).

Obwohl in Gefangenschaft gut nach zu züchten, wird ein Großteil der Königspythons als geranchte Tiere importiert (AUBRET et al., 2005). Seiner Friedfertigkeit und geringen Größe wegen, wird der Königspython zu zigtausenden jährlich aus Afrika exportiert. Im Jahre 2011 importierte Deutschland von den aus Togo ausgeführten rund 54500 geranchten Tieren, 5698 Exemplare (UNEP-WCMC, 2014).

2.4. Schildkröten

2.4.1. *Chelonoidis (Geochelone) carbonaria* (SPIX, 1824) (Testudinidae)

Die Köhlerschildkröte (*Chelonoidis carbonaria*), ein reiner Bodenbewohner, kommt in Südamerika im trockenen Flachland und in Trockenwäldern bis hin zu offenen Regenwäldern vor. Sie ist eine bis zu 50 cm Panzerlänge erreichende Landschildkröte, die häufig an Wasserstellen zu finden ist, wo eine relativ hohe Luftfeuchtigkeit herrscht. Solche Bedingungen sollten ihr in menschlicher Obhut in Form von einer Luftfeuchtigkeit von bis zu

80 % geboten werden. Die Tag- und Nachttemperaturen sollten gleichbleibend sein, mit jahreszeitlichen Schwankungen und im Gehege zwischen 25 und 35 °C liegen (ROGNER, 2008; LUCKY_REPTILE, 2014h).

Chelonoidis carbonaria wird wegen ihrer schönen Färbung gerne von Terrarianern gehalten. Im Jahre 2011 wurden allein aus Brasilien 400 lebende Tiere nach Deutschland importiert (UNEP-WCMC, 2014).

2.4.2. *Pelusios castaneus* (SCHWEIGGER, 1812) (Pelomedusidae)

Die zu den Halswenderschildkröten zählenden bis zu 25 cm groß werdenden Westafrikanischen Klappbrust-Pelomedusenschildkröten (*Pelusios castaneus*) sind in Westafrika von Senegal bis nach Angola beheimatet (N. KLEIN, 2006). Dort bewohnen sie unterschiedliche Wasserstellen von Flüssen bis hin zu Tümpeln. Die Trockenzeit verbringen sie im Sand oder im Schlamm eingebuddelt (ERNST und BARBOUR, 1989).

Im Aquaterrarium sollten Lufttemperaturen von 35-40 °C und Wassertemperaturen von 26-28 °C herrschen (ROGNER, 2008)

Da der Handel der Westafrikanischen Klappbrust-Pelomedusenschildkröte nur aus Ghana reglementiert ist, gibt es keine Angaben zu den Exportzahlen aus Togo, von woher die hier untersuchten Tiere stammen.

III. VERÖFFENTLICHUNG

Blood parasites in reptiles imported to Germany

Halla Ursula¹, Korbel Rüdiger¹, Mutschmann Frank², Rinder Monika¹

Parasitology Research, Volume 113, Issue 12, pp 4587-4599

¹ Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Zierfische

Zentrum für klinische Tiermedizin

Tierärztliche Fakultät, Ludwig-Maximilians Universität München

Sonnenstr. 18

85764 Oberschleißheim/Germany

² Exomed - Institut für veterinärmedizinische Betreuung niederer Wirbeltiere und Exoten

Erich-Kurz-Str.7

10319 Berlin/Germany

Blood parasites in reptiles imported to Germany

Halla Ursula¹, Korbel Rüdiger¹, Mutschmann Frank², Rinder Monika¹

¹ U. Halla (@), R. Korbel, M. Rinder

Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Zierfische

Zentrum für klinische Tiermedizin

Tierärztliche Fakultät, Ludwig-Maximilians Universität München

Sonnenstr. 18

85764 Oberschleißheim/Germany

Email: ursula.halla@vogelklinik.vetmed.uni-muenchen.de

Tel.: +49 (0) 89-2180 76070

Fax.: +49 (0) 89-2180 76082

² F. Mutschmann

Exomed - Institut für veterinärmedizinische Betreuung niederer Wirbeltiere und Exoten

Erich-Kurz-Str.7

10319 Berlin/Germany

Abstract

Though international trade is increasing, the significance of imported reptiles as carriers of pathogens with relevance to animal and human health is largely unknown. Reptiles imported to Germany were therefore investigated for blood parasites using light microscopy and the detected parasites were morphologically characterized. 410 reptiles belonging to 17 species originating from eleven Asian, South American and African countries were included.

Parasites were detected in 117 (29 %) of individual reptiles and in twelve species. Haemococcidea (*Haemogregarina*, *Hepatozoon*, *Schellackia*) were found in 84 % of snakes (*Python regius*, *Corallus caninus*), 20 % of lizards (*Acanthocercus atricollis*, *Agama agama*, *Kinyongia fischeri*, *Gekko gecko*) and 50 % of turtles (*Pelusios castaneus*). Infections with Hematozoa (*Plasmodium*, *Sauroplasma*) were detected in 14 % of lizards (*A. atricollis*, *A. agama*, *Agama mwanzae*, *K. fischeri*, *Furcifer pardalis*, *Xenagama batillifera*, *Acanthosaura capra*, *Physignathus cocincinus*), while Kinetoplastea (*Trypanosoma*) were found in 9 % of snakes (*P. regius*, *C. caninus*) and 25 % of lizards (*K. fischeri*, *A. capra*, *G. gecko*). Nematoda including filarial larvae parasitized in 10 % of lizards (*A. agama*, *A. mwanzae*, *K. fischeri*, *F. pardalis*, *P. cocincinus*).

Light microscopy mostly allowed diagnosis of the parasites' genus, while species identification was not possible because of limited morphological characters available for parasitic developmental stages. The investigation revealed a high percentage of imported reptiles being carriers of parasites while possible vectors and pathogenicity are largely unknown so far. The spreading of hemoparasites thus represents an incalculable risk for pet reptiles, native herpetofauna and even human beings.

Keywords

Blood parasites, epidemiology, reptiles, international wildlife trade, morphology, light microscopy

Introduction

Infections with blood parasites are very common in reptiles all over the globe (EWERS, 1968; TELFORD, 1993; DE THOISY et al., 2000; SMALLRIDGE und BULL, 2000; MIHALCA et al., 2008; COOK et al., 2010; PEREIRA et al., 2010). Especially apicomplexan parasites, including Coccidia and Haematozoa as well as Kinetoplastea (TENTER und SCHNIEDER, 2006) have been recorded to occur in reptiles but also filariae have frequently been found in snakes, chelonians and lizards (HULL und CAMIN, 1960; AYALA, 1978; SCHALL und MARGHOUB, 1995; TELFORD, 1995c; BOLETTE, 1998; MUTSCHMANN, 2002; SLOBODA et al., 2007). Common to these parasites is that they need vectors (e. g., arthropods or leeches) for their development or transmission.

Recently vector-borne diseases have been recognized as an enormous global risk regarding the health of humans and animals. Spread and establishment of endemic populations of formerly exotic pathogens and their vectors were already documented to occur and have been assumed to be caused by climate change, but also by expanding civilization and increasing international trade. It has to be expected that this problem will become even more serious in the future (HARRUS und BANETH, 2005; KARESH et al., 2005).

Examples are *Dirofilaria repens* causing cutaneous dirofilariosis (KELLER et al., 2007; AUER und SUSANI, 2008; SASSNAU et al., 2009) and *Dirofilaria immitis*, the heartworm in dogs (CZAJKA et al., 2014; KRONEFELD et al., 2014) expanding in Europe (SASSNAU et al., 2014). In Africa *Trypanosoma brucei rhodesiense*, the agent of human sleeping sickness, is emerging in previously free countries due to cattle (reservoir) movements (FÈVRE et al., 2006). *Plasmodium relictum* was brought to Hawaii by released exotic birds, mainly from Asia. Because a potent vector species, *Culex quinquefasciatus*, had been introduced before and had already established stable populations on the islands, this avian malarial parasite was able to infect also native birds leading to their extinction (VAN RIPER III et al., 1986). *Ehrlichia ruminantium* the agent of heartwater in cattle, a disease with great economic impact, was detected in ticks introduced to the US by imported reptiles (BURRIDGE et al., 2000).

The international trade with animals is certainly one important cause of the spreading of diseases. With regard to live reptiles, the commercial value of the legal trade to the 27 member states of the European Union was quoted about 9 billion US \$ in 2011. Germany was listed as the largest market for import and export of reptiles in the EU with an import value of 2.6 billion US \$ (UN_COMTRADE). It has to be assumed, that every year millions of exotic reptiles, either directly taken from the wild, ranched or bred in captivity, are traded globally in legal and illegal ways. Since these imported animals are generally not examined

for blood parasites the amount of parasites imported simultaneously and as a consequence, the resulting health risks are not known.

The aim of this study was to investigate reptiles imported to Germany for hemoparasites using light microscopy as a fast and feasible method and to discuss the consequences in relation to epidemiological and zoonotic aspects.

Materials and Methods

During December 2010 to January 2012, 410 reptiles belonging to 17 species (including two species of snakes, two species of chelonians and 13 lizard species) from eleven countries (Table 1) imported by two German pet-trading companies were examined for the presence of blood parasites. The animals were imported directly from the country of origin to Germany where they were kept in boxes, terraria or flexaria until they were transported to an in- or outland salesman.

From each individual 0.2 ml blood, but never more than 0.8 % of its body weight, was obtained by ventral tail venipuncture (lizards and snakes) or dorsal tail venipuncture

Table 1 Reptile species as well as number and geographic origin of individuals included in this investigation

Scientific name	Common name	n	Geographic origin (n individuals included)	
<i>Acanthocercus atricollis</i>	southern tree agama	22	Tanzania	Africa
<i>Agama agama</i>	common agama	25	Cameroon (3) Tanzania (5) Togo (17)	
<i>Agama mwanzae</i>	mwanza flat-headed agama	25	Tanzania	
<i>Kinyongia fischeri</i>	<u>Fischer's chameleon</u>	25	Tanzania	
<i>Chamaeleo dilepis</i>	flap-necked chameleon	26	Tanzania	
<i>Furcifer oustaleti</i>	oustalet's giant chameleon	25	Madagascar	
<i>Furcifer pardalis</i>	panther chameleon	25	Madagascar	
<i>Pelusios castaneus</i>	West African mud turtle	16	Togo	
<i>Python regius</i>	ball python	20	Togo	
<i>Xenagama batillifera</i>	beaver tailed agama	25	Ethiopia	
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	red-footed tortoise	20	Brazil	South America
<i>Corallus caninus</i>	emerald tree boa	25	Surinam	
<i>Iguana iguana</i>	green iguana	35	El Salvador	
<i>Acanthosaura capra</i>	green pricklenape	25	Vietnam	
<i>Gekko gecko</i>	tokay gecko	25	Vietnam	
<i>Physignathus cocincinus</i>	green water dragon	36	Vietnam	Asia
<i>Tiliqua gigas</i>	blue-tongued skink	10	Indonesia (4) New Guinea (6)	
Σ: 17 different species		410	11 countries	

(chelonians). This procedure was permitted according to the German animal welfare regulations by the German authorities (reference number 55.2-1-54-2531.3-57-10). Immediately after collection the untreated blood was microscopically examined on slides for 2 minutes for motile parasites such as microfilaria or trypanosomes using the 400 x magnification. Thin blood films were prepared, air-dried, transported to the laboratory in dust free slide storage boxes and stained according to Pappenheim using standard protocols (BINDER et al., 2012).

Stained smears were scanned using a Leitz Aristoplan microscope connected with a Leica camera (Type DC 300F, Leica Microsystems AG, Heerbrugg/CH) adhering to a standardized protocol comprising 4 steps: (1) Entire smears were examined with 100 x magnification, (2) four lines of meandering pattern in the monolayer area were investigated using the 400 x magnification. (3) If extracellular parasites were found in step 1, they were quantified by adding the number of parasites in two meander lines at the beginning, two in the monolayer region and two at the end of the smear. (4) In each smear 2000 erythrocytes were examined with a 1000 x magnification for intracellular pathogens and if found, they were counted to determine the percentage of the parasitemia (GODFREY et al., 1987). Parasite identification was performed based on their morphology as seen with light microscopy and cellular tropism according to E. REICHENOW (1919); TELFORD (2009) and in individual cases, based on original descriptions cited below. Taxonomic classification was based on TENTER und SCHNIEDER (2006). Measurements of length and width of the parasites were made from photographs using the calibrated Image Tool Software (UTHSCSA Image Tool for Windows Version 3.00).

Results and discussion

Blood parasites were detected in 117 (29 %) out of 410 reptiles of 12 species (Table 2). Most of the parasites were grouped to the protozoan families Haemogregarinidae, Hepatozoidae, Lankesterellidae, Plasmodiidae, Haemohormidiidae, and Trypanosomatidae.

Table 2 Detection rate and infection intensity of parasites found in reptilian species included in this investigation

Host species	Parasites	<i>n</i> infected (% infected)	Host cells infected (mean ± SD)	<i>n</i> extracellular parasites ^a (mean ± SD)
<i>Acanthocercus atricollis</i>	<i>Schellackia</i>	5 (23 %)	5.5 % ± 11.3	-
	<i>Sauroplasma</i>	5 (23 %)	2.8 % ± 3.3	-
<i>Acanthosaura capra</i>	<i>Plasmodium</i>	1 (4 %)	3 %	-
	<i>Trypanosoma</i>	3 (12 %)	-	12 ± 16.8
<i>Agama agama</i>	<i>Schellackia</i>	3 (12 %)	0.2 % ± 0.2	-
	<i>Plasmodium</i>	1 (4 %)	0.3 %	-
	<i>Filaria</i>	2 (8 %)	-	259 ± 320.3
<i>Agama mwanzae</i>	<i>Plasmodium</i>	4 (16 %)	0.1 % ± 0.1	-
	<i>Filaria</i>	3 (12 %)	-	49 ± 31
<i>Physignathus cocincinus</i>	<i>Plasmodium</i>	2 (6 %)	0.2 % ± 0.04	-
	<i>Filaria</i>	1 (3 %)	-	2
<i>Xenagama batillifera</i>	<i>Sauroplasma</i>	5 (20 %)	40.8 % ± 53.4	-
<i>Gekko gecko</i>	<i>Hepatozoon</i>	1 (4 %)	0.2 %	-
	<i>Trypanosoma</i>	11 (44 %)	-	16 ± 34.9
<i>Tiliqua gigas</i>		0	-	-
<i>Furcifer oustaleti</i>		0	-	-
<i>Furcifer pardalis</i>	<i>Sauroplasma</i>	7 (28 %)	2.9 % ± 2.9	-
	<i>Filaria</i>	6 (24 %)	-	89 ± 82.5
<i>Kinyongia fischeri</i>	<i>Schellackia</i>	10 (40 %)	0.7 % ± 1.2	-
	<i>Plasmodium</i>	5 (20 %)	0.4 % ± 0.3	-
	<i>Trypanosoma</i>	5 (20 %)	-	6 ± 6.2
	<i>Filaria</i>	2 (8 %)	-	539 ± 700
<i>Corallus caninus</i>	<i>Hepatozoon</i>	23 (92 %)	4.5 % ± 7.6	-
	<i>Trypanosoma</i>	1 (4 %)	-	2
<i>Python regius</i>	<i>Hepatozoon</i>	15 (75 %)	1.5 % ± 2.7	-
	<i>Trypanosoma</i>	3 (15 %)	-	2 ± 1.2
<i>Chelonoidis carbonaria</i>		0	-	-
<i>Pelusios castaneus</i>	<i>Haemogregarina</i>	8 (50 %)	1.2 % ± 1.2	-
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Virus	18 (69 %)	not counted	-
<i>Iguana iguana</i>	Virus	30 (86 %)	not counted	-

^a in 6 lines of meandering pattern (2 at the beginning, 2 in the monolayer region, 2 at the end of the smear)

In four host species (*Agama agama* (Linnaeus, 1758), *Agama mwanzae* Loveridge, 1923, *Kinyongia fischeri* (Reichenow, 1887), *Furcifer pardalis* (Cuvier, 1829)) metazoan parasites diagnosed as Filarioidea were detected. During this investigation, blood parasites were not found in the reptilian species *Chamaeleo dilepis* Leach, 1819, *Furcifer oustaleti* (Mocquard, 1894), *Iguana iguana* (Linnaeus, 1758), *Tiliqua gigas* (Schneider, 1801) and *Chelonoidis carbonaria* (Spix, 1824).

Intracellular apicomplexan parasites of the haemogregarine complex (Haemogregarinidae [*Haemogregarina*] and Hepatozoidae [*Hepatozoon*]), and of the families Lankesterellidae (*Schellackia*), Plasmodiidae (*Plasmodium*) and Haemohormidiidae (*Sauroplasma*) were detected in 8 individual turtles, 38 snakes and 49 lizards. Extracellular parasites of the Kinetoplastea, family Trypanosomatidae (*Trypanosoma*) were found in 4 snakes and 19 lizards, while filarial larvae (Nematoda) were detected in 14 lizards (Table 3).

Hemogregarines

Parasites of the haemogregarine complex (so-called hemogregarines) were found with high prevalence in two snake and one chelonian species and with low prevalence in one lizard species (Table 2). On average the parasitemia was low to medium ranging between 0.1 % and 5.5 % infected erythrocytes. The haemogregarines are identified based on their intraerythrocytic elongate to bent cell shape and a prominent dark nucleus. The families and genera within the haemogregarine complex cannot be distinguished based on their blood stages in the reptiles alone, but they are classified in accordance with their developmental pattern (sporogony) in the invertebrate hosts (TELFORD, 2009). According to SIDDALL (1995) we designated them as *Haemogregarina* when found in chelonians and as *Hepatozoon* when they occurred in snakes or lizards.

Half (50 %) of the examined individuals of the West African mud turtle *Pelusios castaneus* (Schweigger, 1812) imported from Togo were parasitized by *Haemogregarina* (Table 2). At present, only one hemogregarine species has been described to occur in turtle species of the Pelomedusidae, which is *Haemogregarina pelusiensi* Pienaar, 1962 found in *Pelusios sinuatus* (PAPERNA, 1989). This parasite resembles in size and morphology that found in *P. castaneus*. *Placobdella multistriata*, an African turtle leech, has been shown to be a vector (PAPERNA, 1989). Since the geographic distribution of *P. multistriata* (OOSTHUIZEN, 1979) overlaps with that of *P. castaneus* (N. KLEIN, 2006), the haemogregarines detected in the present study might belong to the species *H. pelusiensi*.

In both snake species included in this investigation, the ball python *Python regius* (Shaw, 1802) and the emerald tree boa *Corallus caninus* (Linnaeus, 1758), hemogregarines, designated here as *Hepatozoon*, were found with very high prevalence. In *P. regius*, 15 of 20 individuals (75 %) exported as ranches juvenile animals from Togo were infected. Sizes of

the parasites were within the size range of *Hepatozoon ayorgbor* (Sloboda et al., 2007) which had been found in ball pythons from Ghana (SLOBODA, 2008). The *Hepatozoon* found in this study might therefore also belong to this species. A mean of 1.5 % (maximum 9.3 %) of the erythrocytes of *P. regius* were infected.

In *C. caninus*, 23 (92 %) wild-caught individuals imported from Surinam showed *Hepatozoon* infection with a parasitemia ranging from 0.1 to 26 %. The only description so far of hemogregarines found in emerald tree boas and resembling in morphological details to this *Hepatozoon*-species was given by SLOBODA (2008), but this author did not use a species name. It has to be noted that for accurate identification of *Hepatozoon* found in *P. regius* and *C. caninus*, knowledge of morphology of developmental stages in the vectors or, alternatively, molecular genetic information would be necessary. At present, PCR and sequencing are used to characterize the hemogregarines detected in this study (Strütt et al. in preparation).

Interestingly, in only one wild-caught tokay gecko (*Gekko gecko* (Linnaeus, 1758)) out of 25 (4 %) imported from Vietnam, infection with *Hepatozoon* was found. The parasites found here had the same morphological characteristics and effects on the host cell (hypertrophy, deformation and karyolysis) (Fig. 1) as *Hepatozoon mesnili* described in 1936 already from *G. gecko* originating from the same country, Vietnam (ROBIN, 1936).



Fig. 1 *Hepatozoon* in tokay gecko (*Gekko gecko*), Pappenheim stain, x 1000, Note hypertrophy and morphological changes of the hostcell (erythrocyte)

Coccidea

Parasites of the order Eimeriida, identified as *Schellackia*, were found in African Agamidae and in Chamaeleonidae: in *Agama agama* imported from Togo and Cameroon (interestingly not in the individuals from Tanzania), in *Acanthocercus atricollis* (Smith, 1849) from Tanzania as well as in *Kinyongia fischeri* from Tanzania. The identification of the genus *Schellackia* (Lankesterellidae) was based on the detection of intraerythrocytic



Fig. 2 *Schellackia* in southern tree agama (*Acanthocercus atricollis*), Pappenheim stain, x 1000, Note the two refractile bodies (→)

encapsulated sporozoites containing one or two homogeneous refractile bodies on each side of the nucleus, which appears usually as a chromatin band (Fig. 2). Species diagnosis, however, is only possible when developmental stages from the host gut and biological data are also taken into consideration (BRISTOVETZKY und PAPERNA, 1990; TELFORD, 1993). In the chameleon *Kinyongia fischeri* the highest prevalence with 10 (40 %) animals infected by *Schellackia*, but at the same time a low parasitemia (only 0.1-3.6 %) was detected. In contrast, in the southern tree agama *A. atricollis*, only 5 out of 25 individuals were found to be parasitized, but up to 25.7 % of the red blood cells were carrying *Schellackia* (with very high intraspecific variation in parasitemia levels, however, as shown in Table 2). It is noteworthy that a species named *Schellackia agamae* (Laveran et Petitt, 1909) was described in *A. agama* from the Central African Republic (ROGIER, 1977). The sizes of sporozoites found in the Agamidae in this study were very similar, but the geographical origin of hosts was different. The three infected *A. agama* in this study came from Togo and Cameroon and *A. atricollis* originated from Tanzania. While the parasites detected in *A. agama* might belong to the species *S. agamae*, the very high host specificity described for *Schellackia* sp. (TELFORD, 2009) argues against a classification as *S. agamae* of the parasites detected in the other host species (*A. atricollis*). BRISTOVETZKY und PAPERNA (1990) found *Schellackia* in *A. stellio* from Jerusalem and named it *Schellackia* cf. *agamae*, because of the incertitude having found *S. agamae*.

In the study presented here, parasites of the genus *Schellackia* have been described for the first time in *K. fischeri*.

Table 3 Morphology of the parasites found in this investigation

Parasite	Host	L x W (mean±SD) [µm]	L x W (Range) [µm]	n	Shape	Nucleus	Colour of cytoplasm (Pappenheim)	Characteristics
<i>Haemogregarina</i>	<i>Pelusius castaneus</i>	23.9 ± 5.2 x 4.8 ± 1.1	10.9-33.4 x 3.1-6.9	42	blunt-elongate, bent	dark-spotted	violet-pale blue	
<i>Hepatoozon</i>	<i>Python regius</i>	13.5 ± 2.6 x 3.4 ± 0.7	9.6-17.5 x 2.4-5.2	94	elongate	good visible	violet-blue	
<i>Hepatoozon</i>	<i>Corallus caninus</i>	13.8 ± 1.8 x 3.9 ± 1	8.3-18.7 x 1.4-6.2	105	blunt-elongate, bent	thinner-equal thick, central-polar	violet-blue	
<i>Hepatoozon</i>	<i>Gekko gekko</i>	31.6 ± 2.4 x 7.8 ± 1.2	27.6-37.3 x 5.4-9.5	15	elongate-bent	spotted, short-long	bright-violet	massive morphological changes of host cell
<i>Schellackia</i>	<i>Acanthocercus atricollis</i>	11.5 ± 0.9 x 3.6 ± 0.4	9.2-13.8 x 2.5-4.3	63	elongate	accumulation of chromatingranules	bright	two refractile bodies
<i>Schellackia</i>	<i>Agama agama</i>	10.3 ± 1.3 x 3.5 ± 0.5	9.1-13.3 x 3-4.3	10	elongate	accumulation of chromatingranules	bright	two refractile bodies
<i>Schellackia</i>	<i>Kinyongia fischeri</i>	12 ± 1.2 x 2.7 ± 0.5	9-14.7 x 2-4.3	53	elongate	accumulation of chromatingranules	bright	two refractile bodies
<i>Sauroplasma</i>	<i>Acanthocercus atricollis</i>	2.3 ± 0.5 x 2.1 ± 0.5	1.1-3.4 x 1-4.3	25	round or irregular	not visible-marginal	white-red	
<i>Sauroplasma</i>	<i>Furcifer pardalis</i>	2.8 ± 0.8 x 2.5 ± 0.81	1.4-4.4 x 1-4.3	43	round or irregular	not visible-marginal	white-red	
<i>Sauroplasma</i>	<i>Xenagama batillifera</i>	2.9 ± 0.7 x 2.5 ± 0.7	1.6-5 x 1.1-4.3	69	round or irregular	not visible-marginal	white-red	
<i>Plasmodium</i>	<i>Agama agama</i>	11.1 ± 1.1 x 4.9 ± 1.2	10-13 x 3.8-7.4	7	oval to spindleshaped	not visible	blueish	hemozoin granules
<i>Plasmodium</i>	<i>Agama mwanzae</i>	8.0 ± 1.5 x 5.5 ± 2	6.1-11.2 x 3.4-9.3	9	oval to spindleshaped	not visible	blueish	hemozoin granules
<i>Plasmodium</i>	<i>Kinyongia fischeri</i>	13.9 ± 3 x 4.9 ± 1.1	7.1-19.2 x 2.7-7.4	42	ends acuminate	not visible	blueish	hemozoin granules
<i>Plasmodium</i>	<i>Acanthosaura capra</i>	4.4 ± 1 x 2.5 ± 0.5	3.3-5.9 x 1.7-3.2	22	round or irregular	few marginal granules-not visible	blueish	bright centre, no or few hemozoin granules
<i>Plasmodium</i>	<i>Physignathus cocincinus</i>	6 ± 1.1 x 4.3 ± 0.6	4.3-8.7 x 3.3-5.2	17	oval or round	not visible	bright-violet	few hemozoin granules
<i>Trypanosoma</i>	<i>Kinyongia fischeri</i>	37.7 ± 5.3 x 7.6 ± 2.5	29-50.9 x 4.3-14.7	23	leaf-shaped	not visible-oval bright area	blueish	visible undulating membrane, free flagellum 20.6-27.2 (23.9 ± 2.1) ^b
<i>Trypanosoma</i>	<i>Python regius</i>	38.5 ± 9.6 x 5 ± 1.9	31.4-53.5 x 2.4-7	5	leaf-shaped	oval bright area	blueish, violet granules	visible undulating membrane, short free flagellum 21.9-34.7 (27.4 ± 6.6) ^b
<i>Trypanosoma</i>	<i>Corallus caninus</i>	41.3 ± 7.2 x 6.0 ± 1.3	36.2-46.4 x 5.1-6.9	2	leaf-shaped	oval bright area	violet	prominent undulating membrane 28.6-29.2 (28.9 ± 0.4) ^b
<i>Trypanosoma</i>	<i>Acanthosaura capra</i>	47.8 ± 6.2 x 4.8 ± 1.2	40-56.9 x 3.1-6.7	15	slender, elongate	not visible	violet, dark stained	visible undulating membrane, free flagellum
<i>Trypanosoma</i>	<i>Gekko gekko</i>	50.7 ± 3.3 x 9.3 ± 1.6	42.3-58.7 x 7-12.9	22	leaf-shaped to elongate	prominent bright area	violet	kinetoplast not visible
<i>Filaria</i>	<i>Agama agama</i>	82.9 ± 6.6 x 5.8 ± 0.8	69.9-92.9 x 4.5-7.7	40	anteriorend blunt, posteriorend tapering			visible undulating membrane, free flagellum 24.5-39.8 (33.6 ± 6.1) ^b
<i>Filaria</i>	<i>Agama mwanzae</i>	162.6 ± 11.3 x 3.6 ± 0.6	140.1-184 x 2.2-4.4	18	anteriorend blunt, posteriorend tapering			sheath loose around entire body length
<i>Filaria</i>	<i>Kinyongia fischeri</i>	119.7 ± 8.1 x 5.1 ± 0.9	102.8-129.9 x 3.6-7.2	32	anteriorend blunt, posteriorend tapering			sheath loose around entire body length, posterior end bent over
<i>Filaria</i>	<i>Furcifer pardalis</i>	116.6 ± 13.9 x 5.3 ± 0.91	87.7-145.5 x 3.6-9.2	104	anteriorend blunt, posteriorend tapering			sheath loose at posterior end
<i>Filaria</i>	<i>Physignathus cocincinus</i>	79.5 ± 14.5 x 5.5 ± 0.4	59.8-104.6 x 4.7-6	10	anteriorend blunt and broader, posteriorend tapering			sheath loose at anterior or posterior end
<i>Virus</i>	<i>Chamaeleo dilepis</i>	1.7 ± 0.7 x 1.5 ± 0.6	0.8-2.7 x 0.8-2.5	25	round		red	with, or without blueish albuminoid body
<i>Virus</i>	<i>Iguana iguana</i>	4.0 ± 0.7 x 2.4 ± 0.6	2.3-6 x 0.9-3.7	66	oval-rectangular		white	no albuminoid body

^b distance between kinetoplast and anterior body end: range (mean±SD)[µm]

Plasmodium

The occurrence of intraerythrocytic merozoites, multinucleated meronts and, generally, pigment (hemozoin) producing gametocytes are characteristic for *Plasmodium*. Malarial parasites were detected in erythrocytes from African lizards (*A. agama*, *A. mwanzae*, *K. fischeri*) and from Asia (*P. cocincinus*, *Acanthosaura capra* Günther, 1861). Interestingly, plasmodia had the lowest parasitemia of all hemoparasites found in this investigation (0.1-3 %). To our knowledge, this is the first description of *Plasmodium* in *P. cocincinus*. These parasites were

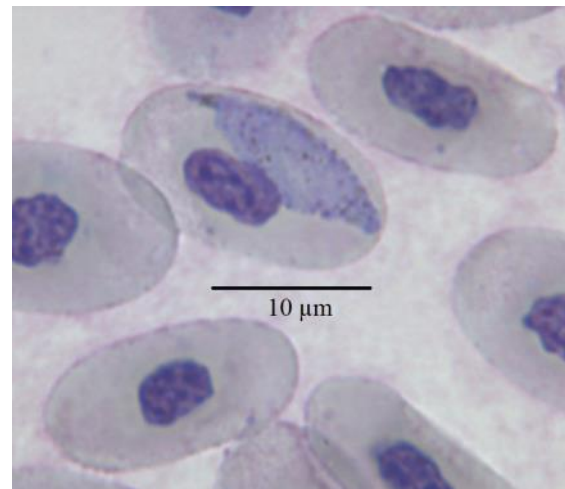


Fig. 3 Plasmodium in Fischer's chameleon (*Kinyongia fischeri*), Pappenheim stain, x 1000, Note the tapering ends of the parasite

morphologically most similar to *Plasmodium volans* Telford, 1995 from a Philippine agamid lizard (TELFORD, 1995b). There are also no records of plasmodiids in *A. capra* so far. In order to confirm conspecificity with *Plasmodium* species described already or to designate the parasites detected in this investigation as new species, further knowledge of morphology, biology including life cycle in vertebrate and insect hosts or molecular genomic data would be necessary.

Similarly, at present, records of *Plasmodium* parasites in *Agama mwanzae* from Tanzania/East Africa do not yet exist. The morphological characteristics of these *Plasmodium* being small with irregular shape corresponded most to *P. robinsoni* Brygoo, 1962 found in a closely related *Agama* species, *A. agama*, originating from Kenya (East Africa) (DIPEOLU und MUTINGA, 1989). Since the number of parasites and of differing developmental stages found in the present investigation was very small, unequivocal identification of these *Plasmodium* parasites was not possible.

Plasmodium was also detected in a single *A. agama* imported from Togo/West Africa. These parasites might belong to the species *P. agamae* Wenyon, 1909 based on morphological similarities and because this parasite was described to occur in common agama from several localities in Africa (TELFORD, 2009). Pigmented plasmodiids, very similar to *Plasmodium acuminatum* Pringle, 1960 (PRINGLE, 1960; TELFORD, 1988) were found in a single Fischer's chameleon (Fig. 3). Eponymous and characteristic for this species are the tapering ends of the intraerythrocytic stages which were also detected in the parasites found here. Unfortunately we could not compare length and width of the parasites detected here with those of *P. acuminatum* because no dimensional data are available. *P. fischeri* Ball & Pringle, 1965 is another *Plasmodium* species described in the same host species. This

Plasmodium, however, presented much smaller gametocytes (length x width being 8-11 x 5-8 μm) (BALL und PRINGLE, 1965) compared to the parasites detected in our study.

Piroplasms

Piroplasms appear in erythrocytes as small (1.1-5.0 x 1.0-4.3 μm) inclusions, round to amoeboid in shape (LAINSON et al., 1971), containing granules of chromatin associated with a vacuole (TELFORD, 2009). Because of their small size and vacuole-like look, an infection with *Sauroplasma* sp. (occurring in lizards) or *Serpentoplasma* sp. (occurring in snakes) can easily be overlooked or mistaken as artifacts or infections with bacterial organisms or virus particles, and of course also vice versa (TELFORD, 2009). Piroplasms were found in this study in lizards only and with low to



Fig. 4 *Sauroplasma* in beaver tailed agama (*Xenagama batillifera*), Pappenheim stain, x 1000, Note high parasitemia

very high degrees of parasitemia. In *Xenagama batillifera*, Vaillant, 1882 imported from Ethiopia, a mean of 40.8 % of the red blood cells were infected by *Sauroplasma* sp. Two animals even showed 99 % parasitemia (Fig. 4). This was in contrast to previously described cases, where maximum infection rates of erythrocytes of 56 % were found (DU TOIT, 1937; PIENAAR, 1962). *Sauroplasma* have not been described previously from the host species *X. batillifera*, and parasite species determination was thus not possible. Whether the *Sauroplasma* detected in the present study in *F. pardalis* imported from Madagascar are conspecific with *Sauroplasma* described by BRYGOO (1963a) in *Chamaeleo verrucosus* from Madagascar, cannot be decided without molecular phylogenetic analyses. TELFORD (2009) found unspecified *Sauroplasma* in Tanzanian Chameleontidae and Skinkidae. *Sauroplasma* parasites were also described in several Asian lizard species, among them *Physignathus cocincinus* Barbour, 1912 and *Gekko gecko* (TELFORD, 2009). These host species were also included in this investigation, but intraerythrocytic piroplasmid inclusions have not been detected.

Trypanosoma

Kinetoplastida of the genus *Trypanosoma* were found in lizards from Africa and Asia and in both examined snake species (*P. regius* and *C. caninus*) from Surinam and Togo. *Trypanosoma* are motile extracellular leaf-shaped to elongate organisms possessing an undulating membrane and often a free flagellum. In the present investigation, one *G. gecko*

showed a very high infection intensity of trypanosomes with 118 parasites found in six meandering lines of a blood smear. Until now, only one species, *Trypanosoma gekkonis* Telford, 1995 has been described in this host species from Thailand (TELFORD, 1995c) and kinetoplastid organisms found here resembled them in morphology and size.

In ball pythons from Ghana trypanosomes morphologically and genetically very similar to *Trypanosoma varani* from Sudanese monitor lizards (*Varanus niloticus*) were detected

(SATO et al., 2009). Based on the morphology and the measurements performed here, the trypanosomes found in *P. regius* from Togo seemed to be nearly identical to the parasites described by SATO et al. (2009) and were tentatively determined as *Trypanosoma* cf. *varani*.

With regard to the trypanosomatids detected in *C. caninus* from Surinam, descriptions of morphologically similar parasites of snakes of the family Boidae could not be found. *Trypanosoma alamantae* and *T. constrictor* occurring in South American Boidae (PESSÔA und FLEURY, 1969) were much larger, while *Trypanosoma hogei*, described in the snake species *Rhachidelus brazili* (family Colubridae) (PESSÔA, 1968) was morphologically very similar to the trypanosomes detected in *C. caninus*. With 36.5-46.5 µm length x 7-9 µm width, *T. hogei* was slightly broader than trypanosomes found in the emerald tree boa examined here. The trypanosomes detected in *C. caninus*, however, did not only resemble *T.*

hogeii in size but also in the occurrence of pointed ends, the position of the kinetoplast (26.5 - 31.5 µm distance to the anterior end of the parasites) and the prominent undulating membrane (Fig. 5). Without further investigations it remains uncertain, whether the same *Trypanosoma* species is infecting two different families of snakes.

A very slender and elongate *Trypanosoma* form, which could not be attributed to a species, was found in green pricklenape agamas from Vietnam (Fig. 6). In addition, trypanosomes were found in the Fischer's chameleons which were much larger in size than *T. therizienii*, a

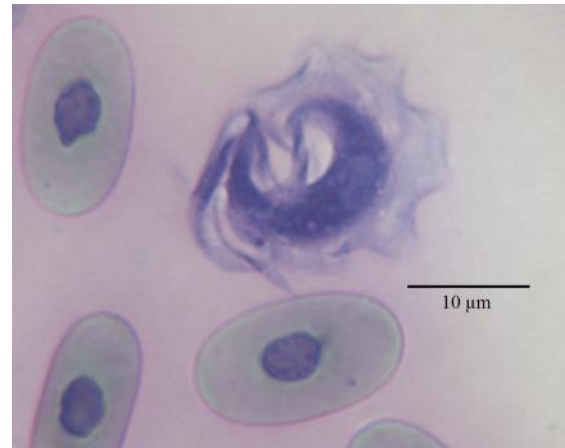


Fig. 5 *Trypanosoma* in emerald tree boa (*Corallus caninus*), Pappenheim stain, x 1000, Note the prominent undulating membrane

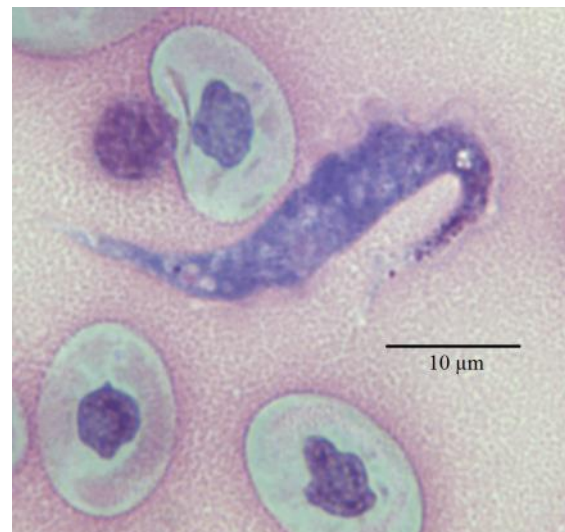


Fig. 6 *Trypanosoma* in green pricklenape (*Acanthosaura capra*), Pappenheim stain, x 1000

species described in Madagascan chameleons (BRYGOO, 1963b). We therefore also failed to identify the trypanosome species infecting *Kinyongia fischeri*.

Filarioidea

Filarial larvae (microfilariae), extracellular blood parasites, were found in huge numbers in the blood of 14 individuals of 5 lizard species (Table 2, 3). In one *K. fischeri* more than 1000 larvae were counted in 6 meandering lines of the blood smear. Microfilariae were found mainly in reptiles imported from Africa and with high parasitemia (mean: 49 – 539 larvae in 6 meandering lines of the blood smear, Table 2). Remarkably, only common agamas imported from Cameroon, but not from Togo and Tanzania were infected with microfilariae. As microfilariae are growing during their development in the blood (RASHEED, 1965), accurate identification based solely on their size is not possible. As shown in Table 3, a high variation in length has also been detected in our study. Important diagnostic features are therefore the shape of the body and the existence and characters of a sheath.

The morphology of microfilariae found in *Agama agama* and in the chameleon species *Kinyongia fischeri* and *Furcifer pardalis* examined here was similar to *Foleyella* sp. described by BARTLETT (1986). Microfilaria

of this genus have been morphologically characterized by the presence of a sheath, which is generally loose along the entire length of the body and which varies in shape from oval to elongate, by bluntly rounded anterior and posterior body ends and



Fig. 7 Microfilaria in mwanza flat-headed agama (*Agama mwanzae*), Pappenheim stain, x 400, Note hook-like tailposition

acuminated tail regions (BARTLETT, 1986). In addition, species of *Foleyella* seem to have a certain degree of host specificity occurring only in the lizard families Agamidae and Chameleoniidae (BARTLETT, 1986). It has even been assumed that all filarial species in chameleons exclusively belong to the genus *Foleyella* (IRIZARRY-ROVIRA et al., 2002). Based on the morphology of adult worms OBIAMIWE et al. (1995) and BOLETTE (1998) identified filarial worms parasitizing *K. fischeri* and *A. agama* as *Foleyella candezei* Fraipont, 1982. IRIZARRY-ROVIRA et al. (2002) found *Foleyella furcata* (Linstow, 1899) in *Furcifer pardalis*, with the diagnosis also mainly based on morphologic characteristics of adult worms. While the microfilariae we found in *K. fischeri* and *F. pardalis* were very similar in appearance (size, sheath only loose at the posterior end), microfilariae from *A. agama* were much smaller and their sheaths were loose along the whole length and much longer than the larval body at the posterior end. Thus, it is assumed that the latter microfilariae belong to a different

Foleyella species. Nevertheless, identification remains vague, until adult worms can be described and compared morphologically.

In *A. mwanzae* from Tanzania very long and thin filarial larvae, holding the tail in a hook-like position (Fig. 7) were found. These microfilariae were morphologically similar to *Brygoofilaria* (= *Thamugadia*) *agamae* (Sulahian and Schacher, 1968) in *Agama stellio* from Lebanon (SULAHIAN und SCHACHER, 1968). *Thamugadia* sp. infect lizards (Agamidae, Geckonidae, Lacertidae) in the north of Africa and the Mediterranean region (BAIN et al., 1993), but has not yet described to occur in East Africa.

Interestingly, only one reptilian species originating from Asia, *Physignathus cocincinus* imported from Vietnam, was found being host of filarial larvae (Fig. 8). Morphologically, the microfilariae were similar to *Oswaldofilaria samfordensis* Manzanell, 1982 found in *Physignathus lesueurii* from Australia (MANZANELL, 1982). They differed, however, in the shape of the sheath. In the microfilariae detected in this study the sheath were not longer than the microfilariae in contrast to *O.*



Fig. 8 Microfilaria in green water dragon (*Physignathus cocincinus*), Pappenheim stain, x 400, Note the prominent red area (→)

samfordensis. A remarkable prominent red area was visible after staining according to Pappenheim. The identity of this structure is not clear to us. Because of the localization within the larvae, it might be the “Innenkörper” described to produce chitinase (WU et al., 2008). Species identification was not possible because adult worms were not available for analysis.

Viruses

In 69% of *Chamaeleo dilepis* from Tanzania, red round inclusions associated with an albuminoid body were found in the erythrocytes. These particles were identified as Iridovirus using electron microscopy (Behnke, Heckers unpublished). In addition, in *Iguana iguana* imported from El Salvador, white rectangular vacuole-like intraerythrocytic inclusions were found in 30 out of 35 (86%) of the animals. They morphologically resembled to Lizard Erythrocytic Virus, which is an Iridovirus (CAMPBELL, 2012). Further investigations, however, are necessary to clarify the identity of these inclusion bodies.

Risks of emerging infectious diseases

Hemogregarines require vectors for development. While at least some of the individual hemogregarine species seem to be rather specific for their vectors, a huge range of possible arthropod vectors has been identified for these parasites as a group. Lice, fleas, bugs, ticks, mites, mosquitoes, sandflies or tsetse flies may serve as definitive hosts for *Hepatozoon* (SMITH, 1996). Leeches were found to transmit *Haemogregarina* to aquatic animals (PAPERNA, 1989). The vertebrate host range for hemogregarines is also very large. Mammals, birds, reptiles and amphibians from all over the globe were described to be infected with *Hepatozoon* (SMITH, 1996). In Europe, hemogregarines were found in lizards from i.e. Portugal, Poland and Scandinavia (SVAHN, 1974; MAJLATHOVA et al., 2010; ROCA und GALDON, 2010). With regard to individual *Hepatozoon* species, vertebrate host specificity is more restricted, but seems not always limited to a single species. In experimental conditions *Hepatozoon* and *Haemogregarina* from one reptile species were able to infect other species (SIDDALL und DESSER, 2001; SLOBODA et al., 2007). SLOBODA et al. (2007) for example, succeeded in transmitting *Hepatozoon ayorgbor* from *Python regius* to *Boa constrictor*. Whether the imported *Hepatozoon* and *Haemogregarina* found in the present investigation would be able to establish populations and threaten health of the native fauna or pet reptiles remains unclear because parasite species identity as well as vertebrate and invertebrate (final) host range are unknown. It cannot be excluded that such hosts already occur and that a risk for emerging in wildlife or pet reptile populations exists.

With regard to the hemococcidia of lizards found in this study, it is known that *Schellackia* develops in the gut of the vertebrate host by merogony, gamogony and sporogony. Sporozoites, formed in the oocysts, however, are not excreted with feces as known in e.g. species of the family Eimeriidae, but invade circulating blood cells. Bloodsucking arthropods ingest the parasites during blood meal. It has been documented that the arthropod hosts only serve as mechanical vectors while further development or multiplication of the hemococcidia occurs in the vertebrate host (E. REICHENOW, 1919). With regard to the mechanical vector low host specificity has to be expected. Thus reptiles can be infected by a variety of hematophagous arthropods like ticks, mites as well as mosquitoes and sandflies depending on local conditions, but also by predation of infected reptilian hosts or, experimentally proven, also vertebrate host tissues (E. REICHENOW, 1919; KLEIN et al., 1988; BRISTOVETZKY und PAPERNA, 1990). Concerning reptiles, hemococcidia have a very high host specificity probably limited to single host species (TELFORD, 2009). The risk of *Schellackia* transmission is regarded as high for conspecific reptilians, especially stock partners, because potential arthropod vectors are nearly ubiquitous and are also common in private pet reptilian husbandry. The risk for humans or for the wildlife herpetofauna, however, is considered to be very low.

The geographic distribution of malarial parasites in reptiles has so far been documented to be very limited and probably depending on the occurrence and biology of the vectors (BALL und PRINGLE, 1965; SCHALL und MARGHOEB, 1995). The identity of vectors for reptilian plasmodiids is largely unknown so far and it has been assumed that the host specificity is rather high (SCHALL, 1990a). With regard to lizard *Plasmodium* parasites, a vector has been described only for two *Plasmodium* species. Phlebotomine sandflies of the species *Lutzomyia vexator* and *Lutzomyia stewarti* were detected as definitive hosts for *Plasmodium mexicanum* (AYALA und LEE, 1970) and the mosquito species *Culex erraticus* has been shown to be a vector for *Plasmodium floridense* (KLEIN et al., 1987). Reptile malaria was found on all continents (except Europe so far) and in varying climate conditions (SCHALL, 1990a). Phlebotominae occur in regions where the mean temperature per year is above 10° C (MAIER et al., 2001). Thus it cannot be excluded that vectors for saurian malarial parasites may emerge during climate change. Recently, Phlebotominae were detected in Hessen (Germany), which represents the most northern area of their distribution (MELAUN et al., 2014). At present, because of their host specificity and because of probably limited occurrence of vectors, the infection risk for stock partners in housings close to nature and for wildlife in Europe is considered very low. Nevertheless, as shown for birds in Hawaii, malarial parasites have the potential of eradicating naïve species, when in addition to potent vectors the parasites are introduced in formerly free areas and find susceptible host populations (VAN RIPER III et al., 1986).

With regard to Piroplasms, scientific publications on the genera *Sauroplasma* and *Serpentoplasma* occurring in reptiles are very scarce so far. Infection has been described once for Europe. In Sweden and Denmark, lizards were found to be infected with *Sauroplasma boreale* (SVAHN, 1976). The natural vectors are not known, but it was assumed that ticks serve as definitive hosts, like in other piroplasmid taxa (*Babesia*, *Theileria*) (SVAHN, 1976). In local surveys of lizard populations, prevalences of less than 0.1 – 6 % were found and it was assumed that they are generally low (TELFORD, 2009). Because of vacuole-like appearance of the parasites in the erythrocytes, infections might sometimes be overlooked. Since their life cycles, vectors, ways of transmission and pathogenicity are essentially unknown we cannot assess the risk for endemic herpetofauna or for humans arising from imported piroplasms. Some piroplasmid species occurring in mammals, *B. divergens* in cattle and *B. microti* in rodents transmitted by *Ixodes ricinus*, are known zoonotic pathogens and were shown to cause diseases, mostly in immunosuppressed patients (UILENBERG, 1995; GRANSTRÖM, 1997).

Trypanosoma species were found to have no strict host specificity. Trypanosomes from a snake species of the family Viperidae could be successfully transmitted to a snake species of the Colubridae (VIOLA et al., 2008). Another *Trypanosoma* sp. was transferred between

species within the family Chamaeleonidae, but not to other lizard families (BRYGOO, 1963a; TELFORD, 1995a). In general, experimental infection of unnatural hosts (host switches) resulted in high mortality (BRYGOO, 1963b). Host-switching was shown to occur during evolution of reptilian trypanosomes (JAKES et al., 2001; VIOLA et al., 2008) and is still taking place at present (SATO et al., 2009). Consequently, when potential vectors like leeches, sandflies or tsetse flies (TELFORD, 1995a) are available, imported trypanosomes might lead to a threat for new reptilian hosts. It has also been shown, that reptiles may serve as possible reservoirs for *Trypanosoma brucei*, the agent of the African sleeping sickness (WOO und SOLTYS, 1969; NJAGU et al., 1999).

Reptilian filariae are transmitted by sandflies and mosquitoes where they develop from the first to the third larvae which are infective for new vertebrate hosts. In general, vector specificity is regarded as rather low (BAIN und BABAYAN, 2003), but partial development of filariae connected with disease has been documented in accidentally infected unnatural hosts. Several cases of subcutaneous dirofilariosis in humans, caused by adult worms of *Dirofilaria repens*, a parasite known from carnivore mammals, have been described (AUER und SUSANI, 2008). It is known that the geographic distribution of culicid mosquitoes (vectors) is much wider than that of the filarial worm they transmit and that low ambient temperatures limit filarial larval development and thus spread of the nematodes. In Europe, for example, some culicid mosquitoes able to transmit *Dirofilaria immitis* and *Dirofilaria repens*, are known to be widely distributed over the continent (KRONEFELD et al., 2014), but only in the last decades an increasing number of autochthonous cases of canine and human cutaneous dirofilariosis caused by *Dirofilaria repens* has been documented in Germany, Austria and the Netherlands (SASSNAU und GENCHI, 2013) indicating spread of *Dirofilaria repens* from endemic areas in the Mediterranean area into the Northern regions of Europe. This spread was attributed to climate change and rising temperatures, and it has been shown, that in the last years temperatures necessary for filarial development can also be achieved in northern regions (GENCHI et al., 2011; SASSNAU et al., 2014). Endemic occurrence of the canine heartworm *Dirofilaria immitis* in Germany, however, is at present still subject of ongoing debate. Recent detection of its DNA in German mosquitoes argue for a spread of this parasite into regions of Northern Europe as well (SASSNAU et al., 2014).

Some filariae in reptiles have a very wide geographic distribution. The occurrence of *F. candezei* was found to range from West and East Africa to the Middle East (OBIAMIWE und IREDU, 1982). Interestingly, in our study common agamas from Cameroon, but not from Togo, were found infected with microfilaria. The majority of the *A. agama* from Togo was wild-caught but the exact localisation of capture was not documented. Environmental conditions (climate, occurrence of vectors) which might explain this difference are therefore not known to us.

In conclusion our investigation demonstrates that reptiles imported from their country of origin to Germany or other industrial countries often are carriers of hemoparasites. We assume a risk of spreading especially for parasites with low host specificities for both reptilian hosts and vectors. Previous studies revealed that imported reptiles are frequently infested with ticks and mites (BURRIDGE, 2001; KENNY et al., 2004; PIETZSCH et al., 2006). These ectoparasites might find ideal conditions at the new destination (in the terraria or even in nature) and establish new populations and they might also contribute to the expansion of hemoparasites. Since a risk for introduction of agents of new diseases to domestic and companion animals, wildlife and humans by reptiles exists, we strongly recommend quarantine combined with examination for pathogens, control of potential vectors and, if necessary, treatment against ectoparasites.

References

- Auer H, Susani M (2008) Der erste autochthone Fall einer subkutanen Dirofilariose in Österreich. *Wien Klin Wochenschr* 120 (4):104-106. doi:10.1007/s00508-008-1031-4
- Ayala SC (1978) Checklist, host index, and annotated bibliography of *Plasmodium* from reptiles. *J Eukaryot Microbiol* 25 (1):87-100. doi:10.1111/j.1550-7408.1978.tb03874.x
- Ayala SC, Lee D (1970) Saurian malaria: development of sporozoites in two species of Phlebotomine sandflies. *Science* 167 (3919):891-892
- Bain O, Babayan S (2003) Behaviour of filariae: morphological and anatomical signatures of their life style within the arthropod and vertebrate hosts. *Filaria J* 2 (1):16. doi:10.1186/1475-2883-2-16
- Bain O, Wanji S, Petit G, Paperna I, Finkelman S (1993) Filaires Splendidofilariinae de lézards: nouvelles espèces, redescription, cycle chez phlébotome. *Syst Parasitol* 26 (2):97-115. doi:10.1007/bf00009217
- Ball GH, Pringle G (1965) *Plasmodium fischeri* n. sp. from *Chamaeleo fischeri*. *J Eukaryot Microbiol* 12 (4):479-482. doi:10.1111/j.1550-7408.1965.tb03246.x
- Bartlett CM (1986) The reptilian filarioid genus *Foleyella* Seurat, 1917 (Onchocercidae: Dirofiliariinae) and its relationship to other dirofiliariine genera. *Syst Parasitol* 9 (1):43-56. doi:10.1007/bf00009896
- Binder T, Diem H, Fuchs R, Gutensohn K, Nebe T (2012) Pappenheim Stain: Description of a hematological standard stain – history, chemistry, procedure, artifacts and problem solutions. *Laboratoriumsmedizin*, vol 36. doi:10.1515/labmed-2012-0027
- Bolette DP (1998) *Foleyella candezei* (Onchocercidae: Dirofiliariinae) from a Fischer's chameleon, *Bradypodion fischeri* (Sauria: Chamaeleonidae) with a comment on the synonymy of *F. candezei*. *J Parasitol* 84 (5):1034-1035
- Bristovetzky M, Paperna I (1990) Life cycle and transmission of *Schellackia cf. agamae*, a parasite of the starred lizard *Agama stellio*. *Int J Parasitol* 20 (7):883-892. doi:10.1016/0020-7519(90)90026-j
- Brygoo ER (1963a) Contribution à la connaissance de la parasitologie des caméléons malgaches. Masson, Paris
- Brygoo ER (1963b) Hematozoaires de reptiles malgaches. I. *Trypanosoma therezieni* n. sp. parasite des chameleons de Madagascar. Infestation naturelle et expérimentale. *Arch Inst Pasteur Madag* 31:133-141
- Burridge MJ (2001) Ticks (Acari: Ixodidae) spread by the international trade in reptiles and their potential roles in dissemination of diseases. *Bull Entomol Res* 91 (1):3-23
- Burridge MJ, Simmons LA, Allan SA (2000) Introduction of potential heartwater vectors and other exotic ticks into Florida on imported reptiles. *J Parasitol* 86 (4):700-704
- Campbell TW (2012) Hematology of Reptiles. In: Thrall MA, Weiser G, Allison R, Campbell TW (eds) *Veterinary Hematology and Clinical Chemistry*. 2nd edn. John Wiley & Sons, Inc., pp 277-297
- Cook CA, Smit NJ, Davies AJ (2010) Hemoproteids (Apicomplexa: Haemoproteidae) from South African tortoises (Cryptodira: Testudinidae). *J Parasitol* 96 (6):1168-1172. doi:10.1645/ge-2527.1
- Czajka C, Becker N, Jöst H, Poppert S, Schmidt-Chanasit J, Krüger A, Tannich E (2014) Stable transmission of *Dirofilaria repens* nematodes, northern Germany. *Emerging infectious diseases* 20 (2):329
- de Thoisy B, Michel JC, Vogel I, Vie JC (2000) A survey of hemoparasite infections in free-ranging mammals and reptiles in French Guiana. *J Parasitol* 86 (5):1035-1040
- Dipeolu OO, Mutinga MJ (1989) Saurian malaria in kenya: redescription of some *Plasmodium* species of lizards in africa and a key for the identification of all reported species. *Int J Trop Insect Sci* 10 (04):531-544. doi:doi:10.1017/S1742758400021585
- Du Toit P (1937) A new piroplasm (*Sauroplasma thomasi* ng, n. sp.) of a lizard (*Zonurus giganteus*, Smith). *Onderstepoort J vet Sci Anim Ind* 9:289-299

- Ewers WH (1968) Blood parasites of some New Guinea reptiles and amphibia. *J Parasitol* 54 (1):172-174
- Fèvre EM, Bronsvoort BMdC, Hamilton KA, Cleaveland S (2006) Animal movements and the spread of infectious diseases. *Trends Microbiol* 14 (3):125-131
- Genchi C, Kramer LH, Rivasi F (2011) Dirofilarial infections in Europe. *Vector Borne Zoonotic Dis* 11 (10):1307-1317. doi:10.1089/vbz.2010.0247
- Godfrey RD, Fedynich AM, Pence DB (1987) Quantification of hematozoa in blood smears. *J Wildl Dis* 23 (4):558-565
- Granström M (1997) Tick-borne zoonoses in Europe. *Clin Microbiol Inf* 3 (2):156-169. doi:10.1111/j.1469-0691.1997.tb00592.x
- Harrus S, Baneth G (2005) Drivers for the emergence and re-emergence of vector-borne protozoal and bacterial diseases. *Int J Parasitol* 35 (11–12):1309-1318
- Hull RW, Camin JH (1960) Haemogregarines in snakes: the incidence and identity of the erythrocytic stages. *J Parasitol* 46 (4):515-523
- Irizarry-Rovira AR, Wolf A, Bolek M, Christian JA, DeNicola DB (2002) Blood smear from a wild-caught Panther Chameleon (*Furcifer pardalis*). *Vet Clin Pathol* 31 (3):129-132
- Jakes KA, O'Donoghue PJ, Adlard RD (2001) Phylogenetic relationships of *Trypanosoma chelodina* and *Trypanosoma binneyi* from Australian tortoises and platypuses inferred from small subunit rRNA analyses. *Parasitol* 123 (Pt 5):483-487
- Karesh WB, Cook RA, Bennett EL, Newcomb J (2005) Wildlife trade and global disease emergence. *Emerging infectious diseases* 11 (7):1000-1002. doi:10.3201/eid1107.050194
- Keller L, Hartmann K, Wess G (2007) Fallbericht und Literaturübersicht kutaner Dirofilariose. *Tierärztliche Praxis Kleintiere* 35 (1):31-34
- Kenny MJ, Shaw SE, Hillyard PD, Forbes AB (2004) Ectoparasite and haemoparasite risks associated with imported exotic reptiles. *Vet Rec* 154 (14):434-435
- Klein N (2006) Verhalten, Haltung und Nachzucht von *Pelusios castaneus*. *Radiata* 15 (3):12-18
- Klein TA, Young DG, Greiner EC, Telford Jr SR, Butler JF (1988) Development and experimental transmission of *Schellackia golvani* and *Schellackia occidentalis* by ingestion of infected blood-feeding arthropods. *Int J Parasitol* 18 (2):259-267. doi:10.1016/0020-7519(88)90066-5
- Klein TA, Young DG, Telford SR, Jr., Kimsey R (1987) Experimental transmission of *Plasmodium mexicanum* by bites of infected *Lutzomyia vexator* (Diptera: Psychodidae). *Journal of the American Mosquito Control Association* 3 (2):154-164
- Kronefeld M, Kampen H, Sassnau R, Werner D (2014) Molecular detection of *Dirofilaria immitis*, *Dirofilaria repens* and *Setaria tundra* in mosquitoes from Germany. *Parasit Vectors* 7 (1):30
- Lainson R, Landau I, Shaw JJ (1971) On a new family of non-pigmented parasites in the blood of reptiles: Garniidae fam. nov., (Coccidiida: Haemosporidiidea). Some species of the new genus *Garnia*. *Int J Parasitol* 1 (3–4):241-250. doi:10.1016/0020-7519(71)90027-0
- Maier WA, Grunewald J, Habedank B, Hartelt K, Kampen H, Kimmig P, Naucke T, Oehme R, Vollmer A, Schöler A (2001) Possible effects of climatic changes on the distribution of arthropode(vector)- borne infectious diseases and human parasites in Germany. *Umweltbundesamt Forschungsbericht* 200 61 218/11.
- Majlathova V, Majlath I, Haklova B, Hromada M, Ekner A, Antczak M, Tryjanowski P (2010) Blood parasites in two co-existing species of lizards (*Zootoca vivipara* and *Lacerta agilis*). *Parasitol Res* 107 (5):1121-1127. doi:10.1007/s00436-010-1981-0
- Manzanell R (1982) *Oswaldofilaria* spp. (Filarioidea, Nematoda) in Australian agamid lizards with a description of a new species and a redescription of *O. chlamydosauri* (Breinl). *Ann Parasitol Hum Comp* 57 (2):127-143
- Melaun C, Krüger A, Werblow A, Klimpel S (2014) New record of the suspected leishmaniasis vector *Phlebotomus (Transphlebotomus) mascittii* Grassi, 1908 (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) — the northernmost phlebotomine sandfly occurrence in the Palearctic region. *Parasitol Res* 113 (6):2295-2301. doi:10.1007/s00436-014-3884-y

- Mihalca AD, Racka K, Gherman C, Ionescu DT (2008) Prevalence and intensity of blood apicomplexan infections in reptiles from Romania. *Parasitol Res* 102 (5):1081-1083. doi:10.1007/s00436-008-0912-9
- Mutschmann F (2002) Parasiten des Blutes bei Reptilien. *Prakt Tierarzt* 82 (2)
- Njagu Z, Mihok S, Kokwaro E, Verloo D (1999) Isolation of *Trypanosoma brucei* from the monitor lizard (*Varanus niloticus*) in an endemic focus of Rhodesian sleeping sickness in Kenya. *Acta tropica* 72 (2):137-148
- Obiamiwe BA, Iredu VI (1982) Periodicity of the microfilariae of *Foleyella agamae* (Rodhain, 1906) infecting the rainbow lizard, *Agama Agama*. *Folia Parasitol* 29 (4):315-320
- Obiamiwe BA, Ohagi IE, Ugbomoiko US (1995) Morphology and cytology study of *Foleyella agamae* complex (Nematoda: Filarinae) infecting the agamid lizard *Agama agama* in Nigeria. *Parasitol Res* 81 (6):527-530
- Oosthuizen JH (1979) Redescription of *Placobdella multistriata* (Johansson, 1909)(Hirudinea: Glossiphoniidae). *Koedoe* 22:61-79
- Paperna I (1989) Developmental cycle of chelonian haemogregarines in leeches with extra-intestinal multiple sporozoite oocysts and a note on the blood stages in the chelonian hosts. *Dis Aquat Org* 7 (2):149-153
- Pereira FB, Souza Lima S, Bain O (2010) *Oswaldofilaria chabaudi* n. sp. (Nematoda: Onchocercidae) from a South American tropidurid lizard (Squamata: Iguania) with an update on *Oswaldofilarinae*. *Parasite* 17 (4):307-318
- Pessôa SB (1968) *Trypanosoma hogeï* n. sp., parasite of the false cobra (*Rhachidelus brazili* Boul.). *Hospital (Rio J)* 73 (4):1257-1262
- Pessôa SB, Fleury GC (1969) Duas novas species de tripanosomas parasitas de serpentes do Brasil. *Rev Brasileira Biol* 29:81-86
- Pienaar UD (1962) Haematology of some South African reptiles. Witwatersrand Univ. Pr., Johannesburg
- Pietzsch M, Quest R, Hillyard PD, Medlock JM, Leach S (2006) Importation of exotic ticks into the United Kingdom via the international trade in reptiles. *Exp Appl Acarol* 38 (1):59-65. doi:10.1007/s10493-005-5318-0
- Pringle G (1960) Two new malaria parasites from East African vertebrates. *Trans R Soc Trop Med and Hyg* 54 (5):411-414. doi:10.1016/0035-9203(60)90085-7
- Rasheed S (1965) Some parasitic nematodes from the Cameroons (W. Africa). *J Helminthol* 39 (1):67-100
- Reichenow E (1919) Der Entwicklungsgang der Haemococcidien *Karyolysus* u. *Schellackia* nov. gen. *Sitz Ber Ges Naturf Freunde, Berlin*:440-447
- Robin LA (1936) Cycle évolutif d'un Hepatozoon de *Gecko verticillatus*. *Ann Inst Pasteur* 56:376-394
- Roca V, Galdon MA (2010) Haemogregarine blood parasites in the lizards *Podarcis bocagei* (Seoane) and *P. carbonelli* (Perez-Mellado) (Sauria: Lacertidae) from NW Portugal. *Syst Parasitol* 75 (1):75-79. doi:10.1007/s11230-009-9206-6
- Rogier E (1977) Description et cycle biologique de *Schellackia agamae* (Laveran et Petit, 1909) Lankesterellidae parasite d'agames de République Centre Africaine. *Protistol* 13:9-13
- Sassnau R, Czajka C, Kronefeld M, Werner D, Genchi C, Tannich E, Kampen H (2014) *Dirofilaria repens* and *Dirofilaria immitis* DNA findings in mosquitoes in Germany: temperature data allow autochthonous extrinsic development. *Parasitology Research*:1-5. doi:10.1007/s00436-014-3970-1
- Sassnau R, Dyachenko V, Pantchev N, Stockel F, Dittmar K, Dauschies A (2009) *Dirofilaria repens*-Befall in einem Schlittenhunde Rudel im Land Brandenburg. *Diagnose und Therapie der kaninen kutanen Dirofilariose. Tierärztl Prax* 37 (2):95
- Sassnau R, Genchi C (2013) Qualitative risk assessment for the endemisation of *Dirofilaria repens* in the state of Brandenburg (Germany) based on temperature-dependent vector competence. *Parasitol Res* 112:2647 - 2652

- Sato H, Takano A, Kawabata H, Une Y, Watanabe H, Mukhtar MM (2009) *Trypanosoma* cf. *varani* in an imported ball python (*Python reginus*) from Ghana. J Parasitol 95 (4):1029-1033. doi:10.1645/ge-1816.1
- Schall JJ (1990) The ecology of lizard malaria. Parasitol Today 6 (8):264-269. doi:10.1016/0169-4758(90)90188-a
- Schall JJ, Marghoob AB (1995) Prevalence of a malarial parasite over time and space: *Plasmodium mexicanum* in its vertebrate host, the western fence lizard *Sceloporus occidentalis*. J Anim Ecol 64 (2):177-185
- Siddall ME (1995) Phylogeny of adeleid blood parasites with a partial systematic revision of the Haemogregarine complex. J Eukaryot Microbiol 42 (2):116-125. doi:10.1111/j.1550-7408.1995.tb01551.x
- Siddall ME, Desser SS (2001) Transmission of *Haemogregarina balli* from painted turtles to snapping turtles through the leech *Placobdella ornata*. J Parasitol 87 (5):1217-1218
- Sloboda M (2008) Harmless parasites with lifelong guarantee - Hemogregarine infections in boid and pythonid snakes. PhD Thesis, University of veterinary and pharmaceutical sciences Brno, Brno
- Sloboda M, Kamler M, Bulantova J, Votypka J, Modry D (2007) A new species of *Hepatozoon* (Apicomplexa: Adeleorina) from *Python regius* (Serpentes: Pythonidae) and its experimental transmission by a mosquito vector. J Parasitol 93 (5):1189-1198
- Smallridge CJ, Bull CM (2000) Prevalence and intensity of the blood parasite *Hemolivia mariae* in a field population of the skink *Tiliqua rugosa*. Parasitol Res 86 (8):655-660
- Smith TG (1996) The genus *Hepatozoon* (Apicomplexa: Adeleina). J Parasitol 82 (4):565-585
- Sulahian A, Schacher JF (1968) *Brygoofilaria agamae* gen. et sp. n. (Nematoda: Filarioidea) from the lizard *Agama stellio* in Lebanon. J Parasitol 54:831-833
- Svahn K (1974) Incidence of blood parasites of the genus *Karyolysus* (Coccidia) in Scandinavian lizards. Oikos 25 (1):43-53
- Svahn K (1976) A new piroplasm *Sauroplasma boreale* sp. n. (Haemosporidia, Theileriidae) from the sand lizard *Lacerta agilis*. Norw J Zool 24:1-16
- Telford Jr S (1995a) The kinetoplastid hemoflagellates of reptiles. In: Kreier J (ed) Parasitic Protozoa, vol 10. 2nd edn. Academic Press, San Diego,
- Telford Jr SR (1988) Studies on African saurian malarias: five *Plasmodium* species from chamaeleons of the Uzungwe Mountains, Tanzania. Int J Parasitol 18 (2):197-219
- Telford Jr SR (1993) A species of *Schellackia* (Apicomplexa: Lankesterellidae) parasitising east and southeast Asian lizards. Syst Parasitol 25 (2):109-117. doi:10.1007/bf00009980
- Telford Jr SR (1995b) *Plasmodium* spp. (Apicomplexa: Plasmodiidae) of the flying lizard *Draco volans* (Agamidae). Syst Parasitol 31 (1):53-60
- Telford Jr SR (1995c) A review of trypanosomes of gekkonid lizards, including the description of five new species. Syst Parasitol 31 (1):37-52. doi:10.1007/bf00009301
- Telford Jr SR (2009) Hemoparasites of the Reptilia: color atlas and text. CRC Press, Taylor & Francis Group, Boca Raton, FL
- Tenter A, Schnieder T (2006) Erreger von Parasitosen: Taxonomie, Systematik und allgemeine Merkmale. In: Schnieder T (ed) Veterinärmedizinische Parasitologie, 6th ed. pp 26-72
- Uilenberg G (1995) International collaborative research: significance of tick-borne hemoparasitic diseases to world animal health. Vet Parasitol 57 (1-3):19-41
- UN Comtrade, United Nations Commodity Trade Statistics Database, Department of Economic and Social Affairs/ Statistics Division <http://comtrade.un.org/db/> (accessed 11th December 2013).
- van Riper III C, Riper SGv, Goff ML, Laird M (1986) The epizootiology and ecological significance of malaria in Hawaiian land birds. Ecol Monogr 56 (4):327-344. doi:10.2307/1942550
- Viola LB, Campaner M, Takata CSA, et.al (2008) Phylogeny of snake trypanosomes inferred by SSU rDNA sequences, their possible transmission by phlebotomines, and taxonomic appraisal by molecular, cross-infection and morphological analysis. Parasitol 138 (5):595-605
- Woo P, Soltys MA (1969) The experimental infection of reptiles with *Trypanosoma brucei*. Ann Trop Med Parasitol 63 (1):35-38

Wu Y, Preston G, Bianco AE (2008) Chitinase is stored and secreted from the inner body of microfilariae and has a role in exsheathment in the parasitic nematode *Brugia malayi*. Mol Biochem Parasitol 161 (1):55-62. doi:10.1016/j.molbiopara.2008.06.007

IV. MATERIAL UND METHODEN VON WEITERFÜHRENDEN UNTERSUCHUNGEN

1. Einbezogene Tiere

Die Auswahl der Reptilienspezies erfolgte anhand der Häufigkeit des Imports, anhand der Größe der importierten Tiere und letztlich anhand ihrer Herkunft. So wurde primär versucht, die Arten mit aufzunehmen, die zahlenmäßig am häufigsten nach Deutschland importiert werden. Da aber zum Beispiel viele Wasserschildkröten aus Asien als Schlüpflinge gehandelt werden, war hier die Größe der limitierende Faktor. Es wurden keine Tiere untersucht und beprobt, die weniger als 12 g Körpermasse aufwiesen. Des Weiteren wurde versucht, sowohl Schlangen und Echsen als auch Schildkröten aus Asien, Afrika und Amerika einzubeziehen. Dies gelang nicht bei Schlangen (keine aus Asien) und Schildkröten (keine aus Asien).

Während des Gesprächs mit dem Händler und der Anamnese, konnten Informationen sowohl über die Reptilienspezies und damit die Lebensweise in der Natur, als auch über die Zuchtform, auch als Handelsklassifizierung bezeichnet, gewonnen werden. Bei der Zuchtform wurden folgende Gruppen voneinander abgegrenzt. Zunächst wurde zwischen wildgefangenen (sowohl Adulte als auch Juvenile werden aus der Natur ihrer Herkunftsgebiete entnommen), und in Gefangenschaft gezüchteten Importreptilien unterschieden. Letzteres ließ sich weiter differenzieren: gefarmt (Elterntiere haben einen festen Platz auf einer Farm, der Nachwuchs wird exportiert), gerancht (Elterntiere werden trächtig aus der Natur entnommen, oder Eier werden in Gefangenschaft ausgebrütet, ein Teil der Jungtiere und die Elterntiere werden danach wieder frei gelassen) oder gezüchtet (selbst die Elterntiere sind in Gefangenschaft geboren).

Sämtliche Tiere wurden gewogen, das Alter durch Heranziehen des Gewichts, der Körpergröße und des Erscheinungsbilds geschätzt, und in 3 Kategorien eingeteilt: juvenil, subadult und adult. Sie wurden einer Allgemeinuntersuchung unterzogen, wobei klinische Auffälligkeiten und ein Befall mit Ektoparasiten aufgenommen wurden.

Für die Beurteilung des Ernährungszustands wurden die in Tabelle 1 dargestellten artspezifischen Körpermerkmale beurteilt (TVT, Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz e.V. (2007)). Tiere die als kachektisch eingestuft wurden, waren damit auch klinisch auffällig.

Da der Geschlechtervergleich keine primäre Fragestellung innerhalb dieser Studie war, wurde auf invasive Methoden zur Geschlechterbestimmung verzichtet, um Verletzungen und zusätzlichen Stress zu vermeiden. Es wurden lediglich, falls möglich, äußerlich und makroskopisch erkennbare morphologische Geschlechtsmerkmale erfasst. Bei Echsen

Tabelle 1:
Körpermerkmale zur Beurteilung des Ernährungszustandes (EZ)

	Echsen	Schlangen	Schildkröten
Kachexie	<ul style="list-style-type: none"> • Muskulatur im Becken- und Schwanzbereich schlecht ausgeprägt: → Hüfthöcker sichtbar → Wirbelfortsätze der Schwanzwirbelsäule sichtbar • Schläfenfenster eingefallen 	<ul style="list-style-type: none"> • Haut legt sich in Längsfalten • Körperform dreieckig • Rückenmuskulatur schlecht ausgeprägt: Wirbelsäule sichtbar 	<ul style="list-style-type: none"> • Extremitätenknochen deutlich spürbar • Haut der Beinausschnitte faltig • Schwanzwirbelsäule deutlich spürbar
Physiologischer EZ	<ul style="list-style-type: none"> • Muskulatur im Becken- und Schwanzbereich gut ausgeprägt: → Hüfthöcker spürbar, leicht sichtbar → Wirbelfortsätze der Schwanzwirbelsäule nicht sichtbar • Schläfenfenster verstrichen 	<ul style="list-style-type: none"> • Rückenmuskeln gut ausgeprägt: Wirbelsäule nicht sichtbar, aber spürbar • Körperform artspezifisch • Schuppen liegen dachziegelartig übereinander 	<ul style="list-style-type: none"> • Extremitätenknochen kaum spürbar • Haut der Beinausschnitte glatt • Schwanzwirbelsäule kaum spürbar
Adipositas	<ul style="list-style-type: none"> • Hüfthöcker nicht sichtbar, kaum spürbar • Schwanz stark verdickt: Wirbelfortsätze der Schwanzwirbelsäule nicht sichtbar, • Schläfenfenster hervorgewölbt 	<ul style="list-style-type: none"> • Haut zwischen den Schuppen sichtbar • Körperform rund • Rückenmuskeln stark ausgeprägt: wölben sich seitlich der Wirbelsäule hervor 	<ul style="list-style-type: none"> • Hervortretende Fettdepots, wenn das Tier in den Panzer gedrückt wird

wurden die Männchen anhand des Vorkommens von Hemipenistaschen, erkennbar an einer verdickten Schwanzbasis, einer farbenprächtigeren Färbung und stärker ausgeprägten Femoralporen identifiziert. Als männlich wurden Schlangen mit prominenten Aftersporen und verdickter Schwanzbasis bestimmt. Bei Schildkröten und bei einigen Echsen- und Schlangenarten oder -individuen wurde aufgrund des geringen Alters und der damit mangelhaften Ausprägung (z. B. *I. iguana*, *P. regius*, *Pe. castaneus*, *Ch. carbonaria*) keine

Geschlechtsbestimmung durchgeführt. Die Informationen zu den einbezogenen Tieren sind in Tabelle 2 zusammengefasst.

Tabelle 2:
Information zu den einbezogenen Tieren

Reptilienspezies	<i>n</i>	Herkunft	Zuchtform	Alter	Geschlecht
Blaukehlagame (<i>Acanthocercus atricollis</i>)	22	Tansania	WF	J: 50 % SA: 50 %	M: 50 % W: 50 %
Grüne Nackenstachler (<i>Acanthosaura capra</i>)	25	Vietnam	WF	J: 20 % SA: 28 % A: 52 %	M: 68 % W: 32 %
Siedleragame (<i>Agama agama</i>)	25	Togo Tansania Kamerun	WF	J: 44 % SA: 40 % A: 16 %	M: 32 % W: 52 % nbb: 16 %
Fliederagame (<i>Agama mwanzae</i>)	25	Tansania	WF	A: 100 %	M: 56 % W: 44 %
Lappenchamäleon (<i>Chamaeleo dilepis</i>)	26	Tansania	WF	J: 64 % SA: 28 % A: 12 %	M: 72 % W: 28 %
Köhlerschildkröte (<i>Chelonoidis carbonaria</i>)	20	Brasilien	GF	J: 100 %	nbb: 100 %
Hundskopfschlinger (<i>Corallus caninus</i>)	25	Surinam	WF	SA: 56 % A: 44 %	M: 36 % W: 64 %
Riesenchamäleon (<i>Furcifer oustaleti</i>)	25	Madagaskar	WF	SA: 28 % A: 72 %	M: 40 % W: 60 %
Pantherchamäleon (<i>Furcifer pardalis</i>)	25	Madagaskar	WF	J: 8 % SA: 24 % A: 68 %	M: 72 % W: 28 %
Tokeh (<i>Gekko gecko</i>)	25	Vietnam	WF	J: 40 % SA: 32 % A: 28 %	M: 64 % W: 36 %

Grüner Leguan (<i>Iguana iguana</i>)	35	El Salvador	GF	SA: 100%	nbb: 100 %
Fischer's Chamäleon (<i>Kinyongia fischeri</i>)	25	Tansania	WF	J: 12 % SA: 32 % A: 56 %	M: 88 % W: 22 %
Westafr. Klappbrust- Pelomedusenschildkröte (<i>Pelusios castaneus</i>)	16	Togo	GR	J: 100 %	nbb: 100 %
Grüne Wasseragame (<i>Physignathus cocincinus</i>)	36	Vietnam	GF/GZ	J: 47 % SA: 22 % A: 31 %	M: 58 % W: 42 %
Königspythons (<i>Python regius</i>)	20	Togo	GR	J: 100 %	nbb: 100 %
Blauzungenskink (<i>Tiliqua gigas</i>)	10	Neuguinea	WF	J: 20 % SA: 10 % A: 70 %	M: 30 % W: 30 % nbb: 40 %
Biberschwanzagamen (<i>Xenagama batillifera</i>)	25	Äthiopien	WF	SA: 16 % A: 84 %	M: 40 % W: 60 %
<p><i>n</i>: Anzahl der einbezogenen Individuen, WF: Wildfang, GF: gefarnt, GR: geranct, GZ: gezüchtet, J: juvenil, SA: subadult, A: adult, M: männlich, W: weiblich, nbb: nicht bestimmbar</p>					

2. Blutuntersuchung

Das methodische Vorgehen bei der Anfertigung, Färbung und Untersuchung von Blutaussstrichen sowie bei der Identifizierung der Blutparasiten ist in der beigefügten Publikation (Kapitel III), die in der Zeitschrift Parasitology Research, Volume 113, Issue 12, pp 4587-4599 veröffentlicht wurde, im Detail beschrieben.

3. Statistische Auswertungen

In Zusammenarbeit mit dem Statistischen Beratungslabor (STABLAB) der Ludwig-Maximilians-Universität München, wurde mittels Logit-Modell (Tabelle 3) ein

möglicher Einfluss folgender Variablen auf den Befall mit Blutparasiten untersucht: Alter, klinische Auffälligkeiten, Befall mit Ektoparasiten, Zuchtform und Lebensform.

Mit dem Logit-Modell wurden Chancen, sogenannte Odds, für das Auftreten von Befall/nicht Befall berechnet. Zur leichteren Interpretierbarkeit wurden die berechneten Koeffizienten des Modells durch Exponenzieren in Effektkoeffizienten umgewandelt. Diese geben an, um welchen Faktor sich die Chance, dass die Zufallsvariable den Wert 1 (= Befall) annimmt, ändert. Mit Hilfe des Forest Plot (Abbildung 8) wurden die Ergebnisse des Logit-Modells visualisiert. Aufgrund der weiten Spanne der Effektkoeffizienten wurden anstatt dessen die Koeffizienten im Forest Plot dargestellt.

V. ERGEBNISSE VON WEITERFÜHRENDEN UNTERSUCHUNGEN

Die Ergebnisse der Untersuchungen zur Häufigkeit und Morphologie von Blutparasiten bei Importreptilien und die Diskussion über mögliche Ausbreitungen und Gefahren für Mensch und Tier wurden in der Zeitschrift *Parasitology Research*, Volume 113, Issue 12, pp 4587-4599 veröffentlicht. Beigefügt ist diese Publikation in Kapitel III. Veröffentlichung.

Die Ergebnisse zusätzlich durchgeführter Untersuchungen werden nachfolgend dargestellt. Im Anhang I Tabelle A I ist eine Zusammenstellung der Information über die einbezogenen Tiere und der Ergebnisse der Allgemeinuntersuchung, sowie der parasitologischen Untersuchung angefügt. Da in *Iguana iguana* und *Chamaeleo dilepis* Viruspartikel, aber keine Blutparasiten nachgewiesen wurden, fließen sie nicht in die Auswertung mit ein.

1. Zusammenhänge zwischen Befall und verschiedenen möglichen Einflussfaktoren

Nachfolgend werden die Ergebnisse der Untersuchung von Zusammenhängen zwischen dem Befall mit Blutparasiten und möglichen Einflussfaktoren, oder Variablen wie Lebensweise, Zuchtform, Alter, klinische Auffälligkeiten und der Befall mit Ektoparasiten dargestellt.

Zusammenhänge zwischen Befall/nicht Befall und den oben genannten Variablen sind in Tabelle 3 zusammengefasst und wurden in Form eines Forest Plot graphisch dargestellt (Abbildung 8).

Die in Abbildung 8 und Tabelle 3 angegebenen Variablen beziehen sich auf Referenzkategorien, mit denen sie verglichen wurden, damit Zusammenhänge, oder Einflüsse erkannt werden können. Die Referenzkategorien wurden für die Lebensweise als baumbewohnend festgelegt, für die Zuchtform als wildgefangen, für das Alter als juvenil, für klinische Auffälligkeiten als keine und für Ektoparasitenfunde ebenfalls als keine.

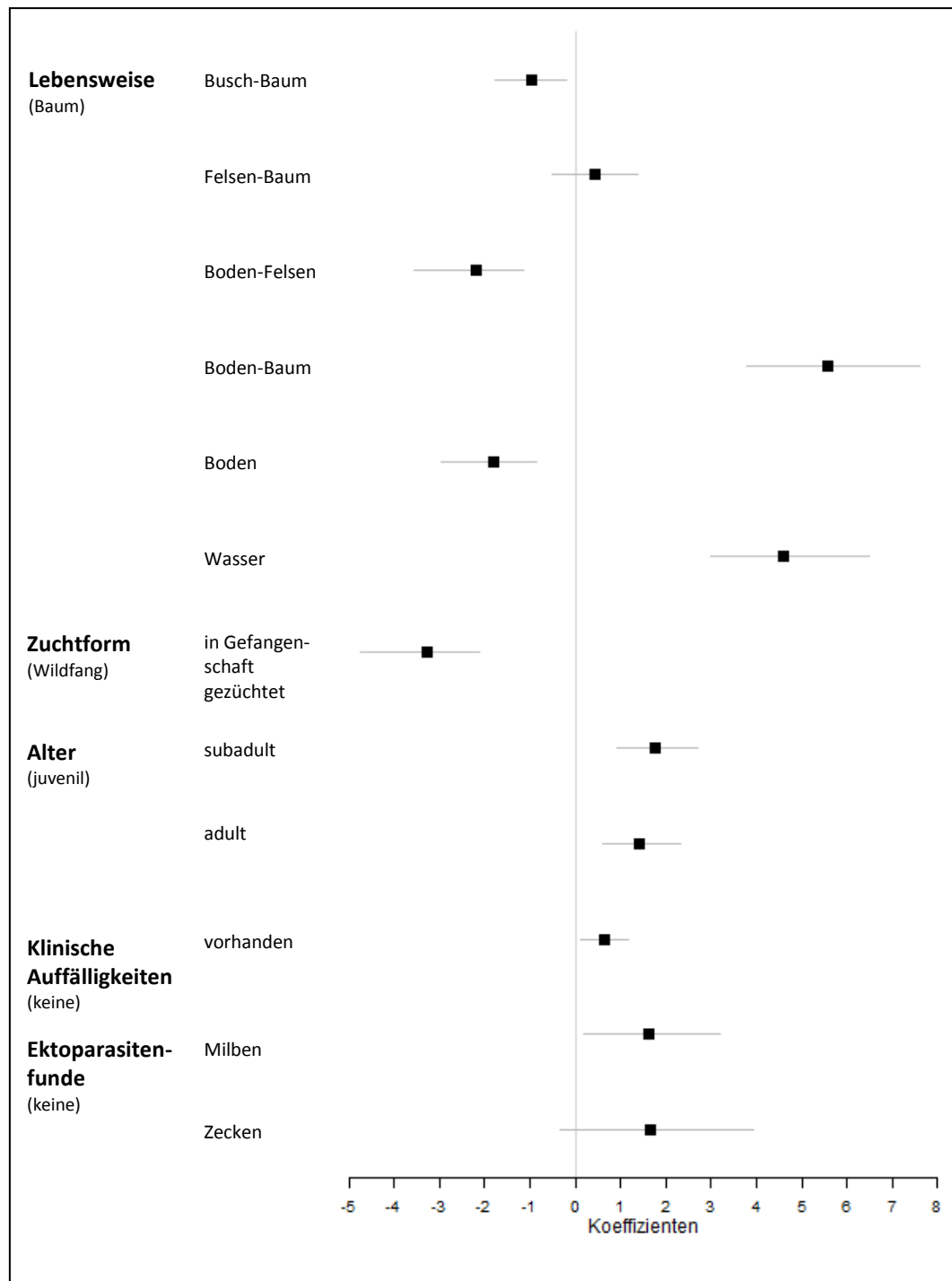


Abbildung 8:
Forest Plot zur Darstellung von Zusammenhängen

Dargestellt sind die möglichen Einflussfaktoren (Variablen mit Referenzkategorie in Klammern darunter) auf der vertikalen Achse und die Odds-Ratios (Koeffizienten) auf der horizontalen Achse. Die Kästchen stellen den geschätzten Effekt dar und die davon abgehenden horizontalen Linien das jeweilige 95 %-Konfidenzintervall. Die Linie 0 stellt die Linie ohne Effekt dar. Wenn die Linie des 95 %-Konfidenzintervall die vertikale Linie durch 0 **nicht** berührt, handelt es sich um einen signifikanten Effekt.

Tabelle 3:**Ergebnisse der Zusammenhangsanalyse**

Aufgelistet sind hier die Koeffizienten, das 95 %-Konfidenzintervall und die Effektkoeffizienten, welche die Chance, dass ein Befall mit Blutparasiten oder kein Befall auftritt, angeben. In der letzten Spalte ist außerdem der Signifikanzwert „p-Wert“ mit einem Signifikanzniveau von 5 % angegeben. Bei Werten $p < 0,05$ ist der Effekt signifikant, bei Werten $p > 0,05$ nicht signifikant.

Variable	Koeffizient	95%- Konfidenzintervall	exp. Koeffizient	p-Wert
Lebensweise Busch-Baum	-0.963	[-1.78, -0.188]	0.382	0.017
Felsen-Baum	0.422	[-0.522, 1.383]	1.525	0.381
Boden-Felsen	-2.202	[-3.541, -1.135]	0.111	<0.001
Boden-Baum	5.574	[3.8, 7.62]	263.37	<0.001
Boden	-1.805	[-2.954, -0.844]	0.164	<0.001
Wasser	4.609	[2.973, 6.474]	100.421	<0.001
Zuchtform in Gefangenschaft gezüchtet	-3.258	[-4.747, -2.133]	0.038	<0.001
Alter subadult	1.768	[0.923, 2.708]	5.857	<0.001
adult	1.421	[0.613, 2.323]	4.14	0.001
Klin. Auffälligkeit vorhanden	0.629	[0.102, 1.172]	1.876	0.021
Ektoparasitenfunde Milben	1.616	[0.182, 3.198]	5.033	0.032
Zecken	1.650	[-0.339, 3.94]	5.209	0.117

1.1. Vergleich Befall - Zuchtform

Es stellte sich heraus, dass bei den in Gefangenschaft gezüchteten Tieren eine signifikant geringere Chance ($p < 0.001$) bestand, mit Blutparasiten befallen zu sein als bei der Referenzkategorie Wildfang. Dabei stieg die Chance, dass gefarmte, geranchte, oder gezüchtete Reptilien frei sind, um das 0,04-fache. Auch bei der Betrachtung der prozentualen Anteile der positiven Tiere je Zuchtformkategorie sieht man diesen kleinen Unterschied in der Befallshäufigkeit (Tabelle 4). Anhand des p-Wertes erkennt man hier aber einen signifikanten Zusammenhang.

Tabelle 4:
Vergleich Zuchtform – Nachweis von Blutparasiten

Zuchtform	Kein Befall	Befall	Summe	Prozent positive
Wildfang	193	90	283	32 %
in Gefangenschaft gezüchtet	100	27	127	21 %
Summe	293	117	410	

Bei dem Vergleich der beiden Zuchtformen und der Differenzierung der Blutparasiten (Tabelle 5) fiel auf, dass *Schellackia* und Piroplasmen nicht bei in Gefangenschaft gezüchteten Tieren gefunden wurden.

Tabelle 5:
Vergleich Zuchtform – Nachweis von differenzierten Blutparasiten

Zuchtform	Kein Befall	Hämo-gregarinen	Plas-modien	<i>Schel-lackia</i>	<i>Sauro-plasma</i>	<i>Trypa-nosoma</i>	Mikro-filarien
Wildfang	192	25	7	18	19	20	13
in Gefangen-schaft gezüchtet	100	23	2	0	0	3	1

1.2. Vergleich Befall - Lebensweise

Reptilien, die sowohl auf dem Boden als auch in Bäumen leben (hier nur eine Art und Altersgruppe, nämlich *Python regius* als Junvenile), waren signifikant häufiger mit Blutparasiten befallen, als die Referenzkategorie baumbewohnend. Dabei stieg die Chance um das ca. 260-fache (exp. Koeffizient in Tabelle 3). Reine Bodenbewohner oder Boden-Felsbewohner hatten eine signifikant geringere Chance, mit Blutparasiten befallen zu sein. Hier waren nur 9 bzw. 18% der untersuchten Tiere positiv, während Tiere, die sich in Büschen und Bäumen aufhalten, zu mindestens 26 % befallen waren (Tabelle 6). Im Vergleich zur Referenzkategorie baumbewohnend hatten diese Tiere allerdings eine um das 0,382-fache geringere Chance, mit Blutparasiten infiziert zu sein. Wasserbewohner (hier nur eine Art, nämlich *Pelusios castaneus*) waren zu 50 % positiv.

Tabelle 6:
Vergleich Lebensweise – Nachweis von Blutparasiten

Lebensweise	Kein Befall	Befall	Summe	Prozent positive
baumbewohnend	142	55	197	28 %
busch - baumbewohnend	34	12	46	26 %
felsen - baumbewohnend	13	12	25	48 %
bodenbewohnend	50	5	55	9 %
boden - felsenbewohnend	42	9	51	18 %
boden - baumbewohnend	4	16	20	80 %
wasserbewohnend	8	8	16	50 %
	293	117	410	

1.3. Vergleich Befall - klinische Auffälligkeiten

Als klinische Auffälligkeiten wurden vor allem Häutungsreste, Verletzungen mit teilweise fehlenden Schwänzen und Hautläsionen bis hin zu Abszessen, borkige Hautveränderungen, blasse Schleimhäute, reduziertes Allgemeinbefinden und verschleimter Rachenraum festgestellt. Klinisch auffällige Tiere waren signifikant ($p = 0,021$) häufiger mit Blutparasiten infiziert, wobei, wie bereits in Tabelle 3 dargestellt die Chance um das 1,876-fache stieg.

Tabelle 7:**Vergleich klinische Auffälligkeiten - Nachweis von Blutparasiten**

klinische Auffälligkeiten	Kein Befall	Befall	Summe	Prozent positive
keine	137	51	188	27 %
vorhanden	156	66	222	30 %
gesamt	293	117	410	
Prozent mit klinischen Auffälligkeiten	53 %	56 %	54 %	

1.4. Vergleich Befall - Alter

Subadulte Reptilien hatten eine signifikant höhere Chance, um das etwa 6-fache (Tabelle 3), mit Blutparasiten infiziert zu sein, als juvenile Tiere. Allerdings waren im Vergleich zu den subadulten Tieren die Adulten mit einer geringeren Chance befallen, die Adulten gegenüber den Juvenilen aber häufiger infiziert, wie in Tabelle 8 dargestellt ist.

In Gefangenschaft gezüchtete Reptilien wurden zu einem höheren Anteil als Jungtier exportiert, während Wildfänge häufiger als subadulte oder adulte Tiere gehandelt wurden. So waren nur 7 % der adulten und 33 % der subadulten, aber 57 % der juvenilen Tiere in Gefangenschaft geboren.

Tabelle 8:**Vergleich Alter - kein Befall/Befall mit Blutparasiten**

Alter	Kein Befall	Befall	Summe	Prozent positive
juvenil	95	33	128	26 %
subadult	91	40	131	31 %
adult	107	44	151	29 %
gesamt	293	117	410	

1.5. Vergleich Befall mit Blutparasiten - Ektoparasitenfunde

Tiere, die einen Milbenbefall aufwiesen, hatten eine signifikant höhere Chance ($p = 0,032$), auch Blutparasiten in sich zu tragen, als ektoparasitenfreie Reptilien (Tabelle 9). Diese Tiere waren ausschließlich Wildfänge, und dabei vor allem Agamen (*A. mwanzae*, *A. agama*) aus Afrika. Von 13 mit Milben befallenen *A. mwanzae* waren 5 Tiere mit Blutparasiten

(Plasmodien und Mikrofilarien) befallen, wobei bei allen mit Blutparasiten infizierten Tieren dieser Art auch Milben gefunden wurden. Von 8 mit Milben befallenen *A. agama* waren 2 auch mit Blutparasiten (Plasmodien, *Schellackia*) infiziert. 2 der mit *Schellackia* infizierten Tiere waren frei von Milben. Bei in Gefangenschaft gezüchteten Reptilien wurden keine Milben, sondern nur Zecken gefunden.

Von 9 mit Zecken befallenen *P. regius* trugen 8 (88 %) auch *Hepatozoon* in sich. Die Chance, dass mit Zecken befallene Reptilien auch Blutparasiten in sich tragen, war nicht signifikant erhöht ($p = 0,117$; horizontale Linie im Forest Plot (Abbildung 8) berührt die Nulllinie).

Tabelle 9:

Vergleich Ektoparasitenfunde - kein Befall/Befall mit Blutparasiten

Ektoparasiten	Kein Blutparasiten-Befall	Blutparasiten-Befall	Summe	Prozent positive
keine	278	101	379	27 %
Milben	13	7	20	35 %
Zecken	2	9	11	82 %
gesamt	293	117	410	

2. Verteilung der extrazellulären Parasiten im Ausstrich

Wie in der Publikation (Kapitel III) im Detail dargestellt, wurde die Zahl der Trypanosomen und Mikrofilarien durch Auszählen von insgesamt 6 Mäanderschleifen (Abbildung 9) quantifiziert. Bei Vergleich der Anzahl der in jeweils 2 Mäanderschleifen am Anfang (1 + 2), im Monolayer-Bereich (3 + 4) und am Ende (auslaufende Fahne; 5 + 6) des Ausstrichs getrennt ausgezählten Trypanosomen und Mikrofilarien ergaben sich keine Unterschiede in der Verteilung dieser extrazellulären Blutparasiten.

Abbildung 10 zeigt ein Kurvendiagramm aller Ergebnisse. In Abbildung 11 sind die zwei Probanden mit der höchsten Anzahl extrazellulärer Parasiten entfernt worden, so dass es zu einer besseren Erkennbarkeit der gleichmäßigen Verteilung kommt.

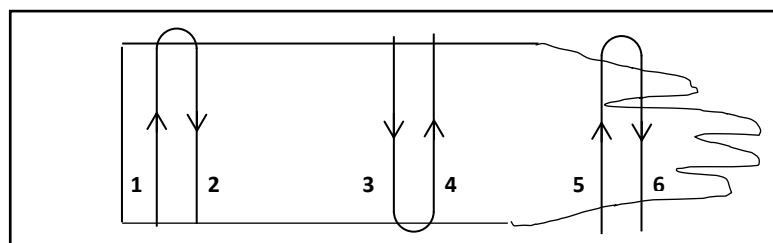


Abbildung 9:

Durchmusterung des Blutausstrichs

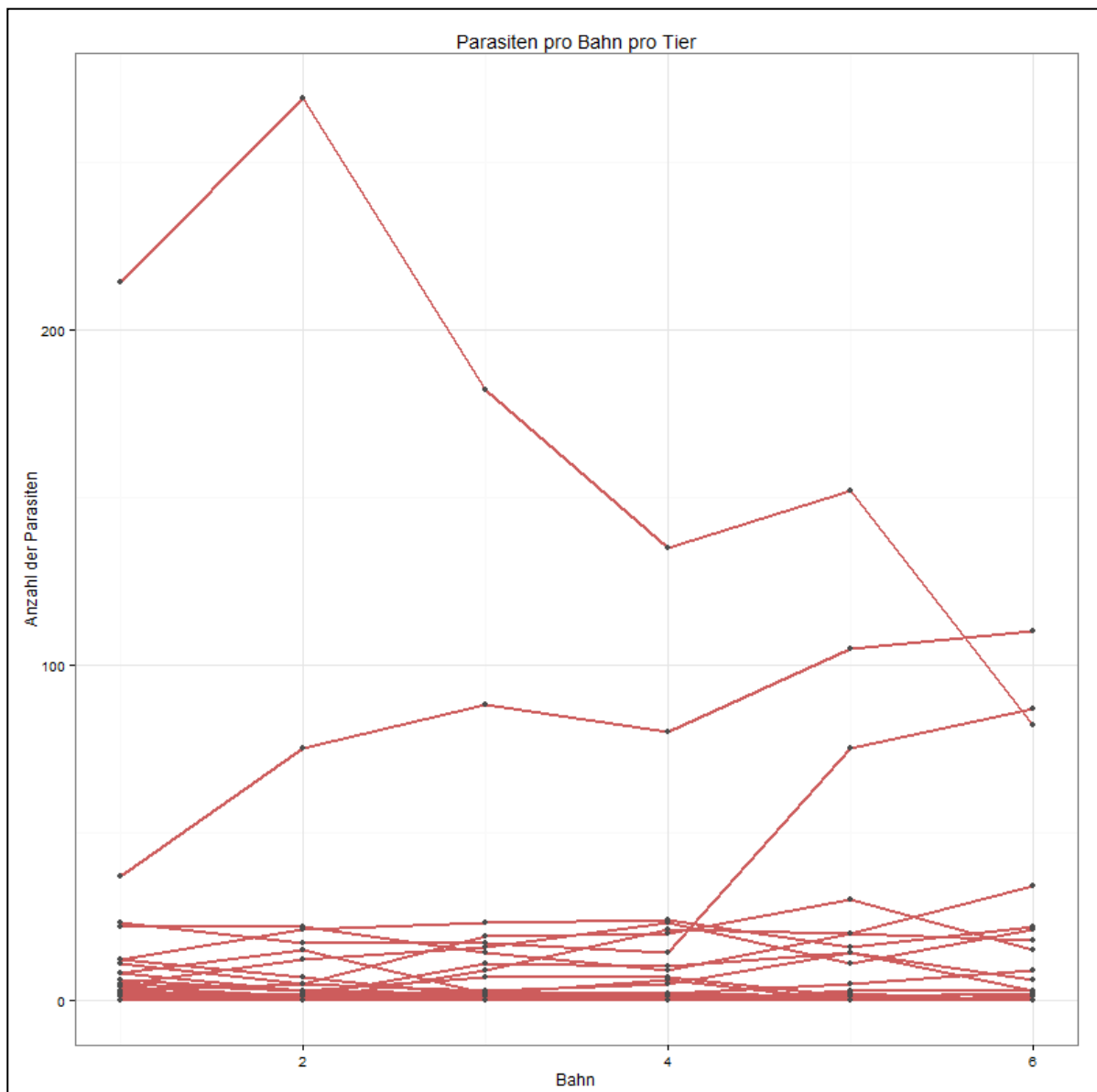


Abbildung 10:

Verteilung der extrazellulären Parasiten in 6 ausgezählten Bahnen

Zu sehen ist die relativ gleichmäßige Verteilung im Ausstrich, wobei 2 Tiere mit sehr hohen Parasitenzahlen (y-Achse) die Grafik unübersichtlich gestalten. Darum wurden in Abb. 11 diese beiden Tiere weggelassen, damit die Verteilung bei den Tieren mit geringerer Parasitämie deutlicher sichtbar wird.

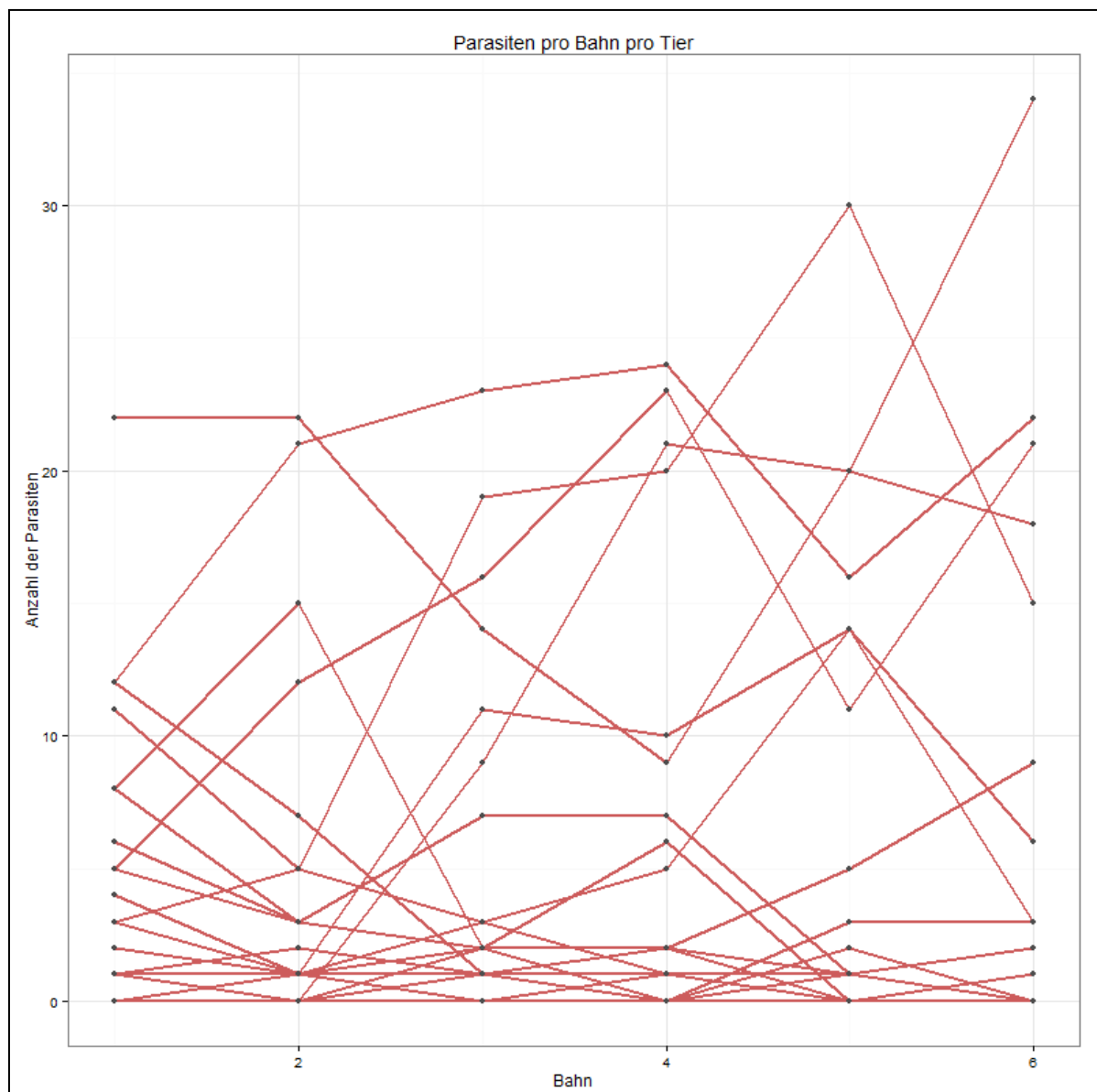


Abbildung 11:

Verteilung der extrazellulären Parasiten in 6 ausgezählten Bahnen

VI. DISKUSSION

1. Stellenwert von Blutparasiten bei Reptilien

Die Ergebnisse dieser Studie (Anhang I: Tabelle A I) zeigen, dass ein hoher Prozentsatz (insgesamt 29 %) der einbezogenen importierten Reptilien mit Blutparasiten befallen war. Mit Hämogregarinen befallen waren vor allem die Schlangen und Schildkröten. So waren 92 % der *C. caninus* und 75 % der *P. regius* mit *Hepatozoon* sp. infiziert und 50 % der *Pe. castaneus* trugen *Haemogregarina* sp.. Daneben wurden Hämogregarinen nur noch bei einem Gecko nachgewiesen. Infektionen mit *Schellackia* traten von 12 % bei *A. agama* bis hin zu 40 % bei Fischer's Chamäleons, *Kinyongia fischeri*, auf. Unter den Echsen stellte sich *K. fischeri* als Wirt von sowohl *Schellackia* und Plasmodien als auch Trypanosomen und Filarien dar. Plasmodien wurden am seltensten und ausschließlich bei Echsen gefunden und traten mit 40 % am häufigsten bei *K. fischeri* auf. Auch Piroplasmen wurden nur in Echsen gefunden, wobei hier die höchste Parasitämie auftrat. So waren bei *X. batillifera* bis zu 99 % der Blutkörperchen infiziert. Trypanosomen wurden in beiden untersuchten Schlangenspezies und drei Echsenpezies (*Acanthosaura capra*, *Gekko gecko*, *K. fischeri*) nachgewiesen. Filarien konnten in zwei Agama-Spezies *Agama agama*, *Agama mwanzae* und zwei Vertretern der Chamaeleonidae *K. fischeri*, *Furcifer pardalis* gefunden werden. Frei von Blutparasiten waren *Chamaeleo dilepis*, *Furcifer oustaleti*, *Iguana iguana*, *Tiliqua gigas* und *Chelonoidis carbonaria*.

In der Vergangenheit wurde bereits dokumentiert, dass einzelne Blutparasiten bei Reptilien gesundheitliche Schäden für bestimmte Wirtsspezies haben können. So wiesen zum Beispiel mit Hämogregarinen infizierte Wirte verringerte Hämoglobinkonzentrationen auf (OPPLIGER et al., 1996). Dies konnte auch bei einem Befall mit Plasmodien nachgewiesen werden (SCORZA, 1971). Ausführlich wurde dies in Kapitel 1.4 Pathologie dargestellt.

Aus epidemiologischer, medizinischer und tierschützerischer Sicht erscheint es also nötig, die Gefahr, die von diesen mit importierten Reptilien eingeführten Blutparasiten ausgeht, zu eruieren und mögliche Empfehlungen für den Handel auszusprechen, um eine Einfuhr neuer, exotischer Erreger zu minimieren.

2. Zusammenhänge zwischen Befall und verschiedenen möglichen Einflussfaktoren

Primäres Thema der Arbeit war es die Häufigkeit von Blutparasiten in importierten Reptilienspezies zu untersuchen, sie morphologisch zu beschreiben, mikroskopisch zu identifizieren gesundheitliche und epidemiologische Gefahren, wie eine mögliche Etablierung

von Parasitenpopulationen in Reptilienbeständen, oder der heimischen Herpetofauna zu diskutieren. In der Publikation Kapitel III. Veröffentlichung wurde darauf im Detail eingegangen.

Mögliche Zusammenhänge zwischen Befall mit Blutparasiten und Zuchtform, Lebensweise, klinische Auffälligkeiten, Alter und Befall mit Ektoparasiten konnten aufgrund der statistisch zu geringen Anzahl von nachgewiesenen Blutparasitengattungen pro Reptilienspezies nur durch ihre Zusammenfassung, also lediglich durch Zuordnung zu den Kategorien „befallen“ oder „nicht befallen“ untersucht werden und müssen dementsprechend kritisch diskutiert werden. In der vorliegenden Arbeit erfolgte daher nur eine sehr grobe Abschätzung eines Effektes. Kenntnisse über mögliche Schadwirkungen oder Risikofaktoren für die Einschleppung von Parasiten sind aber Grundlage für die Begründung und Entwicklung von Bekämpfungsstrategien oder das Aussprechen von Handelsempfehlungen. Hier besteht daher noch großer Forschungsbedarf.

Da sowohl SLOBODA et al. (2007), als auch AMO et al. (2005) keine Unterschiede in der Höhe des Befalls mit Blutparasiten zwischen männlichen und weiblichen Tieren feststellen konnten, wurde hier auf invasive, oder schmerzhaft Methoden zur Geschlechterbestimmung, wie das Sondieren oder „popping“ der Hemipenes, verzichtet. Daher wurde bei einer Vielzahl der untersuchten Tiere das Geschlecht als fraglich (nur durch äußere Geschlechtsmerkmale, wie Dicke der Schwanzbasis, Färbung, Ausprägung der Körperanhänge etc.), oder unbekannt dokumentiert und floss somit nicht als Faktor in die Vergleichsuntersuchung mit ein.

2.1. Vergleich Befall - Zuchtform

Da sowohl bei geranchten und gefarmten als auch bei nachgezüchteten Reptilien, die Jungtiere in Gefangenschaft aufwachsen, wurden hier zwei Zuchtformen miteinander verglichen, und zwar wildgefangene und in Gefangenschaft gezüchtete Tiere.

Möglicherweise verhindern häufig die besonderen Haltungsbedingungen der Tiere in Gefangenschaft eine Übertragung von Blutparasiten und damit die Infektion der Reptilien. Dazu gehören zum Beispiel eine vektorfreie Unterbringung und eine Kontrolle der Fütterung/Futtermittel, sodass viele Überträger ferngehalten werden (ADLER et al., 2011; MOTTA et al., 2011). Die Haltungsbedingungen für die in menschlicher Obhut geborenen Jungtiere sind aber nicht in allen Ländern und bei allen Züchtern gleich. Somit ist nicht immer sichergestellt, dass gezüchtete Jungtiere tatsächlich frei von Vektoren aufwachsen (Dr. Helge Behncke, pers. Mitteilung), sie können daher auch mit Blutparasiten infiziert sein. Diese Ansicht wurde in der vorliegenden Untersuchung bestätigt, es wurden auch mit

Ektoparasiten befallene, in Gefangenschaft gezüchtete Reptilien gefunden z. B. mit Zecken infestierten gefarmte Königspythons.

Neben der Haltungsform könnte bei der Betrachtung eines Zusammenhangs Befall - Zuchtform allerdings auch das Alter der Tiere einen wichtigen Einflussfaktor darstellen. So war bei den in menschlicher Obhut gezüchteten und dann exportierten Tieren der Anteil von Jungtieren im Vergleich zu subadulten oder gar adulten Reptilien sehr hoch. Gleichzeitig waren juvenile Tiere, wie die Ergebnisse 1.4 Vergleich Befall - Alter zeigten, im Vergleich zu subadulten und adulten Tieren am wenigsten häufig infiziert.

Bei der Differenzierung der Blutparasiten fällt auf, dass *Schellackia* und *Sauroplasma* in dieser Untersuchung nicht bei den in Gefangenschaft geborenen Tieren vorkamen. Für *Schellackia* erscheint dies verwunderlich, da Parasiten dieser Gattung keine Weiterentwicklung im Vektor durchlaufen und ein breites Spektrum blutsaugender Arthropoden als Überträger fungieren kann (BRISTOVETZKY und PAPERNA, 1990). *Schellackia*-Arten besitzen jedoch für ihre Reptilienwirte eine sehr hohe Wirtsspezifität (TELFORD, 2009). Also könnte es sein, dass wenn wildgefangene mit *Schellackia* infizierte Echsenspezies, zum Beispiel *A. agama* mit in Gefangenschaft gezüchteten Individuen von *A. agama*, verglichen werden, diese Parasiten doch auch in Tieren aus Zuchtstationen vorkommen. Inwieweit *Schellackia* und Piroplasmen tatsächlich nur oder vermehrt bei Wildfängen vorkommen, muss untersucht werden mit dem Vergleich von derselben Reptilienspezies aus beiden Zuchtformen. Da aber sowohl *Schellackia*, als auch Piroplasmen vermutlich über Milben und Zecken (LAINSON et al., 1976; SVAHN, 1976) übertragen werden und, wie die Ergebnisse dieser Studie zeigen, gerade Zecken auch in Reptilienzuchtstationen ein Problem darstellen (so waren 45 % der geranchten Königspythons mit Zecken infestiert), ist es wahrscheinlich, dass diese Blutparasiten auch bei gezüchteten Tieren nachzuweisen sind.

Die vorliegenden Ergebnisse stützen nicht die Vermutung, dass das Auffinden von Blutparasiten das Vorliegen eines wildgefangenen Tieres belegt. Allerdings basieren die Informationen zur Zuchtform auf den Angaben des Händlers, und wie Studien zeigen, ist die Deklaration eines Reptils als Wildfang oder gezüchtetes Tier nicht immer korrekt. In Indonesien beispielsweise wurde ein Export von angeblichen Nachzuchttieren, die aber ursprünglich aus der Natur entnommen wurden, nachgewiesen (NIJMAN und SHEPHERD, 2009; LYONS und NATUSCH, 2011).

2.2. Vergleich Befall - Lebensweise

Die Ergebnisse dieser Studie zeigten einen Zusammenhang zwischen einer Infektion mit Hämoparasiten und der Lebensweise. So waren bei den hier untersuchten Tieren, vor allem

Reptilienarten häufig mit Blutparasiten infiziert, die sich in der freien Natur sowohl auf dem Boden als auch auf Bäumen aufhalten. Allerdings muss darauf hingewiesen werden, dass in Gefangenschaft geborenen Tieren, nicht ihr natürlicher Lebensraum zur Verfügung steht, Versteckplätze nur teilweise vorhanden sind und viele Tiere auf engem Raum gehalten werden (MITCHELL und SHANE, 2000). Dennoch kann das vorliegende Ergebnis mit der Lebensweise und dem Vorkommen von Überträgern erklärt werden, da sich im Laufe der Evolution diese speziellen Vektor-Wirt-Parasit-Beziehungen im Zusammenhang mit der Lebensweise des Reptilienwirtes entwickeln konnten.

So haben Reptilien, die sowohl auf Bäumen, als auch auf dem Boden leben, eine exponierte Lebensweise und haben somit für unterschiedliche Ektoparasiten (Zecken, Milben und Dipteren) oder mit als Zwischenwirte fungierenden Vertebraten und damit mit möglichen Überträgern eher Kontakt. Moskitos beispielsweise leben eher bodenfern, sie werden häufiger in Fallen gefangen, die sich in Bäumen befinden, als in solchen, die am Boden aufgestellt werden (ANDERSON et al., 2004). Milben und Zecken hingegen werden häufiger am Boden, oder in geringer Höhe über dem Boden gefunden (SEMTNER et al., 1971; NADKARNI und LONGINO, 1990).

Allerdings ändert sich das Verhalten der Reptilien im Laufe des Heranwachsens und in Abhängigkeit vom Geschlecht und wird auch von der Verfügbarkeit von Struktur im Lebensraum beeinflusst. So halten sich Jungtiere vieler Arten meist in dichtem Gebüsch, oder Unterholz bzw. Höhlen auf (JACOBSON, 2003). Adulte männliche Königspythons streifen auf der Suche nach Weibchen vermehrt umher und sind dabei häufig auf Bäumen oder in Büschen anzutreffen. Es wurde nachgewiesen, dass sie häufiger mit Zecken befallen sind als Weibchen (AUBRET et al., 2005; LUISELLI, 2006).

2.3. Vergleich Befall - klinische Auffälligkeiten

Bei der klinischen Untersuchung der einbezogenen Importreptilien wurden eine ganze Reihe von Auffälligkeiten festgestellt, wie z. B. Häutungsprobleme, Verletzungen oder Hautveränderungen, aber auch unspezifische Symptome wie Anämie, Abmagerung oder ein reduziertes Allgemeinbefinden. Diese Veränderungen waren bei mit Parasiten befallenen Reptilien signifikant häufiger als bei Reptilien ohne nachweisbare parasitäre Infektion. Anhand der vorliegenden Studie kann nicht beurteilt werden, ob die Blutparasiten diese klinischen Veränderungen verursacht haben oder ob das Auftreten der klinischen Symptome nur durch eine vorliegende Infektion mit Blutparasiten begünstigt wurde oder lediglich mit ihnen assoziiert war. Die letzten beiden Möglichkeiten werden allerdings als wahrscheinlicher angesehen.

Eine Assoziation der klinischen Auffälligkeiten mit dem Nachweis von Blutparasiten könnte dadurch entstehen, dass die Stressbelastung durch den teilweise sehr langen Handelsweg (STEINMETZ et al., 1998), inklusive Fang, Transport, Unterbringung in Gefangenschaft, Futterumstellung, Wasserkarenz u.v.m. Traumata, Stoffwechselprobleme, Immunsuppression und damit Verletzungen, Häutungsprobleme und Infektionen begünstigt. Fehlende Schwanzteile, oder Krallenglieder und andere Kampfspuren wie Hautwunden, oder Abszesse zeugen von körperlichen Auseinandersetzungen und innerartlichem Stress. Das Vorhandensein von alten Häutungsresten, blassen Schleimhäuten, verschleimtem Rachenraum, sowie borkigen Hautveränderungen und Lethargie weisen auf Allgemeinerkrankungen mit überbeanspruchtem Immunsystem hin.

Untersuchungen zeigen, dass der Gesundheitszustand im Laufe langer Transportwege immer schlechter wird (LYONS und NATUSCH, 2011). Auf langen Transportwegen kann es darum zu hohen Verlusten kommen (STEINMETZ et al., 1998).

2.4. Vergleich Befall - Alter

Die Ergebnisse, dass subadulte Reptilien häufiger mit Blutparasiten infiziert sind als juvenile und adulte Tiere entsprechen denen früherer Untersuchungen (AYALA, 1970; SCHALL, 1996; DAVIS et al., 2012).

Die Erfahrung, dass subadulte Tiere häufiger mit Blutparasiten infiziert sind als juvenile Tiere, lässt sich damit erklären, dass sich die Chance, von einem Vektor aufgesucht und infiziert zu werden, mit der Dauer des Lebens erhöht.

Das Ergebnis, dass die adulten Reptilien weniger häufig einen Befall aufwiesen als subadulte, könnte damit erklärt werden, dass im Alter mehr Energie der Abwehr zur Verfügung steht, weil kein, oder nur noch wenig Wachstum erfolgt (SCHALL, 1996). Möglicherweise kommt es bei heranwachsenden oder adulten Reptilien mit hoher Parasitämie im Vergleich zu nicht-infizierten Tieren oder Tieren mit niedriger Parasitämie auch zu einer erhöhten Mortalität, so dass sie aus der Population verschwinden (AYALA, 1970; SCHALL, 1996; MADSEN et al., 2005). So wurde nachgewiesen, dass infizierte adulte im Vergleich zu juvenilen oder subadulten Tieren mehr Stressoren und energiezehrende Situationen ausgesetzt sind, wie Rankkämpfen, Reproduktion und auch einer erhöhten Anzahl an Feindattacken. MADSEN et al. (2005) erklären ihre Funde von geringeren Befallsraten mit *Hepatozoon* bei adulten Braunen Wasserpythons damit, dass junge stark befallene Tiere eine geringere Überlebenschance haben und nur Tiere mit geringer Parasitämie das Erwachsenenalter erreichen. Dies ist auch eine weitere Erklärung für das Ergebnis, dass juvenile Tiere weniger häufig mit Blutparasiten belastet gefunden werden, als

subadulte. Auch AYALA (1970) gibt zu bedenken, dass gerade junge Tiere an einem Befall mit Blutparasiten zu einem hohen Prozentsatz versterben.

Ein anderer Aspekt, diese Zusammenhänge bezüglich Alter und Befall zu erklären, wäre die Präpatenzzeit. So könnten die juvenilen Tiere schon infiziert sein, aber noch keine im Blut nachweisbaren Entwicklungsstadien ausgebildet haben. Da die Präpatenzperiode aber von verschiedenen Faktoren abhängig ist, zum Beispiel von der Parasitenart, und bei Reptilien auch von der Umgebungstemperatur und unter Umständen auch von der Infektionsdosis, kann man die Zeit, die zwischen der Infektion und dem Auftreten von Blutstadien vergeht, nicht allgemein vorhersagen. Bei *Schellackia* cf. *agamae* beispielsweise kann die präpatente Phase zwischen 7 und 45 Tagen betragen (BRISTOVETZKY und PAPERNA, 1990). Bei *Plasmodium mexicanum* wurden 23 bis 40 Tage ermittelt (Klein 1987).

2.5. Vergleich Befall - Ektoparasitenfunde

Die Vermutung, dass die Ektoparasitenbelastung einerseits eine vermehrte Übertragungsmöglichkeit und damit erhöhte Befallsrate mit Blutparasiten nach sich zieht und andererseits eine Schwächung des Immunsystems und dadurch eine verminderte Abwehrfähigkeit gegenüber anderen Infektionserregern (hier Blutparasiten), wird durch die hier ermittelten Ergebnisse der Zusammenhangsanalyse bestätigt, bei der es eine positive Korrelation zwischen dem Befall mit Blut- und gleichzeitig mit Ektoparasiten, in dem Fall mit stationäre Parasiten, und zwar Milben und Zecken, ermittelt wurde.

Da Milben und Zecken mögliche Überträger für einige Blutparasiten wie *Hemolivia*, *Hepatozoon*, *Schellackia* und *Sauroplasma* sind (LAINSON et al., 1976; SVAHN, 1976; SMITH, 1996; SMALLRIDGE und BULL, 1999), verwundert es nicht, dass gleichzeitig für Tiere, die mit Ektoparasiten befallen sind, die Chance infiziert zu sein steigt. Betrachtet man sich die Ergebnisse in Tabelle A I, fällt auf, dass vor allem die Königspythons zeckentragend und mit *Hepatozoon* infiziert waren. Die Untersuchung der Zecken, zum Beispiel ihre artliche Differenzierung oder eine Untersuchung auf Entwicklungsstadien von Blutparasiten war nicht Gegenstand dieser Arbeit und so kann eine Aussage über eine potentielle Vektorfunktion nicht getroffen werden. Milben wurden bisher noch nicht als Vektoren für Plasmodien und Mikrofilarien beschrieben, darum ist es fraglich, ob ihr Nachweis bei den hier untersuchten Agamen auch der Grund für die gleichzeitige Infektion mit diesen Blutparasiten ist.

3. Verteilung der extrazellulären Parasiten im Ausstrich

Mit dem Ziel zu überprüfen, ob die Untersuchungszeit eines Blutausstrichs möglicherweise verkürzt werden kann, wurde untersucht, ob sich die großen extrazellulären Parasiten

während des Ausstreichens des Blutes auf dem Objektträger gleichmäßig oder unterschiedlich verteilen. Daher wurden in der vorliegenden Untersuchung bei insgesamt 74 Blutausstrichen (jeweils zwei Blutausstriche von 37 Probanden, bei denen extrazelluläre Blutparasiten nachgewiesen worden waren) jeweils 2 Mäanderbahnen am Anfang, zwei im Monolayer-Bereich und zwei am Ende der Ausstrichfahne ausgezählt. Dabei ergaben sich keine Unterschiede bei den festgestellten Parasitenzahlen in den unterschiedlichen Bereichen des Blutausstriches. Es kann nach vorliegenden Ergebnissen daher zum Nachweis von extrazellulären Parasiten insbesondere bei Vorliegen eines schwachen Befalls, nicht auf eine Durchsicht des gesamten Präparates verzichtet werden.

4. Epidemiologische Aspekte

Zur Vorhersage, welche Infektionsgefahr von den einzelnen Parasiten ausgeht und um geeignete Maßnahmen für eine erfolgreiche Bekämpfung von Parasitosen treffen zu können ist die Epidemiologie von besonderer Bedeutung (ECKERT et al., 2008). Um Aussagen über die Ausbreitungstendenz machen zu können, ist die Einschätzung des Endemisierungsrisikos wichtig. Für die Abschätzung einer möglichen gesundheitlichen Gefahr für den Menschen ist eine Beurteilung des Zoonosepotentials relevant.

In der in Kapitel III. eingefügten Veröffentlichung, die in der Zeitschrift *Parasitology Research* December 2014, Volume 113, Issue 12, pp 4587-4599 erschienen ist, wurde das Endemisierungsrisiko bereits diskutiert und wird im nachfolgend ausführlicher dargestellt.

4.1. Hämogregarinen

Die im Wasser lebenden Westafrikanischen Klappbrust-Pelomedusenschildkröten waren trotz Züchtung in Gefangenschaft und juvenilen Alters zu einem hohen Prozentsatz mit Hämogregarinen infiziert. Dies könnte auf unzureichende hygienische Haltungsbedingungen mit Vorkommen von Blutegeln, die als Vektoren vermutet werden (PAPERNA, 1989), im Herkunftsbestand zurückzuführen sein. Eine Übertragung auf andere Reptilien ist nur über die spezifischen Vektoren, die die Endwirte darstellen, möglich. Da beim Großhändler keine Blutegel an den Tieren und im Aquarium gefunden werden konnten, ist davon auszugehen, dass der Entwicklungszyklus zunächst unterbrochen war. Dass die erforderliche Vektorart im Aquarium des zukünftigen Halters vorkommen, ist ebenfalls als unwahrscheinlich anzusehen. Daher ist das Risiko einer endemischen Etablierung der Hämogregarinen als relativ gering zu beurteilen. Die gesundheitlichen Folgen für die infizierten *Pe. castaneus* sind aber aufgrund der unsicheren mikroskopischen Artdiagnose der Hämogregarinen nicht abzuschätzen. Falls es sich tatsächlich um *Haemogregarina pelusiensi* handelt, ist

Pe. castaneus nicht der natürliche Wirt und damit kann dieser Befall zu einer Gefahr für die Gesundheit der Schildkröten, die in diesem Fall dann als Fehlwirte anzusehen sind, führen (WOZNIAK et al., 1994). Deshalb ist hier eine regelmäßige Kontrolle des Gesundheitszustandes und der Blutparasitenbelastung nach Ankunft beim neuen Halter, mit gegebenenfalls unterstützender Therapie anzuraten. Wie die Studie von KNOTKOVÁ et al. (2005) zeigt, kann es zu einer Selbstregulation des Befalls in Gefangenschaft kommen, wenn der Entwicklungszyklus durch Abwesenheit des Vektors unterbrochen ist. Über eine erfolgreiche kausale Therapie bei Wasserschildkröten ist nichts bekannt.

Bei in Gefangenschaft gezüchteten juvenilen Königspythons wurden Hämogregarinen, die als *Hepatozoon* differenziert wurden, mit hoher Prävalenz, aber geringer Parasitämie gefunden. Der Entwicklungszyklus von bei Schlangen vorkommenden *Hepatozoon* sp. ist noch weitgehend unklar. Während bei Säugetieren, z. B. Hunden, häufig Zecken als Vektoren fungieren, konnten in einer Studie von SLOBODA (2008) in Zecken, die von importierten Königspythons gesammelt wurden, keine Entwicklungsstadien von *Hepatozoon* nachgewiesen werden. Für *Hepatozoon ayorgbor*, eine beim Königpython beschriebene Art, wurden blutsaugende Dipteren wie *Culex quinquefasciatus* als Endwirte und in den Zyklus eingeschaltete erste Zwischenwirte, z. B. Mäuse, die als Beutetiere für die als zweite Zwischenwirte dienenden Schlangen fungieren, identifiziert (SLOBODA, 2008). So könnten sich die Schlangen der vorliegenden Untersuchung schon in der Aufzucht infiziert haben. Über die Haltungsbedingungen in der Farm in Togo ist nichts bekannt, aber wenn die Tiere ohne Versteckmöglichkeiten, sehr exponiert und in großer Anzahl und ohne Mückenschutz gehalten wurden, dann könnten blutsaugende Dipteren die Protozoen übertragen haben. Falls es sich bei den hier gefundenen Parasiten um *Hepatozoon ayorgbor* handelt, so wäre *P. regius* der natürliche Wirt. In einer Studie über 16 Monate konnte gezeigt werden, dass sich bei dieser Parasit-Wirt-Konstellation keine klinischen Symptome entwickelten, und die Parasitämie ging während der Beobachtungsperiode sogar leicht zurück (SLOBODA, 2008). Die Infektionsgefahr, die von den befallenen Königspythons für andere Reptilien ausgeht, wird bei dipterenfreier Unterbringung als niedrig eingestuft. Die gesundheitlichen Probleme für die infizierten Tiere können aufgrund der auf mikroskopischer Untersuchung basierender und damit nicht genau möglichen Identifizierung der *Hepatozoon*-Art und aufgrund der ungewissen zukünftigen Belastung des Immunsystems der Wirtsreptilien aber nicht vorhergesagt werden.

In früheren Studien, wurden in aus Guyana exportierten adulten wildgefangenen *Corallus caninus* zu einem hohen Prozentsatz *Hepatozoon* sp. gefunden (LOCK et al., 2003; SLOBODA, 2008). In der vorliegenden Untersuchung wurde bei den aus Surinam stammenden Hundskopfschlingern ebenfalls eine hohe Anzahl infizierter Tiere identifiziert. Dies kann einmal an ihrer exponierten und sehr stationären Lebensweise liegen. In

Ruhestellung halten sich diese Lauerjäger hoch in Bäumen auf waagrechten Ästen auf (COBORN, 1992). Die Tiere sind somit für fliegende blutsaugende Vektoren leicht zugänglich. Zusätzlich sind Hundskopfschlinger vivipare Schlangen und eine kongenitalen Übertragung wurde bei diesen Tieren diskutiert. Dieser Übertragungsweg wurde bisher nur bei viviparen und ovoviviparen Schlangen beschrieben (TELFORD, 1984; LOWICHIK und YAEGER, 1987). Auch wenn es sich bei *C. caninus* um den natürlichen Wirt der vorliegenden *Hepatozoon*-Art handeln könnte, kann der Handelsstress samt Immunsuppression gesundheitliche Probleme für infizierte Individuen, dieser heiklen Schlangenspezies nach sich ziehen.

Ein subadulter wildgefangener *Gekko gecko*, der mit einer morphologisch als *Hepatozoon* differenzierten Art, möglicherweise *Hepatozoon mesnili*, infiziert war, zeigte in der Mikroskopie hochgradige Wirtszellveränderungen (Hypertrophie, Lageveränderung bis hin zur Lyse des Kerns) und in der Allgemeinuntersuchung blasse Schleimhäute, alte Häutungsreste und einen verschleimten Rachenraum. Die Anämie könnte in diesem Fall eine Folge der Wirtszellveränderungen durch die Blutparasiten sein. Die gesundheitlichen Folgen für das Tier sind unbekannt, sie könnten fatal sein. Für die Übertragung der Blutparasiten auf andere Geckos ist aber ein geeigneter Vektor nötig. So wurden zum Beispiel Moskitos, wie *Culex fatigans* (= *C. quinquefasciatus*), als Überträger beschrieben (ROBIN, 1936).

Dass gerade gebietsfremde oder artfremde Partnertiere in einem Bestand durch für sie exotische Erreger gefährdet sind und schwer erkranken können wurde auch bei Vertretern der Hepatozoidae belegt. Sie wurden durch die orale Gabe infizierter Moskitos erfolgreich auf nicht natürliche Wirte übertragen, was in hochgradigen gesundheitlichen Schäden resultierte (WOZNIAK und TELFORD, 1991; WOZNIAK et al., 1996). Vor allem betroffen scheinen hier Tieransammlungen in naturnaher Haltung, wo mögliche Vektoren, wie Dipteren geeignete Lebens- und Brutbedingungen vorfinden, wie in Zoos (TUTEN, 2011). Bei einer Untersuchung diverser Schlangenspezies in amerikanischen Zoos konnte ein hoher Prozentsatz an, mit Hämogregarinen infizierten Tieren gefunden werden. Die morphologische Erscheinung der erythrozytären Stadien lassen vermuten, dass es sich um dieselbe *Hepatozoon*-Art handelt, dies war aber nicht gesichert, da weitere Entwicklungsstadien nicht untersucht wurden (HULL und CAMIN, 1960). Da die untersuchten Tiere teilweise schon bis zu vier Jahre in menschlicher Obhut gehalten wurden, könnte hier eine Infektion in Gefangenschaft stattgefunden haben. Leider wurden keine Vektoruntersuchungen durchgeführt und so konnte nicht mit Sicherheit nachgewiesen werden, dass der Entwicklungszyklus der Blutparasiten im Zoo vollständig ablaufen kann.

Unter Freilandbedingungen scheint es in Europa Wirte und Überträger für Hämogregarinen bei Reptilien zu geben. Dies zeigen positive Hämogregarinen-Nachweise bei heimischen

Echsen (*Lacerta* sp., *Podarcis* sp.) und Schildkröten (*Emys orbicularis*, *Testudo graeca*) aus Rumänien, Portugal, Italien und Skandinavien (SVAHN, 1974; RICCI, 1999; MIHALCA et al., 2002; MIHALCA et al., 2008; ROCA und GALDON, 2010). Inwieweit exotische Hämoparasiten allerdings in Deutschland autochthone Erkrankungen bei europäischen, oder deutschen Echsen, Schlangen und Schildkröten auslösen, ist derzeit nicht untersucht. Experimentelle Infektionen völlig gebietsfremder Arten mit Hämoparasiten aus fernen Ländern sind aber möglich. Dies beweist ein Versuch, in dem *Hepatozoon domerguei* einer madagassischen Schlange auf eine europäische Mauereidechse (*Lacerta muralis*) mit Bildung von Gewebeschiezonten übertragen wurde (LANDAU et al., 1972).

4.2. *Schellackia*

Sämtliche Reptilien, in denen *Schellackia*-Parasiten gefunden wurden, waren als Wildfänge deklariert. Aussagen über die Möglichkeit der Übertragung in Gefangenschaft sind aus den vorliegenden Untersuchungen daher nicht möglich. *Schellackia*-Arten durchlaufen Merogonie, Gamogonie und Sporogonie in den Reptilien und werden als hoch wirtsspezifisch angesehen (BRISTOVETZKY und PAPERNA, 1990). Da aber diese Parasiten bezüglich ihres Vektors, der als reiner Überträger fungiert, ohne dass sich die Protozoen in ihm weiterentwickeln, als sehr unspezifisch gelten und eine Vielzahl verschiedener blutsaugender Arthropoden nutzen können, ist ihre Verschleppung folglich an die Ausweitung von Verbreitungsgebieten der Wirbeltierwirte gebunden und nicht an das Vorkommen bestimmter Vektorarten. Eine Etablierung in Terrarienhaltungen und auch in Deutschland wäre demnach denkbar.

In der vorliegenden Untersuchung waren unter den afrikanischen Agamen sowohl subadulte *A. agama* aus Kamerun und Togo als auch subadulte *Ac. atriollis* aus Tansania mit *Schellackia* infiziert. Ebenfalls aus Tansania eingeführte *A. agama* waren nicht mit *Schellackia* befallen. Ob es sich folglich, wie die hohe Wirtsspezifität vermuten lassen könnte, bei den bei beiden Agamen-Spezies vorkommenden Blutparasiten wirklich um zwei verschiedene *Schellackia*-Arten handelt, muss mittels molekularbiologischer Methoden untersucht werden.

Auch bei den aus Tansania stammenden, exponiert in Bäumen lebenden Fischer Chamäleons, *K. fischeri*, wurden bei 40 % der wildgefangenen subadulten-adulten Tiere *Schellackia*-Stadien in Blutzellen gefunden. Bislang wurden noch keine *Schellackia*-Arten bei Fischer Chamäleons im wissenschaftlichen Schrifttum dokumentiert. Hier müssen weitere Untersuchungen zeigen, ob es sich bei *K. fischeri* um den natürlichen Wirt und ob es sich um eine Erstbeschreibung dieser Parasiten handelt.

Gesundheitliche Probleme in Folge einer *Schellackia*-Infektion sind nicht bekannt. Eine Gefahr der Ausbreitung wird dort gesehen, wo viele Individuen einer Reptilien-Spezies gehalten werden und Vektoren vorhanden sind, z.B. bei Großhändlern oder in Zuchtbeständen. In Europa sind Nachweise von *Schellackia*-Infektionen aus Zauneidechsen in Skandinavien erbracht (SVAHN, 1976). Die Entwicklung und Übertragung der Parasiten unter hiesigen Freilandbedingungen scheint also möglich zu sein.

4.3. Plasmodien

Bei Grünen Wasseragamen und Grünen Nackenstachlern, die aus feucht-tropischen Gebieten stammten, wurden in der vorliegenden Untersuchung Plasmodien nachgewiesen. Aber auch *K. fischeri* aus Bergwäldern und die aride Gegenden bewohnenden *A. agama* und *A. mwanzae* wiesen positive Funde auf. Reptilien aus beiden Zuchtformen (Wildfänge und in Gefangenschaft gezüchtete Tiere) und allen Altersstufen waren befallen.

Plasmodien gelten zwar als eher spezifisch, was ihren Wirbeltierwirt angeht (SCHALL, 1990a), kommt es aber zu einer Infektion von neuen empfänglichen Tieren, kann dies dramatische Folgen für die Wirtspopulation haben. Dies zeigt VAN RIPER III et al. (1986) anhand der Ausrottung und Veränderung der Immunkompetenz, sowie des Verhaltens bei Hawaiianischen Vogelspezies durch eingeschleppte Malaria-Parasiten, *Plasmodium relictum* und deren Vektor *Culex quinquefasciatus*.

Reptilienplasmodien sind bezüglich möglicher Vektoren relativ unspezifisch. So wurden zum Beispiel Sandmücken als potentielle Überträger nachgewiesen (AYALA, 1970), bei denen einzelne Arten in den letzten Jahren eine enorme Ausbreitungstendenz nach Norden zeigten. Erste Funde von *Phlebotomus mascittii* in Hessen verdeutlichen dies (MELAUN et al., 2014). Das gleichzeitige Vorhandensein von Vektoren und empfänglichen Wirten, ist aber noch kein Garant für eine erfolgreiche Etablierung einer Infektion. So wurde nachgewiesen, dass sich *Plasmodium mexicanum*, ein Parasit aus der Echse, *Sceloporus occidentalis*, nur bei einer Umgebungstemperatur von mindestens 25 °C im Vektor, *Lutzomyia vexator*, schnell genug entwickelt, dass infektiöse Stadien bis zur nächsten Blutmahlzeit der Sandmücke vorhanden sind (FIALHO und SCHALL, 1995). Ein Import von *Plasmodium* sp. könnte also gerade in naturnahen Terrarienhaltungen unter klimatischen Bedingungen des Herkunftslandes, Vektorvorkommen und großem Tierbestand, wie in Zoos, zu einer Durchseuchung führen, was gesundheitliche Folgen für die befallenen Tiere nach sich ziehen könnte (siehe Kapitel 1.4 Pathogenität). Plasmodien-Funde bei wildlebenden Reptilien gibt es bisher in Europa aber noch nicht (SCHALL, 1996).

4.4. Piroplasmen

Bei den bislang wenig erforschten intraerythrozytären Parasiten der Gattungen *Sauro-* und *Serpentoplasma* ist sowohl die Vektor- und Wirtsspezifität wie auch das Zoonosepotential derzeit noch völlig unbekannt. Als Vektoren wurden Zecken vermutet (SVAHN, 1974).

Bei den hier mit *Sauroplasma* befallenen, allesamt aus Afrika stammenden wildgefangenen Tieren, *F. pardalis*, *Ac. atricollis* und *X. batillifera* konnten weder Zecken noch mit dem Blutparasitenbefall in Zusammenhang stehende klinische Auffälligkeiten nachgewiesen werden. Viele der befallenen *X. batillifera* litten unter abgebissenen Schwanzspitzen, was aber auf innerartliche Aggression zurückgeführt wurde.

Anhand vorliegender Studie und Sichtung der bisherigen Literatur kann keine Aussage über mögliche von *Sauroplasma* ausgehende Gefahren für die befallenen Reptilien und für Bestandstiere getroffen werden.

4.5. Trypanosoma

Trypanosomen waren häufige Funde bei den hier untersuchten Tieren. Sowohl Schlangen (*P. regius*, *C. caninus*) als auch Agamen (*As. capra*), Chamäleons (*K. fischeri*) und Geckos (*G. gecko*) und dabei in Gefangenschaft geboren und wildgefangen, waren befallen.

Ein weiblicher adulter *G. gecko* mit einem hochgradigen Befall vermutlich von *Trypanosoma geckonis* (118 Parasiten in 6 Mäanderschleifen) zeigte keine klinischen Auffälligkeiten. Wenn *G. gecko* der natürliche Wirt von *T. gekkonis* ist, was von TELFORD (1995c) nicht angezweifelt wird, und es hier sich tatsächlich um *T. gekkonis* handelte, sind die klinischen Folgen für die infizierten Tiere als gering anzusehen.

Bei *P. regius* und *C. caninus* wurden in der hier vorgestellten Untersuchung Trypanosomen nachgewiesen, die mikroskopisch-morphologisch als *Trypanosoma* cf. *varani* bei *P. regius* und als *Trypanosoma hoguei* bei *C. caninus* identifiziert wurden. Wenn sich diese Artdiagnose z. B. mittels molekularbiologischer Untersuchungen bestätigen würde, wäre zu erwarten, dass es bei diesen nicht natürlichen Wirten im weiteren Verlauf der Infektion zu einer hochgradigen Parasitämie mit sogar Todesfällen (BRYGOO, 1963b) kommt.

Die Folgen der *Trypanosoma*-Infektion von *As. capra* und *K. fischeri* sind nicht abzusehen, da keine Artidentifizierung möglich war.

Bezüglich eines Endemisierungspotentials importierter Trypanosomen ist anzumerken, dass eine geringe Wirtsspezifität für Wirbeltiere zu vermuten ist, da erfolgreiche spezies- und familienübergreifende Übertragungsversuche durchgeführt wurden (BRYGOO, 1963a; TELFORD, 1995a; VIOLA et al., 2008). Das Spektrum potentieller Vektoren wird ebenfalls als breit angesehen und umfasst verschiedene Dipteren-Arten und Blutegel (TELFORD,

1995a). Eine Einschleppung von Trypanosomen mit Reptilien könnte daher gerade in Zoos und naturnahen Haltungen, wo ein Vorkommen geeigneter Vektoren zu erwarten ist, zu einem Problem für die Gesundheit der Bestandspartner, auch unterschiedlicher Spezies werden.

Für Trypanosomen bei Reptilien wurde ein Zoonosepotential nachgewiesen, da Reptilien als Reservoir für humanpathogene Trypanosomen fungieren können. In der Vergangenheit wurde *Trypanosoma brucei*, der Erreger der Schlafkrankheit, in afrikanischen Waranen detektiert (NJAGU et al., 1999). Die sowohl zoophile als auch anthropophage Mückenart *Glossina fuscipes*, wurde als das Bindeglied zwischen Mensch und Reptil nachgewiesen. Experimentell war außerdem die Infektion von Schildkröten und Kaimanen mit *T. brucei* erfolgreich (WOO und SOLTYS, 1969). Auch der Erreger der Chagas-Krankheit, *Trypanosoma cruzi* konnte im Labor auf Echsen und mit Hilfe von Raubwanzen wieder auf Säugetiere übertragen werden (RYCKMAN, 1954). Von dem Import von Trypanosomen mit Reptilien, kann also unter Umständen eine erhebliche Gefahr auch für den Menschen ausgehen.

4.6. Filarien

Über die Wirtsspezifität der bei Reptilien vorkommenden Filarien ist wenig bekannt, Von Arten bei Säugetieren weiß man aber, dass pathologische Veränderungen bei einer Infektion von Fehlwirten auftreten, z. B. die kutane Dirofilariose beim Menschen durch beim Hund vorkommende *Dirofilaria repens* (SZENASI et al., 2008; SASSNAU et al., 2013). Daher muss auch bei Filarien der Reptilien von einem Risiko für Bestandspartner, oder für den Menschen ausgegangen werden, vor allem angesichts einer in letzter Zeit zu verzeichnenden starken Ausbreitungstendenz von Filarien-Vektoren, insbesondere Culiciden, Richtung Nordeuropa (SASSNAU et al., 2014) Zudem gibt es mittlerweile auch schon Berichte über Nachweise von ursprünglich nur in mediterranen Gebieten vorkommenden Parasiten, wie *Dirofilaria immitis*, dem Erreger der Herzwurmerkrankung beim Hund, in heimischen Stechmücken (FRIEDRICH-LÖFFLER-INSTITUT, 2013). Inwieweit diese Mücken auch Fadenwürmer von Reptilien übertragen können, ist noch nicht untersucht, die Wahrscheinlichkeit ist aber aufgrund der vermutlich geringen Vektorspezifität als hoch anzusehen. Nachweise von Mikrofilarien bei, in Italien heimischen wildlebenden Mauergeckos beweisen allerdings, dass geeignete Überträger in Europa vorhanden sind (RICCI, 1999).

Vor allem in Zoos siedeln sich blutsaugende Arthropoden, die als Überträger fungieren können, an (DERRAIK, 2004; ADLER et al., 2011; TUTEN, 2011). Wenn bestimmte Arthropoden gleichzeitig mit von ihnen übertragenen Erregern vorkommen, können sich möglicherweise stabile Populationen etablieren. So berichtete FRANK (1964b) über eine

Lederzeckenpopulation, *Ornithodoros talaje*, im Terrarienhaus des Stuttgarter Zoos „Wilhelma“, die für das artübergreifende Auftreten von Infektionen mit *Macdonaldius oschei* bei Boiden verantwortlich gemacht werden konnte. Durch den Befall mit diesen Filarien traten klinische Symptome bis hin zu Todesfällen bei den Fehlwirten auf.

Die hier bei wildgefangenen *K. fischeri*, *F. pardalis* und *A. agama* nachgewiesenen Filarien wurden als *Foleyella* sp. bestimmt. Diese Reptilien scheinen die natürlichen Wirte dieser durch *Culex pipiens* (= *Culex quinquefasciatus fatigans*) übertragenen Parasiten zu sein (OBIAMIWE und IREDU, 1982; BOLETTE, 1998; MAIA et al., 2014). Wurmknotten unter der Haut, die adulte *Foleyella* enthalten, können zu lokaler Reizung und mechanischer Behinderung führen (BOLETTE, 1998). Diese lokalen Reaktionen können ebenso bei, in *A. mwanzae* gefundenen *Brygoofilaria* sp., deren adulte Männchen und Weibchen sich im perikardialen Bereich, oder am Mesenterium einnisten auftreten (SULAHIAN und SCHACHER, 1968). Die Adulten, der *Physignathus cocincinus* vermutlich infizierenden *Oswaldofilaria* sp. ist auf Muskelfaszien und serösen Häuten zu finden, wo sie den Wirt mechanisch behindern können (MANZANELL, 1982).

Somit können durch die Einfuhr der mit Mikrofilarien befallenen Reptilien gesundheitliche Probleme vor allem durch die Entwicklung zum adulten Wurm für die Wirte entstehen, aber auch Bestandspartner und möglicherweise der Mensch als Fehlwirt infiziert werden.

5. Empfehlungen für den Handel mit Reptilien

Aufgrund der bestehenden hohen Gefahr, dass mit gehandelten Reptilien auch exotische Pathogene in alle importierenden Länder verschleppt werden können und der häufig unklaren epidemiologischen Situation und pathologischen Folgen, ergeben sich aus den in der vorliegenden Untersuchung erzielten Ergebnissen folgende Empfehlungen.

5.1. Handelsempfehlungen für Zuchtformen

Eine Reduktion des Handels mit Wildfängen wird empfohlen. So zeigte diese Studie, dass Wildfänge meist im subadulten bis adulten Alter gehandelt werden und dass diese Altersgruppen häufiger mit Blutparasiten infiziert sind als Jungtiere. Durch den Verzicht mit Tieren, die aus der Wildnis gefangen wurden, zu handeln kann einerseits die Gefahr der Erregerverschleppung verringert werden, andererseits wird zum Artenschutz beigetragen. Denn es kommt trotz der Quoteneinführung, das heißt, eine Reglementierung der Fangzahlen durch „Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora (CITES)“ geschützter Arten, zur Ausrottung von Arten, weil die Fänger meist in den gleichen, leicht erreichbaren Gebieten ihrer Arbeit nachgehen (STEINMETZ et al., 1998). Da

die Nachfrage das Angebot regelt, sollten der Großhändler und der Verbraucher, also der zukünftige Halter, auf den Kauf von Wildfängen weitestgehend verzichten. Dies empfiehlt auch der Zentralverband Zoologischer Fachbetriebe Deutschlands e.V. (ZZF, 2015).

Da in Gefangenschaft geborene Tiere eine geringere Chance haben, mit Blutparasiten infiziert zu sein, folgt daraus die Empfehlung für den Handel, dass bevorzugt geranchte, gefarmte oder nachgezüchtete Reptilien gekauft werden sollten. Auch stellte sich heraus, dass Nachzuchten aus Gefangenschaft eine verringerte Prä-Export-Mortalität durch geringere Stressbelastung (kein Fang und keine Futterumstellung) aufweisen und an die Umgebung des Menschen schon gewöhnt sind (STEINMETZ et al., 1998). Außerdem kann auf den Gesundheitszustand bei in Gefangenschaft geborenen Tieren eher Einfluss genommen werden als bei Wildfängen. Aufstellung und Einhaltung von Hygieneplänen, Ektoparasitenbehandlung, stress- und vektorfreie Haltungsformen und Futterhygiene (z. B. gesunde Futtertiere) beim Züchter können zur Produktion gesunder Jungtiere beitragen. Es wird empfohlen, die Haltungsbedingungen der Farmen/Ranches/Zuchtstationen in den Herkunftsländern und das Knowhow der Betreuer und Betreiber zu überprüfen, sie gegebenenfalls zu schulen und, falls nötig, umsetzbare Leitfäden/Empfehlungen zur Haltung und Zucht von häufig nachgezüchteten Reptilienarten aufzustellen, damit gesunde Jungtiere in den Handel einfließen.

5.2. Handelsempfehlungen bezüglich klinisch auffälliger Tiere

Sowohl das Zusammentreffen vieler Individuen, die Schutzlosigkeit in Terrarien, der Mangel an Luftfeuchtigkeit und das Handling ist für die gehandelten Tiere eine enorme Stressbelastung und begünstigt Krankheitsentstehungen. Um dies zu vermeiden sollten den Tieren in jeder Unterbringung ausreichende Rückzugsmöglichkeiten zur Verfügung stehen und auf das Verhindern von Massenhaltungen Wert gelegt werden. Vor allen Dingen bei haremsbildenden Agamen, wie *A. agama*, *A. mwanzae*, *Ac. atricollis* und *X. batillifera*, bei denen es zwischen den Männchen zu massiven Rivalenkämpfen kommt, ist in menschlicher Obhut darauf zu achten, die Männchen möglichst getrennt unterzubringen, um eine zusätzliche Stressbelastung und gar Verstümmelungen zu vermeiden. Chamäleons beispielsweise, deren einzelgängerisches Leben und hohe Empfindlichkeit gegenüber Infektionen und Haltungsfehlern bekannt ist, sollten einzeln verpackt und der Transport möglichst schnell vollzogen werden (STEINMETZ et al., 1998), was zur Stressvermeidung und zum Gesunderhalten der Tiere beiträgt (SLOBODA, 2008).

Die bei *C. caninus* gefundenen häufigsten Auffälligkeiten, Häutungsreste und Hautwunden an der Nasenspitze, sind auf Haltungsfehler zurück zu führen. Die gegenüber zu niedriger Luftfeuchtigkeit sehr empfindlichen Tiere leiden rasch an einer Dysekdyse, wenn das notwendige Umgebungsklima nicht streng eingehalten wird. Außerdem reagieren die

scheuen Tiere sehr aggressiv auf menschliche Annäherung und schlagen sich, im Zuge von Abwehrbissen die Nase an der Einrichtung des Terrariums, meist an Glasscheiben, auf. Bei diesen, wie in dieser Studie nachgewiesen, häufig und massiv mit *Hepatozoon* infizierten Schlangen muss während des Transports, der Haltung bei Zwischenhändlern und beim endgültigen Besitzer dringend auf Stressvermeidung und damit Vermeidung einer zusätzlichen Schwächung des Immunsystems Wert gelegt werden. Die Einstellung einer hohen Luftfeuchtigkeit kann, durch Bestückung der Transportkisten mit feuchten Blättern/Tüchern und während der Haltung beim Großhändler/Besitzer durch Besprühung des Terrariums oder durch Installation automatisierter Beregnungsanlagen erfolgen. Besser noch ist die Unterbringung dieser Schlangen in Klimäräumen, in denen automatisch auf eine ausreichende Luftfeuchtigkeit und geeignete Temperatur geachtet wird. Ihre Terrarien sollten möglichst in wenig frequentierten Räumlichkeiten stehen, um Abwehrschläge zu vermeiden. Gerade die häufig bei *P. regius* beschriebenen blassen Maulschleimhäute könnten mit einer Anämie aufgrund des Hämogregarinen-Befalls in Verbindung gebracht werden. Andere klinische Auffälligkeiten, wie Häutungsreste und Hautschäden sind auch bei importierten, wildgefangenen Königspythons in vorherigen Studien beschrieben worden, sie stehen aber vermutlich nicht in direkten Zusammenhang mit dem Hämoparasitenbefall (SLOBODA, 2008).

Bezüglich der Empfehlung nur mit gesunden Tieren zu handeln könnte von Seiten der Importeure zum Tierschutz beigetragen werden, indem aus Problembetrieben keine Tiere mehr eingekauft werden. Erfreulicherweise werden von einigen deutschen Großhändlern explizit nur Tiere bestellt, die keine klinischen Auffälligkeiten haben, wie es auch in den Transport-„Guidelines“ von CITES gefordert wird (CITES, 1981).

5.3. Empfehlungen zum Alter der gehandelten Tiere

Der Handel mit Jungtieren ist von Vorteil, weil sie eine geringere Chance haben, mit parasitären Krankheitserregern, hier Blutparasiten infiziert zu sein. Zusätzlich zeigen sie eine leichtere Eingewöhnung und adaptieren sich schneller an die Haltung in Gefangenschaft, weswegen von einigen deutschen Händlern explizit juvenile Reptilien aus den Herkunftsländern angefordert werden (Dr. Helge Behncke, pers. Mitteilung). Dies ist auch aus wirtschaftlicher Sicht sinnvoll, da sich juvenile/subadulte Tiere aufgrund ihrer geringeren Infektionsbelastung und leichteren Eingewöhnung besser verkaufen und die Verlustraten minimieren lassen (THEILE, 2000). Da in vorliegender Studie nicht alle Jungtiere frei von Blutparasiten waren (z. B. *P. regius*), muss auch bei dem Handel mit Jungtieren auf Erregerfreiheit Wert gelegt und dies überprüft und kontrolliert werden.

5.4. Empfehlungen zur Ektoparasitenkontrolle bei gehandelten Tieren

Milben und Zecken werden häufig mit Reptilien zusammen importiert (BURRIDGE und SIMMONS, 2003; KENNY et al., 2004; GONZÁLEZ-ACUÑA et al., 2005; NOWAK, 2010) und können sich unter Umständen im Zielland in der Umgebung ihrer Wirte ansiedeln. Dies beweist die Beobachtung, dass im Miami Metro Zoo in Florida über sieben Jahre hinweg ein Befall von Komodowaranen mit *Aponomma komodoense* beobachtet wurde. Diese Zeckenart stammt von der Heimatinsel der Komodowarane und wurde mit den Tieren von dort in den Miami Metro Zoo importiert (BURRIDGE et al., 2004). Darüber hinaus zeigen Studien aus Amerika und Großbritannien, dass sich eingeschleppte Zecken auch in der Natur der Zielländer etablieren können und dort Vektoren für Krankheitserreger darstellen. *Amblyomma marmoreum* beispielsweise, eine mit Schildkröten aus Afrika in die Vereinigten Staaten importierte und sich dort etablierte Zeckenart stellt einen Vektor für *Cowdria ruminantium* dar (BURRIDGE et al., 2000; BURRIDGE, 2001).

Mit der Einfuhr dieser Akari steigt aber nicht nur die Gefahr der Verschleppung exotischer



Abbildung 12:
Königspython *Python regius* aus Togo mit Zeckenbefall (Pfeil)

Erreger. Ein Befall mit diesen Ektoparasiten führt auch zu direkten Schäden am Wirt. Eine Akarinose beispielsweise hat bei Terrarientieren weitreichende Folgen. Nicht nur wird das Immunsystem der Tiere dadurch belastet, sondern es ist bei Massenbefällen auch denkbar, dass die Wirte lebensbedrohlich große Mengen Blut verlieren. Weitere Symptome sind Dermatitis, Septikämie, Dysekdyse, Dehydratation oder Anorexie. Die negativ phototaktischen Milben können sich am Tier und in der Einrichtung verstecken (FITZGERALD et al., 2006).

Zecken suchen häufig die weiche Haut unter den Schuppen und dunkle Hautfalten der Wirte (Abbildung 12), sowie lichtgeschützte Plätze in der Umgebung auf, sie können also bei der



Abbildung 13:
weibliche Siedleragama *A. agama* aus Togo mit Milbenbefall

Eingangsuntersuchung leicht übersehen oder mit dem Transportmaterial verschleppt werden. Beim Großhändler werden viele Echtenarten (Agamidae, Lacertidae) in offenen Boxen untergebracht, wo den Milben und Zecken die Möglichkeit gegeben ist, sich auszubreiten. Daher sollte grundsätzlich auf eine eingehende Untersuchung von Importreptilien und deren Behandlung Wert gelegt werden, vor allem bei häufig mit Zecken und Milben befallenen Reptilien. In der hier vorgestellten Untersuchung (Tabelle A I) wurden vor allem bei afrikanischen Agamen beim deutschen Großhändler Milben nachgewiesen (Abbildung 13). Eine Ektoparasiten-Behandlung dieser importierten Reptilien ist hier anzuraten (BURRIDGE, 2001). Einige Akarizide (wie Pyrethroide, Fipronil) stehen hierfür zur Verfügung (FUNK und DIETHELM, 2006). Die Durchführung der Umgebungsbehandlung ist äußerst wichtig, da Zecken und Milben auch Monate ohne Mahlzeit auskommen können (FITZGERALD et al., 2006).

Die sinnvollste und die Tiere nicht belastende Methode zur Prophylaxe der Erregerübertragung, wäre eine ektoparasitenfreie Haltung von in Gefangenschaft geborenen Reptilien. Vor allem bei den geranchten *Pe. castaneus*, die zu einem hohen Prozentsatz mit

Hämogregarinen, anhand der Morphologie als *Haemogregarina pelusiensi* identifiziert (siehe Kapitel III. Veröffentlichung), infiziert waren, ist eine Bekämpfung der Vektoren, in diesem Fall vermutlich der Blutegel *Placobdella multistriata*, im Zuchtbetrieb in Togo zur Infektionsprophylaxe als nachhaltigste Maßnahme zu empfehlen.

In der vorliegenden Untersuchung wurden insbesondere bei den juvenilen *P. regius* relativ häufig ein Zeckenbefall nachgewiesen (Abbildung 12). Daher sollte der Züchter versuchen, in seinem Bestand die Zeckenbelastung zu minimieren.

Bei Reptilien vorkommende Milben stellen unter Umständen auch für den Menschen eine Zoonosegefahr dar (BECK und PFISTER, 2006). So wurde von pustulösen Hautausschlägen bei Schlangenbesitzern berichtet, deren Haustier mit Milben der Art *Ophionyssus natricis* befallen war (SCHULTZ, 1975).

5.5. Allgemeine Handelsempfehlungen

Bei Züchtern im Herkunftsland ist auf die Qualität der Futtertiere, auf die bedarfsdeckende und vektorfreie Unterbringung der Tiere, sowie auf die Bekämpfung von Ektoparasiten zu achten. Die Verpackung zum Export sollte idealerweise einzeln in Stoffbeuteln, Papiertüten, Boxen, etc. mit Einrichtungen zur Klimaregulierung (feuchte Schwämme, Papier oder ähnliches) ausgestattet sein und vor Verrutschen geschützt in der Transportkiste angebracht sein. STEINMETZ et al. (1998) konnten während ihrer Studie über die Transportmortalität von Reptilienimporten bis zu 50 kleine Grüne Leguane in einem Beutel finden und bis zu 150 Geckos in einem anderen. Diese Tiere erfahren dadurch enormen Stress und sind einem hohen Infektionsdruck ausgesetzt.

Wie für Zoofachhandlungen ist auch für Großhändler, bei denen die importierten Tiere ankommen, die Betreuung durch einen reptilienspezialisierten Tierarzt zu empfehlen. Dieser sollte für Eingangsuntersuchungen und Behandlungen der Tiere vor Ort, für die Aufstellung von Hygieneplänen und die Vektorbekämpfung verantwortlich sein.

Seitens der Importeure müssen die Ansprüche an die Qualität der gehandelten Tiere mit den Exporteuren besprochen werden und bei Nichteinhaltung strikte Konsequenzen, gegebenenfalls sogar ein Stopp der Handelsbeziehung folgen. Aber auch tierschutzgerechte Transportbedingungen können und müssen direkt von den Zollbeamten an Flughäfen und von den hiesigen Großhändlern überprüft, beurteilt und falls nötig beanstandet werden. Für den tierschutzgerechten Transport von lebenden Tieren hat die IATA („International Air Transport Association“) im Jahr 1975 Richtlinien erarbeitet. Das Genfer CITES-Sekretariat veranstaltete 1996 in Tansania eine Schulung für die Exporteure zur Einhaltung dieser Richtlinien und zum Bau von Transportkisten (STEINMETZ et al., 1998). Dies ist eine erfolversprechende Maßnahme für gute Handelsbeziehungen.

Eine bedarfsdeckende und stressfreie Unterbringung bei den einzelnen Zwischenhändlern, sei es im Herkunftsgebiet, sei es hierzulande, ist für die Stärkung des Immunsystems und dadurch für die Gesunderhaltung der Tiere von essentieller Bedeutung. Dies ist nicht nur im Sinne des Tierschutzes, sondern auch im Sinne der Gewinnerzielung und Zufriedenheit der Kunden. Hier ist vor allem auf einzelgängerische (Chamaeleonidae) oder haremsbildende (viele Agamidae) Reptilienarten zu achten, bei denen vor allem die Männchen getrennt verpackt und untergebracht werden sollten. Auf das getrennte Transportieren nicht verträglicher Individuen wird auch in den Transport-„Guidelines“ von CITES hingewiesen (CITES, 1981).

Generell ist die Haltung in Quarantäneeinrichtungen nach der Ankunft der Tiere beim Händler oder zukünftigem Halter die wichtigste Maßnahme zur Verhinderung der Ausbreitung infektiöser Erkrankungen (PASMANS et al., 2008). Eine Quarantäne sollte sowohl bei in Gefangenschaft geborenen Tieren als auch bei wildgefangenen Reptilien durchgeführt werden. Während dieser mindestens 90 Tage dauernden Zeit (JACOBSON et al., 2001) müssen die Tiere auf Infektionserreger, wie Viren, Bakterien, Pilze, Ekto- und Endoparasiten untersucht und gegebenenfalls behandelt werden.

VII. ZUSAMMENFASSUNG

Die Reptilienhaltung erfreut sich in den letzten Jahren steigender Beliebtheit, mit einer Zunahme der Zahlen auch im internationalen Handel. In Zoofachgeschäften und auf Börsen finden sich daher viele exotische Reptilien, die als in Gefangenschaft gezüchtete Tiere oder Wildfänge aus den Herkunftsländern nach Deutschland importiert werden. Im Jahr 2011 wurden Reptilien mit einem Handelswert von 2,6 Millionen US-\$ nach Deutschland eingeführt.

Mit dem grenzüberschreitenden Handel von lebenden Tieren geht eine große Gefahr der Verschleppung von Pathogenen einher, die ein Risiko für die Gesundheit von in Menschenobhut gehaltenen Tieren, aber auch von Wildtieren und des Menschen selbst darstellen. Das Ausmaß und das Artenspektrum eingeführter Krankheitserreger sind aber weitgehend unbekannt.

Ziel dieser Arbeit war es daher, mittels Lichtmikroskopie nach Deutschland importierte Reptilien auf ihren Befall mit Blutparasiten zu untersuchen, diese anhand ihrer Morphologie zu identifizieren und Aspekte der Epidemiologie und Zoonose zu diskutieren. Zusätzlich sollten Zusammenhänge möglicher Einflussfaktoren auf den Blutparasitenbefall analysiert werden.

Im Zeitraum von Dezember 2010 bis Januar 2012 wurde Blut von insgesamt 410 Reptilien, welche 17 verschiedenen Spezies und 3 Ordnungen angehörten, untersucht. Es handelte sich dabei um 2 Schlangen-, 2 Schildkröten- und 13 Echsenspezies, die von zwei deutschen Großhändlern aus 11 Ländern der Kontinente Afrika, Asien und Südamerika importiert wurden. Bei jedem dieser Tiere wurde der Vorbericht mit Information zur Herkunft und Zuchtform aufgenommen, eine klinische Allgemeinuntersuchung samt Gewichts-/Größenmessung, Altersschätzung, Untersuchung auf Milben-/Zeckenbefall und wenn möglich Geschlechtsbestimmung durchgeführt und Blut mittels Venenpunktion gewonnen.

Die Blutausstriche wurden nach Pappenheim gefärbt und nach einem standardisierten Protokoll untersucht. Die morphologische Beschreibung und Vermessung der Blutstadien der Parasiten erfolgte anhand von Photographien. Mit Hilfe der gewonnenen Daten und Literaturstudien wurde eine Differenzierung der Blutparasiten auf Familienebene, zum Teil auch auf Gattungsebene durchgeführt.

Es stellte sich heraus, dass 29 % (117 Tiere) der untersuchten Reptilien mit Blutparasiten befallen waren. Sowohl intraerythrozytäre Stadien der Familien Haemogregarinidae (bei *Pelusios castaneus*), Hepatozoidae (bei *Python regius*, *Corallus caninus* und *Gekko gecko*), als auch der Lankesterellidae (bei *Acanthocercus atricollis*, *Agama agama* und *Kinyongia fischeri*) und Plasmodiidae (bei *Acanthosaura capra*, *Agama agama*, *Agama mwanzae*, *Physignathus cocincinus* und *Kinyongia fischeri*) sowie der Haemohormidiidae (bei

Acanthocercus atricollis, *Xenagama batillifera* und *Furcifer pardalis*) wurden gefunden. Unter den extrazellulären Parasiten waren Trypanosomen (bei *Acanthosaura capra*, *Gekko gecko*, *Kinyongia fischeri*, *Python regius* und *Corallus caninus*) und Larven von Filarien (bei *Agama agama*, *Agama mwanzae*, *Physignathus cocincinus*, *Furcifer pardalis* und *Kinyongia fischeri*).

Es zeigte sich, dass für die Differenzierung der Art die lichtmikroskopische Untersuchung alleine nicht ausreicht. Hierfür sind zusätzliche Untersuchungen weiterer Zyklusstadien, oder Genomanalysen nötig.

Eine Ausbreitungsgefahr dieser vektorassoziierten Erreger besteht vor allem bei den Parasiten mit niedriger Wirtsspezifität. Wie sich bei der statistischen Auswertung der Zusammenhänge möglicher Einflussfaktoren auf den Befall/nicht Befall mit Blutparasiten herausstellte, sind Reptilien mit wenig exponierter Lebensweise, juvenile Tiere, in Gefangenschaft geborene, ektoparasitenfreie oder klinisch unauffällige Exemplare mit einer geringeren Wahrscheinlichkeit infiziert.

Die hier ermittelten Ergebnisse zeigen auf, dass exotische Blutparasiten mit Reptilienimporten in das Zielland eingeführt werden, was bei gleichzeitiger Vektorverfügbarkeit eine Infektionsgefahr für andere Reptilien darstellt und negative Folgen für die Gesundheit der Wirte nach sich ziehen kann. Daher sollten Tierärzte auch bei dieser Tierklasse die lichtmikroskopische Untersuchung auf Blutparasiten nicht außer Acht lassen.

VIII. SUMMARY

Keeping reptiles as pets gets more and more popular and so the amount of international traded animals is increasing. This leads to a large supply of exotic reptiles in pet shops and on reptile markets. These animals are either bred in captivity or wild-caught and are imported to Germany from their countries of origin. In the year 2011 the commercial value for the import of live reptiles to Germany was quoted about US\$ 2.6 billion.

With the global trade of live animals there is a high risk of introducing agents of new diseases that threaten the health of pet reptiles, native herpetofauna and even human beings. But the degree and the species-spectrum of introduced pathogens are mostly unknown.

The aim of this study was to investigate reptiles imported to Germany for hemoparasites using light microscopy, to identify them with morphological data, and to discuss the consequences in relation to epidemiological and zoonotic aspects. In addition the correlation between possible influencing factors and infection/non infection was statistically evaluated.

During December 2010 and January 2012, 410 reptiles belonging to 17 species and 3 orders were examined. Two species of snakes, two of chelonians and 13 lizard species from 11 countries and 3 continents (Africa, Asia, South America) imported by two German pet trading companies were included. Information about the country of origin and whether the animal was wild-caught or bred in captivity was obtained during anamnesis. Every individual was clinically examined including weight and size measurement, age-estimation, examination for mites and ticks infestation and if possible sex determination. Blood was obtained by venipuncture. Blood smears were stained according to Pappenheim and scanned adhering to a standardized protocol. The morphological description and measurements of the blood stages were made from photographs. With these data and based on original descriptions parasite identification concerning family and, if possible, genera was performed.

The investigation revealed that 29 % (117 animals) of the examined reptiles were carriers of blood parasites. Intraerythrocytic stages of the families Haemogregarinidae (in *Pelusios castaneus*), Hepatozoidae (in *Python regius*, *Corallus caninus* and *Gekko gecko*), Lankesterellidae (in *Acanthocercus atricollis*, *Agama agama* and *Kinyongia fischeri*) and Plasmodiidae (in *Acanthosaura capra*, *Agama agama*, *Agama mwanzae*, *Physignathus cocincinus* and *Kinyongia fischeri*) as well as Haemohormidiidae (in *Acanthocercus atricollis*, *Xenagama batillifera* and *Furcifer pardalis*) were detected. Extracellular parasites like Trypanosomatidae (in *Acanthosaura capra*, *Gekko gecko*, *Kinyongia fischeri*, *Python regius* and *Corallus caninus*) and filarial larvae (in *Agama agama*, *Agama mwanzae*, *Physignathus cocincinus*, *Furcifer pardalis* and *Kinyongia fischeri*) were also found.

It became apparent that light microscopy alone is not enough for species identification of the parasites. For this the examination of all developmental stages or molecular genomic data are necessary.

A risk of spreading of these vector associated agents is assumed for parasites with low host specificities. The evaluation of correlation between possible influencing factors and infection/non infection revealed that reptiles with a hidden mode of life, in a juvenile age, bred in captivity, not infested with ectoparasites or showing no clinical signs are less often infected with blood parasites.

The results of this investigation show that exotic blood parasites are introduced into the target country in imported reptiles and that these agents represent a risk for infecting other reptiles when a possible vector is available. This may result in health problems for the hosts. For this reason, veterinarians should keep clearly in mind to examine their patients for blood parasites using light microscopy.

IX. LITERATURVERZEICHNIS

- ADLER, P. H., TUTEN, H. C., NELDER, M. P. (2011): Arthropods of medicoveterinary importance in zoos. *Annu Rev Entomol* 56, 1, 123-142.
- ALBERTS, A. C., OLIVA, M. L., WORLEY, M. B., TELFORD, S. R., MORRIS, P. J., JANSSEN, D. L. (1998): The need for pre-release health screening in animal translocations: a case study of the Cuban iguana (*Cyclura nubila*). *Anim Conserv* 1, 3, 165-172.
- AMO, L., FARGALLO, J. A., MARTINEZ-PADILLA, J., MILLAN, J., LOPEZ, P., MARTIN, J. (2005): Prevalence and intensity of blood and intestinal parasites in a field population of a Mediterranean lizard, *Lacerta lepida*. *Parasitol Res* 96, 6, 413-417.
- ANDERSON, J. F., ANDREADIS, T. G., MAIN, A. J., KLINE, D. L. (2004): Prevalence of West Nile Virus in tree canopy-inhabiting *Culex pipiens* and associated mosquitoes. *Am J Trop Med Hyg* 71, 1, 112-119.
- AUBRET, F., BONNET, X., HARRIS, M., MAUMELAT, S. (2005): Sex differences in body size and ectoparasite load in the ball python (*Python regius*). *J Herpetol* 39, 2, 315-320.
- AUER, H., SUSANI, M. (2008): Der erste autochthone Fall einer subkutanen Dirofilariose in Österreich. *Wien klin Wochenschr* 120, 4, 104-106.
- AYALA, S. C. (1970): *Plasmodium mexicanum* in California: natural history and development in Phlebotomine sand-flies (Diptera:Psychodidae). *J Parasitol* 56, Sect. II, 13 (abstr.).
- AYALA, S. C. (1977): Plasmodia of Reptiles. In J. P. Kreier (Hrsg.), *Parasitic Protozoa* (Vol. III, 267-310). London. Academic Press, Inc.
- AYALA, S. C. (1978): Checklist, host index, and annotated bibliography of *Plasmodium* from reptiles. *J Eukaryot Microbiol* 25, 1, 87-100.
- AYALA, S. C., LEE, D. (1970): Saurian malaria: development of sporozoites in two species of Phlebotomine sandflies. *Science* 167, 3919, 891-892.
- BAIN, O. (1969): Larval development of *Saurosis agamae hamoni* n.s.sp., Eufilariinae, parasite of agamas in Upper Volta, in *Anopheles stephensi*. *Ann Parasitol Hum Comp* 44, 5, 581-594.
- BAIN, O., BABAYAN, S. (2003): Behaviour of filariae: morphological and anatomical signatures of their life style within the arthropod and vertebrate hosts. *Filaria J* 2, 1, 16.
- BAIN, O., WANJI, S., PETIT, G., PAPERNA, I., FINKELMAN, S. (1993): Filaires Splendidofilariinae de lézards: nouvelles espèces, redescription, cycle chez phlébotome. *Syst Parasitol* 26, 2, 97-115.
- BALL, G. H., CHAO, J., TELFORD, S. R., JR. (1967): The life history of *Hepatozoon rarefaciens* (Sambon and Seligmann, 1907) from *Drymarchon corais* (Colubridae), and its experimental transfer to *Constrictor constrictor* (Boidae). *J Parasitol* 53, 5, 897-909.
- BALL, G. H., PRINGLE, G. (1965): *Plasmodium fischeri* n. sp. from *Chamaeleo fischeri*. *J Eukaryot Microbiol* 12, 4, 479-482.

- BARTLETT, C. M. (1986): The reptilian filarioid genus *Foleyella* Seurat, 1917 (Onchocercidae: Dirofilarinae) and its relationship to other dirofilarine genera. *Syst Parasitol* 9, 1, 43-56.
- BARTS, M., TRAPP, B. (2003): *Agama mwanzae*. *Reptilia* 42, 51-54.
- BECK, W., PFISTER, K. (2006): Mites as a cause of zoonoses in human beings. *Wien klin Wochenschr* 118, 19-20 Suppl 3, 27-32.
- BINDER, T., DIEM, H., FUCHS, R., GUTENSOHN, K., NEBE, T. (2012): Pappenheim Stain: Description of a hematological standard stain – history, chemistry, procedure, artifacts and problem solutions, *Laboratoriumsmedizin* (Vol. 36, pp. 293).
- BOLETTE, D. P. (1998): *Foleyella candezei* (Onchocercidae: Dirofilarinae) from a Fischer's chameleon, *Bradypodion fischeri* (Sauria: Chamaeleonidae) with a comment on the synonymy of *F. candezei*. *J Parasitol* 84, 5, 1034-1035.
- BONADIMAN, S. F., MIRANDA, F. J. B., RIBEIRO, M. L. S., RABELO, G., LAINSON, R., SILVA, E. O., DAMATTA, R. A. (2010): Hematological parameters of *Ameiva ameiva* (Reptilia: Teiidae) naturally infected with hemogregarine: Confirmation of monocytosis. *Vet Parasitol* 171, 1-2, 146-150.
- BOODEN, T., CHAO, J., GORDON, H. B. (1970): Transfer of *Hepatozoon* sp. from *Boa constrictor* to a Lizard, *Anolis carolinensis*, by Mosquito Vectors. *J Parasitol* 56, 4, 832-833.
- BRISTOVETZKY, M., PAPERNA, I. (1990): Life cycle and transmission of *Schellackia cf. agamae*, a parasite of the starred lizard *Agama stellio*. *Int J Parasitol* 20, 7, 883-892.
- BRYGOO, E. R. (1963a). *Contribution à la connaissance de la parasitologie des caméléons malgaches*. Université de Paris, Paris, Masson.
- BRYGOO, E. R. (1963b): Hematozoaires de reptiles malgaches. I. *Trypanosoma therezieni* n. sp. parasite des chameleons de Madagascar. Infestation naturelle et expérimentale. *Arch Inst Pasteur Madag* 31, 133-141.
- BURRIDGE, M. J. (2001): Ticks (Acari: Ixodidae) spread by the international trade in reptiles and their potential roles in dissemination of diseases. *Bull Entomol Res* 91, 1, 3-23.
- BURRIDGE, M. J., SIMMONS, L. A. (2003): Exotic ticks introduced into the United States on imported reptiles from 1962 to 2001 and their potential roles in international dissemination of diseases. *Vet Parasitol* 113, 3-4, 289-320.
- BURRIDGE, M. J., SIMMONS, L. A., ALLAN, S. A. (2000): Introduction of potential heartwater vectors and other exotic ticks into Florida on imported reptiles. *J Parasitol* 86, 4, 700-704.
- BURRIDGE, M. J., SIMMONS, L. A., CONDIE, T. (2004): Control of an exotic tick (*Aponomma komodoense*) infestation in a komodo dragon (*Varanus komodoensis*) exhibit at a zoo in Florida. *J Zoo Wildl Med* 35, 2, 248-249.
- BURRIDGE, M. J., SIMMONS, L. A., HOFER, C. C. (2003): Clinical study of a permethrin formulation for direct or indirect use in control of ticks on tortoises, snakes and lizards. *J Herpetol Med Surg* 13, 16-19.

- BURRIDGE, M. J., SIMMONS, L. A., PETER, T. F., MAHAN, S. M. (2002): Control and eradication of chelonian tick infestations, with particular reference to vectors of heartwater. *Ann N Y Acad Sci* 969, 294-296.
- CAILLABET, O. S. (2011): Malaysia at centre of tokay gecko trade boom. *TRAFFIC Bulletin* 23, 3, 83-84.
- CAMPBELL, T. W. (2006): Hemoparasites. In D. R. Mader (Hrsg.), *Reptile medicine and surgery* (801–805.). St. Louis, Missouri. Saunders Elsevier.
- CAMPBELL, T. W. (2012): Hematology of Reptiles. In M. A. Thrall, G. Weiser, R. Allison & T. W. Campbell (Hrsg.): *Veterinary Hematology and Clinical Chemistry* (277-297). John Wiley & Sons, Inc.
- CITES. (1981). Guidelines for transport and preparation for shipment of live wild animals and plants.
- COBORN, J. (1992): Boas & Pythons und andere ungiftige Schlangen. Ruhmannsfelden. Bede Verlag GmbH.
- COOK, C. A., SMIT, N. J., DAVIES, A. J. (2010): Hemoproteids (Apicomplexa: Haemoproteidae) from South African tortoises (Cryptodira: Testudinidae). *J Parasitol* 96, 6, 1168-1172.
- CUVIER, G. (1829): Le règne animal distribué d'après son organisation, pour servir de base à l'histoire naturelle des animaux et d'introduction à l'anatomie comparée (Vol. 2). Paris.
- CZAJKA, C., BECKER, N., JÖST, H., POPPERT, S., SCHMIDT-CHANASIT, J., KRÜGER, A., TANNICH, E. (2014): Stable transmission of *Dirofilaria repens* nematodes, northern Germany. *Emerg Infect Dis* 20, 2, 329.
- DAVIS, A. K., BENZ, A. C., RUYLE, L. E., KISTLER, W. M., SHOCK, B. C., YABSLEY, M. J. (2012): Searching before it is too late: A survey of blood parasites in *Ctenosaura melanosterna*, a critically endangered reptile of Honduras. *ISRN Parasitol* 2013.
- DE THOISY, B., MICHEL, J. C., VOGEL, I., VIE, J. C. (2000): A survey of hemoparasite infections in free-ranging mammals and reptiles in French Guiana. *J Parasitol* 86, 5, 1035-1040.
- DEGIUSTI, D. L., STERLING, C. R., DOBRZECOWSKI, D. (1973): Transmission of the chelonian haemoproteid *Haemoproteus metchnikovi* by a tabanid fly *Chrysops callidus*. *Nature* 242, 5392, 50-51.
- DERRAIK, J. G. (2004): Mosquitoes (Diptera: Culicidae) breeding in artificial habitats at the Wellington Zoo. *The Weta* 28, 28-31.
- DESHMUKH, P. G., MEHDI ALI, S. (1965): On a new species of the genus *Saurositus* from an Indian lizard. *J Helminthol* 39, 2-3, 137-140.
- DIPEOLU, O. O., MUTINGA, M. J. (1989): Saurian malaria in Kenya: redescription of some *Plasmodium* species of lizards in Africa and a key for the identification of all reported species. *Int J Trop Insect Sci* 10, 04, 531-544.
- DREWES, O. (2009): *Kompaktwissen Agamen*. Vivaria Verlag.
- DU TOIT, P. (1937): A new piroplasm (*Sauroplasma thomasi* ng, n. sp.) of a lizard (*Zonurus giganteus*, Smith). *Onderstepoort J. vet. Sci. Anim. Ind* 9, 289-299.

- ECKERT, J., FRIEDHOFF, K. T., ZAHNER, H., DEPLAZES, P. (2008): Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. Stuttgart. Enke Verlag.
- ERNST, C. H., BARBOUR, R. W. (1989): Turtles of the World. Washington: Smithsonian Institution Press.
- EWERS, W. H. (1968): Blood parasites of some New Guinea reptiles and amphibia. *J Parasitol* 54, 1, 172-174.
- FAJFER, M. (2012): Acari (Chelicerata)-parasites of reptiles. *Acarina* 20, 2, 108-129.
- FÈVRE, E. M., BRONSVOORT, B. M. D. C., HAMILTON, K. A., CLEAVELAND, S. (2006): Animal movements and the spread of infectious diseases. *Trends Microbiol* 14, 3, 125-131.
- FIALHO, R. F., SCHALL, J. J. (1995): Thermal ecology of a malarial parasite and its insect vector: Consequences for the parasite's transmission success. *J Anim Ecol* 64, 5, 553-562.
- FITZGERALD, K., VERA, R., MADER, D., ELSEVIER, S. (2006): Acariasis. In D. R. Mader (Hrsg.), Reptile medicine and surgery (720-738). St. Louis, Missouri. Saunders Elsevier.
- FORONDA, P., SANTANA-MORALES, M. A., ORÓS, J., ABREU-ACOSTA, N., ORTEGA-RIVAS, A., LORENZO-MORALES, J., VALLADARES, B. (2007): Clinical efficacy of antiparasite treatments against intestinal helminths and haematic protozoa in *Gallotia caesaris* (lizards). *Exp Parasitol* 116, 4, 361-365.
- FRANK, W. (1964a): Die Entwicklung von *Macdonaldius oschei* Chabaud et Frank 1961 (Filarioidea, Onchocercidae) in der Lederzecke *Ornithodoros talaje* Guérin-Ménéville (Ixodoidea, Argasidae). *Z Parasitenkd* 24, 3, 319-350.
- FRANK, W. (1964b): Die pathogenen Wirkungen von *Macdonaldius oschei* Chabaud et Frank 1961 (Filarioidea, Onchocercidae) bei verschiedenen Arten von Schlangen (Reptilia, Ophidia). *Parasitol Res* 24, 3, 249-275.
- FRANK, W. (1964c): Neubeschreibung einer Filarie, *Macdonaldius pflugfelderi* n. spec. (Nematodes, Filarioidea) aus der Muskulatur der Wasseragame, *Physignathus lesueurii* (Gray) (Reptilia, Agamidae). *Parasitol Res* 24, 4, 442-452.
- FRIEDRICH-LÖFFLER-INSTITUT. (2013). Erster Nachweis des Hundeherzwurms *Dirofilaria immitis* in deutschen Stechmücken. http://www.fli.bund.de/no_cache/de/startseite/presse/presse-informationsseite/Pressemitteilung/erster-nachweis-des-hundeherzwurms-dirofilaria-immitis-in-deutschen-stechmuecken.html Accessed 16. April 2014: FLI.
- FUNK, R. S., DIETHELM, G. (2006): Reptile formulary. In D. R. Mader (Hrsg.), Reptile medicine and surgery (1119 -1138). St. Louis, Missouri. Saunders Elsevier.
- GENCHI, C., KRAMER, L. H., RIVASI, F. (2011): Dirofilarial infections in Europe. *Vector Borne Zoonotic Dis* 11, 10, 1307-1317.
- GLAW, F., VENCES, M. (2007): A field guide to the amphibians and reptiles of Madagascar. Vences & Glaw.
- GODFREY, R. D., FEDYNICH, A. M., PENCE, D. B. (1987): Quantification of hematozoa in blood smears. *J Wildl Dis* 23, 4, 558-565.

- GONZÁLEZ-ACUÑA, D., BELDOMÉNICO, P. M., VENZAL, J. M., FABRY, M., KEIRANS, J. E., GUGLIELMONE, A. A. (2005): Reptile trade and the risk of exotic tick introductions into southern South American countries. *Exp Appl Acarol* 35, 4, 335-339.
- GRANSTRÖM, M. (1997): Tick-borne zoonoses in Europe. *Clin Microbiol Inf* 3, 2, 156-169.
- GÜNTHER, A. (1861): Second list of Siamese reptiles. *Proc Zool Soc Lond*, 187-189.
- HARRUS, S., BANETH, G. (2005): Drivers for the emergence and re-emergence of vector-borne protozoal and bacterial diseases. *Int J Parasitol* 35, 11-12, 1309-1318.
- HAUSCHILD, A., GASSNER, P. (1995): *Skinke im Terrarium*. Landbuch-Verlag.
- HAUSMANN, K., HÜLSMANN, N. (1996): *Protozoology* (2nd ed.). Stuttgart. Georg Thieme Verlag.
- HENNIG, A. S. (2003): Freilandbeobachtungen an Siedleragamen in Kenia. *Reptilia* 42, 55 - 57.
- HERING-HAGENBECK, S., BOOMKER, J., PETIT, G., KILLICK-KENDRICK, M., BAIN, O. (2000): Description of *Madathamugadia hiepei* n. sp. (nematoda: Splendidofilariinae), a parasite of a South African gecko, and its development in laboratory bred *Phlebotomus dubosqi* (Diptera: Psychodidae). *Syst Parasitol* 47, 3, 207-213.
- HIEPE, T. (1983): *Textbook of parasitology. Volume 2. Veterinary protozoology*. Gustav Fischer Verlag
- HSU, C.-K., CAMPBELL, G. R., LEVINE, N. D. (1973): A check-list of the species of the genus *Leucocytozoon* (Apicomplexa, Plasmodiidae). *J Eukaryot Microbiol* 20, 2, 195-203.
- HUFF, C. G. (1969): Exoerythrocytic stages of avian and reptilian malarial parasites. *Exp Parasitol* 24, 3, 383-421.
- HULL, R. W., CAMIN, J. H. (1960): Haemogregarines in snakes: the incidence and identity of the erythrocytic stages. *J Parasitol* 46, 4, 515-523.
- IRIZARRY-ROVIRA, A. R., WOLF, A., BOLEK, M., CHRISTIAN, J. A., DENICOLA, D. B. (2002): Blood smear from a wild-caught panther chameleon (*Furcifer pardalis*). *Vet Clin Pathol* 31, 3, 129-132.
- ISAH, M. B., IBRAHIM, M. A. (2014): The role of antioxidants treatment on the pathogenesis of malarial infections: a review. *Parasitol Res* 113, 3, 801-809.
- JACOBSON, E. R. (2003): *Biology, husbandry, and medicine of the green iguana*. Krieger Publishing Company.
- JACOBSON, E. R., MORRIS, P., NORTON, T. M., WRIGHT, K. (2001): Quarantine. *J. Herp. Med. Surg* 11, 24-30.
- JAKES, K. A., O'DONOGHUE, P. J., ADLARD, R. D. (2001): Phylogenetic relationships of *Trypanosoma chelodina* and *Trypanosoma binneyi* from Australian tortoises and platypuses inferred from small subunit rRNA analyses. *Parasitol* 123, Pt 5, 483-487.
- JAKOWSKA, S., NIGRELLI, R. F. (1956): *Babesiosoma* gen. nov. and other babesioids in erythrocytes of cold-blooded vertebrates *Ann N Y Acad Sci* 64, 2, 112-127.
- JORDAN, H. B. (1975): The effect of host constitution on the development of *Plasmodium floridense*. *The Journal of Protozoology* 22, 2, 241-244.

- KARESH, W. B., COOK, R. A., BENNETT, E. L., NEWCOMB, J. (2005): Wildlife trade and global disease emergence. *Emerg Infect Dis* 11, 7, 1000-1002.
- KELLER, L., HARTMANN, K., WESS, G. (2007): Fallbericht und Literaturübersicht kutaner *Dirofilariose*. *Tierärztl Praxis Kleintiere* 35, 1, 31-34.
- KENNY, M. J., SHAW, S. E., HILLYARD, P. D., FORBES, A. B. (2004): Ectoparasite and haemoparasite risks associated with imported exotic reptiles. *Vet Rec* 154, 14, 434-435.
- KEYMER, I. (1976): Report of the pathologist. *J Zool* 178, 4, 471.
- KLEIN, YOUNG, D. G., GREINER, E. C., TELFORD, S. R., JR., BUTLER, J. F. (1988): Development and experimental transmission of *Schellackia golvani* and *Schellackia occidentalis* by ingestion of infected blood-feeding arthropods. *Int J Parasitol* 18, 2, 259-267.
- KLEIN, YOUNG, D. G., TELFORD, S. R., JR., KIMSEY, R. (1987): Experimental transmission of *Plasmodium mexicanum* by bites of infected *Lutzomyia vexator* (Diptera: Psychodidae). *J Am Mosq Control Assoc* 3, 2, 154-164.
- KLEIN, N. (2006): Verhalten, Haltung und Nachzucht von *Pelusios castaneus*. *Radiata* 15, 3, 12-18.
- KNOTKOVÁ, Z., MAZANEK, S., HOVORKA, M., SLOBODA, M., KNOTEK, Z. (2005): Haematology and plasma chemistry of Bornean river turtles suffering from shell necrosis and haemogregarine parasites. *Vet Med Czech* 50, 421-426.
- KRONEFELD, M., KAMPEN, H., SASSNAU, R., WERNER, D. (2014): Molecular detection of *Dirofilaria immitis*, *Dirofilaria repens* and *Setaria tundra* in mosquitoes from Germany. *Parasit Vectors* 7, 1, 30.
- LAINSON, R., LANDAU, I., SHAW, J. J. (1971): On a new family of non-pigmented parasites in the blood of reptiles: *Garniidae* fam. nov., (Coccidiida: Haemosporidiidea). Some species of the new genus *Garnia*. *Int J Parasitol* 1, 3-4, 241-250.
- LAINSON, R., NAIFF, R. D. (1998): *Haemoproteus* (Apicomplexa: Haemoproteidae) of tortoises and turtles. *Proc Biol Sci* 265, 1400, 941-949.
- LAINSON, R., SHAW, J. J., WARD, R. D. (1976): *Schellackia landauae* sp. nov. (Eimeriorina: Lankesterellidae) in the Brazilian lizard *Polychrus marmoratus* (Iguanidae): experimental transmission by *Culex pipiens fatigans*. *Parasitol* 72, 03, 225-243.
- LANDAU, I., MICHEL, J. C., CHABAUD, A. G., BRYGOO, E. R. (1972): Cycle biologique d'*Hepatozoon domerguei*; discussion sur les caractères fondamentaux d'un cycle de Coccidie. *Z Parasitenkd* 38, 3, 250-270.
- LANDAU, I., PAPERNA, I. (1997): The assignment of *Hepatozoon mauritanicum*, a tick-transmitted parasite of tortoise, to the genus *Hemolivia*. *Parasite* 4, 4, 365-367.
- LEACH, S. (1819): Bowdich. Miss. Cape Coast Cast. Ashantee, App. . 493 - 494
- LEVINE, N. D. (1988): The protozoan phylum Apicomplexa. Vol I. Vol II. CRC Press, Inc.
- LINNAEUS, C. (1758): Systema naturæ per regna tria naturæ, secundum classes, ordines, genera, species, cum characteribus, differentiis, synonymis, locis. Holmiæ Tomus I, 824 pp.

- LOCK, B., HEARD, D., DETRISAC, C., JACOBSON, E. (2003): An epizootic of chronic regurgitation associated with chlamydophilosis in recently imported emerald tree boas (*Corallus caninus*). *J Zoo Wildl Med* 34, 4, 385-393.
- LOVERIDGE, A. (1923): Notes on East African lizards collected 1920-1923 with the description of two new races of *Agama lionotus* *Proc Zool Soc Lond*, 935-969
- LOWICHIK, A., YAEGER, R. G. (1987): Ecological aspects of snake Hemogregarine infections from two habitats in Southeastern Louisiana. *J Parasitol* 73, 6, 1109-1115.
- LUCKY_REPTILE. (2014a). Steckbrief Ätiopische Biberschwanzgame. Retrieved 16. Juli, 2014
- LUCKY_REPTILE. (2014b). Steckbrief Blaukehlgame. Retrieved 16. Juli, 2014
- LUCKY_REPTILE. (2014c). Steckbrief Fischers Chamäleon. Retrieved 16. Juli, 2014
- LUCKY_REPTILE. (2014d). Steckbrief Fliedergame. Retrieved 16. Juli, 2014
- LUCKY_REPTILE. (2014e). Steckbrief Grüne Wassergame. Retrieved 16. Juli, 2014
- LUCKY_REPTILE. (2014f). Steckbrief Grüner Leguan. Retrieved 16. Juli, 2014
- LUCKY_REPTILE. (2014g). Steckbrief Grüner Nackenstachler. Retrieved 16. Juli, 2014
- LUCKY_REPTILE. (2014h). Steckbrief Köhlerschildkröte. Retrieved 16. Juli, 2014
- LUCKY_REPTILE. (2014i). Steckbrief Königspython. Retrieved 16. Juli, 2014
- LUCKY_REPTILE. (2014j). Steckbrief Lappenchamäleon. Retrieved 16. Juli, 2014
- LUCKY_REPTILE. (2014k). Steckbrief Pantherchamäleon. Retrieved 16. Juli, 2014
- LUCKY_REPTILE. (2014l). Steckbrief Riesen-Blauzungenskink. Retrieved 16. Juli, 2014
- LUCKY_REPTILE. (2014m). Steckbrief Siedlergame. Retrieved 16. Juli, 2014
- LUCKY_REPTILE. (2014n). Steckbrief Tokeh. Retrieved 16. Juli, 2014
- LUISELLI, L. (2006): Why do males and females of *Python regius* differ in ectoparasite load? *Amphib-Reptil* 27, 3, 469-471.
- LYONS, J. A., NATUSCH, D. J. D. (2011): Wildlife laundering through breeding farms: Illegal harvest, population declines and a means of regulating the trade of green pythons (*Morelia viridis*) from Indonesia. *Biol Conserv* 144, 12, 3073-3081.
- MADSEN, T., UJVARI, B., OLSSON, M. (2005): Old pythons stay fit; effects of haematozoan infections on life history traits of a large tropical predator. *Oecol* 142, 3, 407-412.
- MAIA, J. P., CROTTINI, A., HARRIS, D. J. (2014): Microscopic and molecular characterization of *Hepatozoon domerguei* (Apicomplexa) and *Foleyella furcata* (Nematoda) in wild endemic reptiles from Madagascar. *Parasite* 21, 47.
- MAIA, J. P., HARRIS, D. J., PERERA, A. (2011): Molecular survey of *Hepatozoon* species in lizards from North Africa. *J Parasitol* 97, 3, 513-517.

- MAIER, W. A., GRUNEWALD, J., HABEDANK, B., HARTELT, K., KAMPEN, H., KIMMIG, P., NAUCKE, T., OEHME, R., VOLLMER, A., SCHÖLER, A. (2001). *Possible effects of climatic changes on the distribution of arthropode(vector)- borne infectious diseases and human parasites in Germany* (No. UBA-FB 000454).
- MAJLATHOVA, V., MAJLATH, I., HAKLOVA, B., HROMADA, M., EKNER, A., ANTCZAK, M., TRYJANOWSKI, P. (2010): Blood parasites in two co-existing species of lizards (*Zootoca vivipara* and *Lacerta agilis*). *Parasitol Res* 107, 5, 1121-1127.
- MANZANELL, R. (1982): *Oswaldofilaria* spp. (Filarioidea, Nematoda) in Australian agamid lizards with a description of a new species and a redescription of *O. chlamydosauri* (Breinl). *Ann Parasitol Hum Comp* 57, 2, 127-143.
- MARCUS, L. C. (1981): *Veterinary biology and medicine of captive amphibians and reptiles*. Philadelphia. Lea & Febiger.
- MASLOV, D. A., PODLIPAEV, S. A., LUKES, J. (2001): Phylogeny of the Kinetoplastida: taxonomic problems and insights into the evolution of parasitism. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 96, 3, 397-402.
- MELAUN, C., KRÜGER, A., WERBLOW, A., KLIMPEL, S. (2014): New record of the suspected leishmaniasis vector *Phlebotomus (Transphlebotomus) mascittii* Grassi, 1908 (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) — the northernmost phlebotomine sandfly occurrence in the Palearctic region. *Parasitol Res* 113, 6, 2295-2301.
- MIHALCA, A. D., ACHELĂRIȚEI, D., POPESCU, P. (2002): Haemoparasites of the genus *Haemogregarina* in a population of European pond turtles (*Emys orbicularis*) from Drăgășani, Vâlcea county, Romania. *Rev Sci Parasitol* 3, 2, 22-27.
- MIHALCA, A. D., RACKA, K., GHERMAN, C., IONESCU, D. T. (2008): Prevalence and intensity of blood apicomplexan infections in reptiles from Romania. *Parasitol Res* 102, 5, 1081-1083.
- MINTER-GOEDBLOED, E., LEAKE, C., MINTER, D., MCNAMARA, J., KIMBER, C., BASTIEN, P., EVANS, D., LE RAY, D. (1993): *Trypanosoma varani* and *T. grayi*-like trypanosomes: Development in vitro and in insect hosts. *Parasitol Res* 79, 4, 329-333.
- MITCHELL, M. A., SHANE, S. M. (2000): Preliminary findings of *Salmonella* spp. in captive green iguanas (*Iguana iguana*) and their environment. *Prev Vet Med* 45, 3–4, 297-304.
- MOCQUARD, F. (1894): Reptiles nouveaux ou insuffisamment connus de Madagascar. *C R Somm Séances Soc Philomath Paris* 17, 1-8.
- MOTTA, R. O. C., CUNHA, L. M., LEITE, R. C., DA SILVA, I. J., PINTO, A. C. A., BRAGA, É. M., DA CUNHA, A. P., DE OLIVEIRA, P. R. (2011): *Hepatozoon* ssp.(Apicomplexa: Hepatozoidae) infection and selected hematological values of the neotropical rattlesnake, *Crotalus durissus collilineatus* (Linnaeus, 1758)(Serpentes: Viperidae), from Brazil. *J Zoo Wildl Med* 42, 3, 399-407.
- MUTSCHMANN, F. (2002): Parasiten des Blutes bei Reptilien. *Prakt Tierarzt* 82, 2.
- NADKARNI, N. M., LONGINO, J. T. (1990): Invertebrates in canopy and ground organic matter in a neotropical montane forest, Costa Rica. *Biotrop*, 286-289.

- NIJMAN, V., SHEPHERD, C. (2009): Wildlife trade from Asean to the EU: Issues with the trade in captive-bred reptiles from Indonesia. TRAFFIC Europe Report for the European Commission, Brussels, Belgium.
- NJAGU, Z., MIHOK, S., KOKWARO, E., VERLOO, D. (1999): Isolation of *Trypanosoma brucei* from the monitor lizard (*Varanus niloticus*) in an endemic focus of Rhodesian sleeping sickness in Kenya. *Acta Trop* 72, 2, 137-148.
- NOWAK, M. (2010): The international trade in reptiles (Reptilia)--The cause of the transfer of exotic ticks (Acari: Ixodida) to Poland. *Vet Parasitol* 169, 3-4, 373-381.
- O'DWYER, L. H., MOCO, T. C., DA SILVA, R. J. (2004): Description of the gamonts of a small species of *Hepatozoon* sp. (Apicomplexa, Hepatozoidae) found in *Crotalus durissus terrificus* (Serpentes, Viperidae). *Parasitol Res* 92, 2, 110-112.
- OBIAMIWE, B. A., IREDU, V. I. (1982): Periodicity of the microfilariae of *Foleyella agamae* (Rodhain, 1906) infecting the rainbow lizard, *Agama Agama*. *Folia Parasitol* 29, 4, 315-320.
- OBIAMIWE, B. A., OHAGI, I. E., UGBOMOIKO, U. S. (1995): Morphology and cytology study of *Foleyella agamae* complex (Nematoda: Filarinae) infecting the agamid lizard *Agama agama* in Nigeria. *Parasitol Res* 81, 6, 527-530.
- OOSTHUIZEN, J. H. (1979): Redescription of *Placobdella multistriata* (Johansson, 1909)(Hirudinea: Glossiphoniidae). *Koedoe* 22, 61-79.
- OPPLIGER, A., CÉLÉRIER, M. L., CLOBERT, J. (1996): Physiological and behaviour changes in common lizards parasitized by haemogregarines. *Parasitol* 113, 05, 433-438.
- OPPLIGER, A., CLOBERT, J. (1997): Reduced tail regeneration in the common lizard, *Lacerta vivipara*, parasitized by blood parasites. *Funct Ecol* 11, 5, 652-655.
- OPPLIGER, A., CLOBERT, J., LECOMTE, J., LORENZON, P., BOUDJEMADI, K., JOHN-ALDER, H. (1998): Environmental stress increases the prevalence and intensity of blood parasite infection in the common lizard *Lacerta vivipara*. *Ecol Lett* 1, 2, 129-138.
- PAPERNA, I. (1989): Developmental cycle of chelonian haemogregarines in leeches with extra-intestinal multiple sporozoite oocysts and a note on the blood stages in the chelonian hosts. *Dis Aquat Org* 7, 2, 149-153.
- PAPERNA, I., OSTROSKA, K. (1989): Ultrastructural studies on sporozoite stages of *Schellackia* cf. *agamae* from liver and blood of the starred lizard *Agama stellio*. *Int J Parasitol* 19, 1, 13-19.
- PASMANS, F., BLAHAK, S., MARTEL, A., PANTCHEV, N. (2008): Introducing reptiles into a captive collection: The role of the veterinarian. *Vet J* 175, 1, 53-68.
- PEREIRA, F. B., SOUZA LIMA, S., BAIN, O. (2010): *Oswaldofilaria chabaudi* n. sp. (Nematoda: Onchocercidae) from a South American tropidurid lizard (Squamata: Iguania) with an update on Oswaldofilariinae. *Parasite* 17, 4, 307-318.
- PESSÔA, S. B. (1968): *Trypanosoma hoguei* n. sp., parasite of the false cobra (*Rhachidelus brazili* Boul.). *Hospital (Rio J)* 73, 4, 1257-1262.

- PESSÔA, S. B., FLEURY, G. C. (1969): Duas novas species de tripanosomas parasitas de serpentes do Brasil. *Rev Brasileira Biol* 29, 81-86.
- PEVELING, R., DEMBA, S. A. (2003): Toxicity and pathogenicity of *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* (Deuteromycotina, Hyphomycetes) and fipronil to the fringe-toed lizard *Acanthodactylus dumerili* (Squamata: Lacertidae). *Environmental Toxicology and Chemistry* 22, 7, 1437-1447.
- PIENAAR, U. D. (1962): Haematology of some South African reptiles. Johannesburg. Witwatersrand Univ. Pr.
- PIETZSCH, M., QUEST, R., HILLYARD, P. D., MEDLOCK, J. M., LEACH, S. (2006): Importation of exotic ticks into the United Kingdom via the international trade in reptiles. *Exp Appl Acarol* 38, 1, 59-65.
- POUND, R. (1998). USA Patent No. 6,121,318.
- PRINGLE, G. (1960): Two new malaria parasites from East African vertebrates. *Trans R Soc Trop Med and Hyg* 54, 5, 411-414.
- RASHEED, S. (1965): Some parasitic nematodes from the Cameroons (W. Africa). *J Helminthol* 39, 1, 67-100.
- RATAJ, A., LINDTNER-KNIFIC, R., VLAHOVIĆ, K., MAVRI, U., DOVČ, A. (2011): Parasites in pet reptiles. *Acta Vet Scand* 53, 1, 1-21.
- REICHENOW, A. (1887): Neue Wirbelthiere des Zoologischen Museums in Berlin. . *Zool. Anz.* 10, 369-372.
- REICHENOW, E. (1919): Der Entwicklungsgang der Haemococcidien *Karyolysus* u. *Schellackia* nov. gen. *Sitz. Ber. Ges. Naturf. Freunde, Berlin*, 440-447.
- RICCI, M. (1999): Spread of hemoparasites in reptiles and amphibians in Italy. *Parassitol* 41, 4, 549-553.
- ROBIN, L. A. (1936): Cycle évolutif d'un *Hepatozoon* de *Gecko verticillatus*. *Ann Inst Pasteur* 56, 376-394.
- ROCA, V., GALDON, M. A. (2010): Haemogregarine blood parasites in the lizards *Podarcis bocagei* (Seoane) and *P. carbonelli* (Perez-Mellado) (Sauria: Lacertidae) from NW Portugal. *Syst Parasitol* 75, 1, 75-79.
- ROGIER, E. (1977): Description et cycle biologique de *Schellackia agamae* (Laveran et Petit, 1909) Lankesterellidae parasite d'agames de République Centre Africaine. *Protistol* 13, 9-13.
- ROGNER, M. (1992): Echsen 1; Haltung, Pflege und Zucht im Terrarium; Geckos, Flossenfüße, Agamen, Chamäleons und Leguane. Stuttgart. E. Ulmer.
- ROGNER, M. (1994): Echsen 2; Warane, Skinke und andere Echsen sowie Brückenechsen und Krokodile. Stuttgart. E. Ulmer.
- ROGNER, M. (2008): Schildkröten: Biologie, Haltung, Vermehrung. Stuttgart. E. Ulmer.

- RYCKMAN, R. E. (1954): Lizards: A laboratory host for Triatominae and *Trypanosoma cruzi* Chagas (Hemiptera: Reduviidae)(Protomonadida: Trypanosomidae). Trans Am Microsc Soc, 215-218.
- SASSNAU, R., CZAJKA, C., KRONEFELD, M., WERNER, D., GENCHI, C., TANNICH, E., KAMPEN, H. (2014): *Dirofilaria repens* and *Dirofilaria immitis* DNA findings in mosquitoes in Germany: temperature data allow autochthonous extrinsic development. Parasitol Res, 1-5.
- SASSNAU, R., DYACHENKO, V., PANTCHEV, N., STOCKEL, F., DITTMAR, K., DAUGSCHIES, A. (2009): *Dirofilaria repens*-Befall in einem Schlittenhunde Rudel im Land Brandenburg. Diagnose und Therapie der kaninen kutanen Dirofilariose. Tierärztl Prax 37, 2, 95.
- SASSNAU, R., GENCHI, C. (2013): Qualitative risk assessment for the endemisation of *Dirofilaria repens* in the state of Brandenburg (Germany) based on temperature-dependent vector competence. Parasitol Res 112, 2647 - 2652.
- SASSNAU, R., KOHN, M., DEMELER, J., KOHN, B., MULLER, E., KRUCKEN, J., VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G. (2013): Is *Dirofilaria repens* endemic in the Havelland district in Brandenburg, Germany? Vector-borne Zoon Dis 13, 888 - 891.
- SATO, H., TAKANO, A., KAWABATA, H., UNE, Y., WATANABE, H., MUKHTAR, M. M. (2009): *Trypanosoma* cf. *varani* in an imported ball python (*Python regius*) from Ghana. J Parasitol 95, 4, 1029-1033.
- SCHACHER, J. F., KHALIL, G. M. (1968): Development of *Foleyella philistinae* Schacher and Khalil, 1967 (Nematoda: Filarioidea) in *Culex pipiens molestus* with notes on pathology in the arthropod. J Parasitol 54, 5, 869-878.
- SCHALL, J. J. (1982): Lizards infected with malaria: physiological and behavioral consequences. Science 217, 4564, 1057-1059.
- SCHALL, J. J. (1990a): The ecology of lizard malaria. Parasitol Today 6, 8, 264-269.
- SCHALL, J. J. (1990b): Virulence of lizard malaria: the evolutionary ecology of an ancient parasite-host association. Parasitol 100 Suppl, 35-52.
- SCHALL, J. J. (1996): Malarial parasites of lizards: diversity and ecology. Adv Parasitol Volume 37, 255-333.
- SCHALL, J. J., MARGHOOB, A. B. (1995): Prevalence of a malarial parasite over time and space: *Plasmodium mexicanum* in its vertebrate host, the western fence lizard *Sceloporus occidentalis*. J Anim Ecol 64, 2, 177-185.
- SCHALL, J. J., PEARSON, A. R., PERKINS, S. L. (2000): Prevalence of malaria parasites (*Plasmodium floridense* and *Plasmodium azurophilum*) infecting a Puerto Rican lizard (*Anolis gundlachi*): a nine-year study. J Parasitol 86, 3, 511-515.
- SCHALL, J. J., SMITH, T. C. (2006): Detection of a malaria parasite (*Plasmodium mexicanum*) in ectoparasites (mites and ticks), and possible significance for transmission. J Parasitol 92, 2, 413-415.
- SCHMIDT, W., TAMM, W., WALLIKEWITZ, E. (1994): Chameleons. Vol. 1. Species: THF Publications, Neptune City, NJ.

- SCHNEIDER, J. (1801): *Historiae Amphibiorum naturalis et literariae. Fasciculus secundus continens Crocodilos, Scincos, Chamaesauras, Boas. Pseudoboas, Elapes, Angues. Amphisbaenas et Caecilias.* Frommani, Jena. . 374 pp.
- SCHNELLER, P., PANTCHEV, N. (2011): *Parasitologie bei Schlangen, Echsen und Schildkröten: ein Handbuch für die Reptilienhaltung* (2nd ed.). Frankfurt. Chimaira.
- SCHOLTYSECK, E. (1979): *Fine structure of parasitic protozoa. An atlas of micrographs, drawings and diagrams.* Berlin; New York Springer-Verlag.
- SCHULTZ, H. (1975): Human infestation by *Ophionyssus natricis* snake mite. *British J Dermatol* 93, 6, 695-697.
- SCHWEIGGER, A. F. (1812): *Prodromus monographia Cheloniorum auctore Schweigger.* Königsberg. *Arch Naturwiss Mathem* 1, 271-368, 406-458.
- SCORZA, J. (1971): Anemia in lizard malaria infections. *Parassitol* 13, 3, 391-405.
- SEMTNER, P. J., HOWELL, D. E., HAIR, J. A. (1971): The ecology and behaviour of the lone star tick (Acarina: Ixodidae) I. The relationship between vegetative habitat type and tick abundance and distribution in Cherokee Co., Oklahoma. *J Med Entomol* 8, 3, 329-335.
- SHAW, G. (1802): *General Zoology, or Systematic Natural History.* In G. Kearsley & T. Davison (Hrsg.): (Vol. 3, 313-615). London
- SIDDALL, M. E. (1995): Phylogeny of adeleid blood parasites with a partial systematic revision of the Haemogregarine complex. *J Eukaryot Microbiol* 42, 2, 116-125.
- SIDDALL, M. E., DESSER, S. S. (2001): Transmission of *Haemogregarina balli* from painted turtles to snapping turtles through the leech *Placobdella ornata*. *J Parasitol* 87, 5, 1217-1218.
- SIROKY, P., KAMLER, M., MODRY, D. (2004): Long-term occurrence of *Hemolivia* cf. *mauritanica* (Apicomplexa: Adeleina: Haemogregarinidae) in captive *Testudo marginata* (Reptilia: Testudinidae): evidence for cyclic merogony? *J Parasitol* 90, 6, 1391-1393.
- SLEIGH, M. A. (2001): *Alveolates eLS.* John Wiley & Sons, Ltd.
- SLOBODA, M. (2008). *Harmless parasites with lifelong guarantee - Hemogregarine infections in boid and pythonid snakes.* PhD Thesis, University of Veterinary and Pharmaceutical Sciences Brno, Brno.
- SLOBODA, M., KAMLER, M., BULANTOVA, J., VOTYPKA, J., MODRY, D. (2007): A new species of *Hepatozoon* (Apicomplexa: Adeleorina) from *Python regius* (Serpentes: Pythonidae) and its experimental transmission by a mosquito vector. *J Parasitol* 93, 5, 1189-1198.
- SLOBODA, M., KAMLER, M., BULANTOVA, J., VOTYPKA, J., MODRY, D. (2008): Rodents as intermediate hosts of *Hepatozoon ayorgbor* (Apicomplexa: Adeleina: Hepatozoidae) from the African ball python, *Python regius*? *Folia Parasitol* 55, 1, 13-16.
- SMALLRIDGE, C. J., BULL, C. M. (1999): Transmission of the blood parasite *Hemolivia mariae* between its lizard and tick hosts. *Parasitol Res* 85, 10, 858-863.

- SMALLRIDGE, C. J., BULL, C. M. (2000): Prevalence and intensity of the blood parasite *Hemolivia mariae* in a field population of the skink *Tiliqua rugosa*. *Parasitol Res* 86, 8, 655-660.
- SMITH (1996): The genus *Hepatozoon* (Apicomplexa: Adeleina). *J Parasitol* 82, 4, 565-585.
- SMITH, A. (1849): Illustrations of the zoology of South Africa London. Smith, Elder and Company.
- SORCI, G. (1995): Repeated measurements of blood parasite levels reveal limited ability for host recovery in the common lizard (*Lacerta vivipara*). *J Parasitol* 81, 5, 825-827.
- SPIX, J. B. (1824): Animalia nova; sive, Species novae Testudinum et Ranarum, quas in itinere per Brasiliam annis 1817-20 collegit et descripsit In F. S. Hübschmann (Hrsg.), (iv + 53 pp.). München.
- STEINMETZ, M., PÜTSCH, M., BISSCHOPINCK, T. (1998). *Untersuchungen zur Transportmortalität beim Import von Vögeln und Reptilien nach Deutschland*. F+ E-Vorhaben, Bundesamt für Naturschutz, Bonn.
- SULAHIAN, A., SCHACHER, J. F. (1968): *Brygoofilaria agamae* gen. et sp. n. (Nematoda: Filarioidea) from the lizard *Agama stellio* in Lebanon. *J Parasitol* 54, 831-833.
- SULAHIAN, A., SCHACHER, J. F. (1969): *Saurositus baal* sp. n., a filarial worm from the lizard *Agama stellio* in Lebanon, with notes on *Saurositus macfieii* Fitzsimmons, 1958. *J Parasitol* 55, 1, 104-107.
- SULLIVAN, T. J., HEMBREE, S. C. (1970): Enhancement of the density of circulating microfilariae with diethylcarbamazine. *Trans R Soc Trop Med and Hyg* 64, 5, 787-788.
- SVAHN, K. (1974): Incidence of blood parasites of the genus *Karyolysus* (Coccidia) in Scandinavian lizards. *Oikos* 25, 1, 43-53.
- SVAHN, K. (1976): A new piroplasm *Sauroplasma boreale* sp. n. (Haemosporidia, Theileriidae) from the sand lizard *Lacerta agilis*. *Norw J Zool* 24, 1-16.
- SZELL, Z., SRETER, T., VARGA, I. (2001): Ivermectin toxicosis in a chameleon (*Chamaeleo senegalensis*) infected with *Foleyella furcata*. *J Zoo Wildl Med* 32, 1, 115-117.
- SZENASI, Z., KOVACS, A., PAMPIGLIONE, S., FIORAVANTI, M., KUCSERA, I., TANCZOS, B., TISZLAVICZ, L. (2008): Human dirofilariosis in Hungary: an emerging zoonosis in central Europe. *Wien klin Wochenschr* 120, 3-4, 96 - 102.
- TELFORD, S. R., JR. (1984): Haemoparasites of Reptiles. In G. L. Hoff, F. L. Frye & E. R. Jacobson (Hrsg.): *Diseases of Amphibians and Reptiles* (385-517). New York. Plenum Publishing Corporation.
- TELFORD, S. R., JR. (1988): Studies on African saurian malarias: five *Plasmodium* species from chamaeleons of the Uzungwe Mountains, Tanzania. *Int J Parasitol* 18, 2, 197-219.
- TELFORD, S. R., JR. (1993): A species of *Schellackia* (Apicomplexa: Lankesterellidae) parasitising East and Southeast Asian lizards. *Syst Parasitol* 25, 2, 109-117.
- TELFORD, S. R., JR. (1995a): The kinetoplastid hemoflagellates of reptiles. In J. Kreier (Hrsg.), *Parasitic Protozoa* (Vol. 10). San Diego. Academic Press.

- TELFORD, S. R., JR. (1995b): *Plasmodium* spp.(Apicomplexa: Plasmodiidae) of the flying lizard *Draco volans* (Agamidae). Syst Parasitol 31, 1, 53-60.
- TELFORD, S. R., JR. (1995c): A review of trypanosomes of gekkonid lizards, including the description of five new species. Syst Parasitol 31, 1, 37-52.
- TELFORD, S. R., JR. (2009): Hemoparasites of the Reptilia: color atlas and text. Boca Raton, FL. CRC Press, Taylor & Francis Group.
- TENTER, A., SCHNIEDER, T. (2006): Erreger von Parasitosen: Taxonomie, Systematik und allgemeine Merkmale. In T. Schnieder (Hrsg.), Veterinärmedizinische Parasitologie (26-72). Stuttgart. Parey.
- THEILE, S. (2000). *Ranching and breeding of horsfield tortoise in Uzbekistan* TRAFFIC, Brüssel, Belgium.
- THOMAS, C. L., ARTWOHL, J. E., PEARL, R. K., GARDINER, C. H. (1996): Swollen eyelid associated with *Foleyella* sp infection in a chameleon. J Am Vet Med Assoc 209, 5, 972-973.
- THOMPSON, P. E. (1946a): The effects of atabrine on the saurian malarial parasite, *Plasmodium floridense*. J Infect Dis 79, 3, 282-288.
- THOMPSON, P. E. (1946b): Effects of quinine on saurian malarial parasites. J Infect Dis 78, 2, 160-166.
- TILBURY, C. R. (2010): Chameleons of Africa: An Atlas: Including the Chameleons of Europe, the Middle East and Asia. Frankfurt. Chimaira.
- TRUTNAU, L. (2002): Band 1: Ungiftige Schlangen. Stuttgart. Ulmer.
- TUTEN, H. (2011). *Zoos as experiment environments: biology of larval and adult mosquitoes (Diptera: Culicidae)*. Clemson University, All Dissertations. Paper 769.
- TVT. (Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz e.V. (2007)). Checkliste für die Beurteilung von Terrarienabteilungen im Zoofachhandel: Reptilien.
- UILENBERG, G. (1995): International collaborative research: significance of tick-borne hemoparasitic diseases to world animal health. Vet Parasitol 57, 1-3, 19-41.
- UN_COMTRADE. UN Comtrade, United Nations Commodity Trade Statistics Database, Department of Economic and Social Affairs/ Statistics Division <http://comtrade.un.org/db/> (accessed 11th December 2013).
- UNEP-WCMC (2014): CITES Trade Database. <http://trade.cites.org/> (accessed 1st February 2014).
- VAILLANT, M. L. (1882): Reptiles et batraciens Révoil: faune et flore des pays Comalis, Afr. orient. (25 pp).
- VAN RIPER III, C., RIPER, S. G. V., GOFF, M. L., LAIRD, M. (1986): The epizootiology and ecological significance of malaria in Hawaiian land birds. Ecol Monogr 56, 4, 327-344.
- VIOLA, L. B., CAMPANER, M., TAKATA, C. S. A., ET.AL (2008): Phylogeny of snake trypanosomes inferred by SSU rDNA sequences, their possible transmission by phlebotomines, and taxonomic appraisal by molecular, cross-infection and morphological analysis. Parasitol 138, 5, 595-605.

- WOO, P. (1969): The life cycle of *Trypanosoma chrysemydis*. Can J Zool 47, 6, 1139-1151.
- WOO, P., SOLTYS, M. A. (1969): The experimental infection of reptiles with *Trypanosoma brucei*. Ann Trop Med Parasitol 63, 1, 35-38.
- WOZNIAK, E. J., JR, S. R. T., MCLAUGHLIN, G. L. (1994): Employment of the polymerase chain reaction in the molecular differentiation of reptilian Hemogregarines and its application to preventative zoological medicine. J Zoo Wildl Med 25, 4, 538-547.
- WOZNIAK, E. J., KAZACOS, K. R., TELFORD, J. S. R., MCLAUGHLIN, G. L. (1996): Characterization of the clinical and anatomical pathological changes associated with *Hepatozoon mocassini* infections in unnatural reptilian hosts. Int J Parasitol 26, 2, 141-146.
- WOZNIAK, E. J., TELFORD, S. R., JR. (1991): The fate of *Hepatozoon* species naturally infecting Florida black racers and watersnakes in potential mosquito and soft tick vectors, and histological evidence of pathogenicity in unnatural host species. Int J Parasitol 21, 5, 511-516.
- WOZNIAK, E. J., TELFORD, S. R., JR., DENARDO, D. F., MCLAUGHLIN, G. L., BUTLER, J. F. (1998): Granulomatous hepatitis associated with *Hepatozoon* sp. meronts in a southern water snake (*Nerodia fasciata pictiventris*). J Zoo Wildl Med 29, 1, 68-71.
- WU, Y., PRESTON, G., BIANCO, A. E. (2008): Chitinase is stored and secreted from the inner body of microfilariae and has a role in exsheathment in the parasitic nematode *Brugia malayi*. Mol Biochem Parasitol 161, 1, 55-62.
- ZZF. (2015). Position zum Import von Wildtieren und Wildfängen. Retrieved 29.Januar, 2015

X. ANHANG

Anhang I: Ergebnistabelle

Tabelle A I: Informationen zum untersuchten Tiermaterial mit Ergebnissen der Allgemeinuntersuchung und Mikroskopie

Art	Lebens- form	Alter	Geschlecht	Gewicht [g]	Gesamt- länge [cm]	Herkunfts- land	Zuchtform	klinische Auffälligkeiten	Ektoparasiten- funde	Blutparasiten- funde
<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	subadult	männlich	75	29	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	subadult	weiblich	43	16	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	subadult	männlich	52	24	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	subadult	männlich	96	30	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	subadult	weiblich	51	23,5	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	juvenil	männlich	43	23,5	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	juvenil	männlich	50	22	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	juvenil	weiblich	40	23	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine

<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	juvenil	weiblich	40	23	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	juvenil	männlich	44	23	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	juvenil	weiblich	33	21	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	juvenil	männlich	26	20,5	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	juvenil	männlich	45	27	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	subadult	männlich	89	30,5	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Schellackia</i>
<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	subadult	männlich	90	25,5	Tansania	wildgefangen	keine	keine	<i>Schellackia</i>
<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	juvenil	weiblich	46	24	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Schellackia</i>
<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	juvenil	männlich	30	22	Tansania	wildgefangen	keine	keine	<i>Schellackia</i>
<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	subadult	weiblich	46	24	Tansania	wildgefangen	keine	keine	<i>Sauroplasma</i>
<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	subadult	weiblich	40	21	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Sauroplasma</i>

<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	subadult	weiblich	53	24	Tansania	wildgefangen	keine	keine	<i>Sauroplasma</i>
<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	juvenil	männlich	51	23	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Sauroplasma</i>
<i>Acanthocercus atricollis</i>	Busch - Baum	subadult	männlich	85	27	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Schellackia Sauroplasma</i>
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	subadult	männlich	35	26	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	subadult	männlich	31	26	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	subadult	männlich	32	26	Vietnam	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	subadult	weiblich	23	22	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	subadult	männlich	22	25	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	subadult	weiblich	19	23	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	juvenil	männlich	17	29	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	juvenil	männlich	17	26	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine

<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	juvenil	weiblich	13	21	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	juvenil	männlich	24	17	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	juvenil	männlich	12	21	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	adult	männlich	52	30	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	adult	weiblich	44	30	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	adult	männlich	59	27	Vietnam	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	adult	weiblich	60	30	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	adult	männlich	53	34	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	adult	männlich	41	30	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	adult	männlich	32	27	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	adult	männlich	69	35	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine

<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	adult	weiblich	73	34	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	adult	weiblich	40	29	Vietnam	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	adult	weiblich	72	31	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	subadult	männlich	33	26	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Trypanosoma</i>
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	adult	männlich	55	28	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Trypanosoma</i>
<i>Acanthosaura capra</i>	Busch - Baum	adult	männlich	39	28	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Plasmodium</i> <i>Trypanosoma</i>
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	subadult	männlich	34	25	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	subadult	männlich	42	26	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	subadult	weiblich	31	25,5	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	subadult	weiblich	45	23	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	subadult	männlich	45	29	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine

<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	subadult	weiblich	54	25,5	Togo	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	juvenil	weiblich	16	23,5	Togo	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	juvenil	männlich	29	24,5	Togo	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	juvenil	männlich	24	25	Togo	wildgefangen	keine	Milben	keine
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	juvenil	nbb	12	20	Togo	wildgefangen	vorhanden	Milben	keine
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	juvenil	weiblich	24	25	Togo	wildgefangen	vorhanden	Milben	keine
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	juvenil	weiblich	18	23	Togo	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	juvenil	nbb	19	24	Togo	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	juvenil	weiblich	12	20,5	Togo	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	subadult	männlich	32	28,5	Togo	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	juvenil	weiblich	18	22	Togo	wildgefangen	vorhanden	Milben	keine

<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	subadult	männlich	31	28,5	Togo	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	juvenil	nbb	22	24	Togo	wildgefangen	vorhanden	Milben	keine
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	juvenil	nbb	19	19	Togo	wildgefangen	vorhanden	Milben	keine
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	adult	weiblich	54	31	Kamerun	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	adult	weiblich	55	32	Togo	wildgefangen	vorhanden	Milben	<i>Plasmodium</i>
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	subadult	weiblich	42	21	Togo	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Schellackia</i>
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	subadult	männlich	38	18	Togo	wildgefangen	vorhanden	Milben	<i>Schellackia</i>
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	adult	weiblich	42	18	Kamerun	wildgefangen	vorhanden	keine	Filarie
<i>Agama agama</i>	Boden - Felsen	adult	weiblich	43	28	Kamerun	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Schellackia</i> Filarie
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	männlich	65	35	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	männlich	72	35	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine

<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	männlich	65	29	Tansania	wildgefangen	vorhanden	Milben	keine
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	männlich	69	30	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	männlich	55	27	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	männlich	63	33	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	weiblich	36	28	Tansania	wildgefangen	keine	Milben	keine
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	weiblich	35	27	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	weiblich	34	25	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	weiblich	42	28	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	weiblich	33	28	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	weiblich	50	32	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	männlich	40	29	Tansania	wildgefangen	vorhanden	Milben	keine

<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	männlich	59	15,5	Tansania	wildgefangen	vorhanden	Milben	keine
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	weiblich	56	26,5	Tansania	wildgefangen	keine	Milben	keine
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	männlich	57	32	Tansania	wildgefangen	vorhanden	Milben	keine
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	männlich	47	15	Tansania	wildgefangen	vorhanden	Milben	keine
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	weiblich	32	13	Tansania	wildgefangen	vorhanden	Milben	keine
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	männlich	35	15	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	weiblich	38	26	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	weiblich	40	25,5	Tansania	wildgefangen	vorhanden	Milben	keine
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	männlich	66	31	Tansania	wildgefangen	vorhanden	Milben	<i>Plasmodium</i>
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	männlich	71	34	Tansania	wildgefangen	vorhanden	Milben	Filarie
<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	weiblich	40	27	Tansania	wildgefangen	keine	Milben	Filarie

<i>Agama mwanzae</i>	Boden - Felsen	adult	männlich	65	33	Tansania	wildgefangen	vorhanden	Milben	Filarie
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	juvenil	weiblich	36	24	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	juvenil	männlich	39	22	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	adult	weiblich	65	32	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	subadult	weiblich	41	28	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	subadult	männlich	30	22	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	subadult	weiblich	43	22	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	subadult	weiblich	21	28,5	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	subadult	weiblich	12	25	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	juvenil	weiblich	50	24	Tansania	wildgefangen	keine	keine	Virus
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	adult	weiblich	47	29	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	Virus
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	juvenil	weiblich	30	22	Tansania	wildgefangen	keine	keine	Virus
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	adult	weiblich	44	23	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	Virus
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	subadult	männlich	16	17	Tansania	wildgefangen	keine	keine	Virus
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	juvenil	weiblich	18	16,5	Tansania	wildgefangen	keine	keine	Virus
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	juvenil	weiblich	28	22	Tansania	wildgefangen	keine	keine	Virus
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	juvenil	weiblich	22	18	Tansania	wildgefangen	keine	keine	Virus
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	juvenil	weiblich	15	12	Tansania	wildgefangen	keine	keine	Virus
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	juvenil	weiblich	18	17	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	Virus
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	juvenil	weiblich	24	20	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	Virus
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	juvenil	männlich	15	18	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	Virus

<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	juvenil	männlich	18	19	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	Virus
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	juvenil	männlich	15	16	Tansania	wildgefangen	keine	keine	Virus
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	juvenil	weiblich	16	18,5	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	Virus
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	juvenil	weiblich	20	19	Tansania	wildgefangen	keine	keine	Virus
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	juvenil	männlich	19	18	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	Virus
<i>Chamaeleo dilepis</i>	Baum	subadult	männlich	19	18	Tansania	wildgefangen	keine	keine	Virus
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Boden	juvenil	nbb	74	7	Brasilien	gefarmt	vorhanden	keine	keine
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Boden	juvenil	nbb	72	6,5	Brasilien	gefarmt	vorhanden	keine	keine
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Boden	juvenil	nbb	56	6	Brasilien	gefarmt	keine	keine	keine
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Boden	juvenil	nbb	49	6	Brasilien	gefarmt	vorhanden	keine	keine
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Boden	juvenil	nbb	45	6	Brasilien	gefarmt	keine	keine	keine
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Boden	juvenil	nbb	43	5,3	Brasilien	gefarmt	keine	keine	keine
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Boden	juvenil	nbb	57	6	Brasilien	gefarmt	vorhanden	keine	keine
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Boden	juvenil	nbb	43	6	Brasilien	gefarmt	vorhanden	keine	keine
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Boden	juvenil	nbb	78	6,9	Brasilien	gefarmt	keine	keine	keine
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Boden	juvenil	nbb	68	6,5	Brasilien	gefarmt	keine	keine	keine
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Boden	juvenil	nbb	68	6,8	Brasilien	gefarmt	keine	keine	keine
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Boden	juvenil	nbb	71	6,5	Brasilien	gefarmt	keine	keine	keine
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Boden	juvenil	nbb	66	6,5	Brasilien	gefarmt	vorhanden	keine	keine
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Boden	juvenil	nbb	48	6,5	Brasilien	gefarmt	vorhanden	keine	keine
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Boden	juvenil	nbb	54	6	Brasilien	gefarmt	keine	keine	keine
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Boden	juvenil	nbb	62	6,5	Brasilien	gefarmt	vorhanden	keine	keine

<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Boden	juvenil	nbb	51	5,8	Brasilien	gefarmt	vorhanden	keine	keine
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Boden	juvenil	nbb	60	6	Brasilien	gefarmt	vorhanden	keine	keine
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Boden	juvenil	nbb	49	6	Brasilien	gefarmt	keine	keine	keine
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Boden	juvenil	nbb	58	6	Brasilien	gefarmt	keine	keine	keine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	subadult	weiblich	449	100	Surinam	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	subadult	männlich	425	116	Surinam	wildgefangen	vorhanden	keine	Hämogregarine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	subadult	weiblich	1105	141	Surinam	wildgefangen	keine	keine	Hämogregarine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	subadult	weiblich	1041	149	Surinam	wildgefangen	vorhanden	Milben	Hämogregarine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	subadult	männlich	450	110	Surinam	wildgefangen	keine	keine	Hämogregarine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	adult	weiblich	1297	149	Surinam	wildgefangen	keine	keine	Hämogregarine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	subadult	männlich	311	110	Surinam	wildgefangen	vorhanden	keine	Hämogregarine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	adult	männlich	540	114	Surinam	wildgefangen	keine	keine	Hämogregarine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	adult	weiblich	1240	155	Surinam	wildgefangen	keine	keine	Hämogregarine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	adult	männlich	626	135	Surinam	wildgefangen	keine	keine	Hämogregarine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	subadult	weiblich	890	153	Surinam	wildgefangen	vorhanden	keine	Hämogregarine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	subadult	weiblich	1097	151	Surinam	wildgefangen	vorhanden	keine	Hämogregarine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	subadult	weiblich	972	133	Surinam	wildgefangen	keine	keine	Hämogregarine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	subadult	männlich	513	120	Surinam	wildgefangen	keine	keine	Hämogregarine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	adult	weiblich	751	132	Surinam	wildgefangen	keine	keine	Hämogregarine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	subadult	weiblich	974	145	Surinam	wildgefangen	vorhanden	keine	Hämogregarine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	adult	weiblich	511	118	Surinam	wildgefangen	vorhanden	keine	Hämogregarine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	adult	weiblich	401	118	Surinam	wildgefangen	vorhanden	keine	Hämogregarine

<i>Corallus caninus</i>	Baum	adult	männlich	940	140	Surinam	wildgefangen	vorhanden	keine	Hämogregarine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	adult	weiblich	1013	146	Surinam	wildgefangen	vorhanden	keine	Hämogregarine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	adult	weiblich	388	113	Surinam	wildgefangen	vorhanden	keine	Hämogregarine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	subadult	männlich	164	90	Surinam	wildgefangen	keine	keine	Hämogregarine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	subadult	nbb	216	107	Surinam	wildgefangen	vorhanden	keine	Hämogregarine
<i>Corallus caninus</i>	Baum	adult	weiblich	1200	160	Surinam	wildgefangen	vorhanden	keine	Hämogregarine <i>Trypanosoma</i>
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	subadult	weiblich	37	10	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	subadult	weiblich	32	13	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	subadult	weiblich	47	12	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	adult	weiblich	80	16	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	subadult	männlich	31	10	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	adult	männlich	88	17	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	adult	männlich	64	16	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	adult	männlich	73	15	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	adult	männlich	87	15	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	adult	weiblich	33	13	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	subadult	männlich	41	12,5	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	subadult	weiblich	80	27	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	adult	weiblich	90	30	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	adult	männlich	50	28	Madagaskar	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	adult	männlich	79	27	Madagaskar	wildgefangen	vorhanden	keine	keine

<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	adult	weiblich	55	28	Madagaskar	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	adult	weiblich	97	29	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	adult	weiblich	70	34	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	adult	weiblich	103	34	Madagaskar	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	adult	männlich	73	32	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	adult	weiblich	99	30	Madagaskar	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	adult	weiblich	104	34	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	adult	weiblich	99	27	Madagaskar	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	subadult	weiblich	57	23	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer oustaleti</i>	Baum	adult	männlich	89	30	Madagaskar	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	adult	männlich	131	18	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	adult	männlich	90	16	Madagaskar	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	adult	weiblich	64	12	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	juvenil	weiblich	43	14,5	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	adult	weiblich	44	15	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	adult	männlich	92	18	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	adult	männlich	68	15	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	adult	männlich	40	27	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	adult	männlich	37	29	Madagaskar	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	adult	männlich	55	29	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	adult	männlich	100	40	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	adult	männlich	48	31	Madagaskar	wildgefangen	vorhanden	keine	keine

<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	adult	männlich	40	29	Madagaskar	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	adult	weiblich	41	24	Madagaskar	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	adult	männlich	150	20	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	<i>Sauroplasma</i>
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	juvenil	weiblich	26	10	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	<i>Sauroplasma</i>
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	subadult	weiblich	43	13	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	<i>Sauroplasma</i>
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	subadult	weiblich	39	13	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	<i>Sauroplasma</i>
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	subadult	männlich	45	12	Madagaskar	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Sauroplasma</i>
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	adult	männlich	121	19	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	Filarie
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	subadult	männlich	106	17,5	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	Filarie
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	subadult	männlich	71	16	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	Filarie
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	adult	männlich	80	31	Madagaskar	wildgefangen	vorhanden	keine	Filarie
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	subadult	männlich	47	17	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	<i>Sauroplasma</i> Filarie
<i>Furcifer pardalis</i>	Baum	adult	männlich	90	15	Madagaskar	wildgefangen	keine	keine	<i>Sauroplasma</i> Filarie
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	juvenil	männlich	31	23	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	juvenil	weiblich	37	23	Vietnam	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	juvenil	männlich	47	26	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	juvenil	weiblich	42	24	Vietnam	wildgefangen	keine	keine	keine

<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	juvenil	weiblich	36	22	Vietnam	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	juvenil	männlich	19	20	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	adult	männlich	31	23	Vietnam	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	adult	männlich	32	33	Vietnam	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	subadult	männlich	20	16	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	subadult	männlich	36	19,5	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	subadult	männlich	35	22	Vietnam	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	subadult	männlich	34	23,5	Vietnam	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	subadult	männlich	30	23	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	subadult	männlich	36	23	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	Hämogregarine
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	juvenil	weiblich	42	24	Vietnam	wildgefangen	keine	keine	<i>Trypanosoma</i>

<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	juvenil	weiblich	36	22	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Trypanosoma</i>
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	juvenil	weiblich	32	22	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Trypanosoma</i>
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	juvenil	männlich	35	23	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Trypanosoma</i>
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	adult	weiblich	40	22	Vietnam	wildgefangen	keine	keine	<i>Trypanosoma</i>
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	adult	weiblich	45	26	Vietnam	wildgefangen	keine	keine	<i>Trypanosoma</i>
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	adult	männlich	37	22	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Trypanosoma</i>
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	adult	männlich	27	21,5	Vietnam	wildgefangen	keine	keine	<i>Trypanosoma</i>
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	adult	weiblich	43	27	Vietnam	wildgefangen	keine	keine	<i>Trypanosoma</i>
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	subadult	männlich	37	24	Vietnam	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Trypanosoma</i>
<i>Gekko gecko</i>	Felsen - Baum	subadult	männlich	36	23	Vietnam	wildgefangen	keine	keine	<i>Trypanosoma</i>
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	34	40	El Salvador	gefarmt	keine	keine	keine
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	40	42	El Salvador	gefarmt	keine	keine	keine
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	53	44	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	keine

<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	35	40	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	keine
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	46	43	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	keine
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	36	38	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	38	42	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	27	35	El Salvador	gefarmt	keine	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	26	34	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	36	37	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	32	38	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	45	41	El Salvador	gefarmt	keine	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	40	41	El Salvador	gefarmt	keine	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	51	36	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	25	36	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	33	40	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	31	32	El Salvador	gefarmt	keine	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	26	27	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	25	34	El Salvador	gefarmt	keine	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	40	41	El Salvador	gefarmt	keine	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	30	37	El Salvador	gefarmt	keine	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	31	37	El Salvador	gefarmt	keine	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	29	38	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	52	45	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	43	37	El Salvador	gefarmt	keine	keine	Virus

<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	40	39	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	43	41	El Salvador	gefarmt	keine	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	41	41	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	45	43	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	47	39	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	28	41	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	56	46,5	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	44	44	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	42	45	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	Virus
<i>Iguana iguana</i>	Baum	subadult	nbb	60	46	El Salvador	gefarmt	vorhanden	keine	Virus
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	subadult	männlich	24	23,5	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	subadult	männlich	22	23	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	subadult	männlich	30	22	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	subadult	männlich	35	25	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	juvenil	männlich	15	17	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	juvenil	weiblich	20	22	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	adult	männlich	29	25	Tansania	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	adult	männlich	36	25	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	adult	weiblich	20	18,5	Tansania	wildgefangen	keine	keine	<i>Plasmodium</i>
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	adult	männlich	40	28	Tansania	wildgefangen	keine	keine	<i>Plasmodium</i>
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	adult	männlich	44	26	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Schellackia</i>
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	subadult	männlich	31	24	Tansania	wildgefangen	keine	keine	<i>Schellackia</i>

<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	adult	männlich	37	26	Tansania	wildgefangen	keine	keine	<i>Schellackia</i>
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	subadult	männlich	25	22	Tansania	wildgefangen	keine	keine	<i>Schellackia</i>
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	adult	männlich	27	25	Tansania	wildgefangen	keine	keine	<i>Schellackia</i>
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	adult	männlich	25	24	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Schellackia</i>
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	adult	männlich	39	25	Tansania	wildgefangen	keine	keine	<i>Schellackia</i>
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	juvenil	männlich	20	19	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Trypanosoma</i>
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	adult	männlich	26	22	Tansania	wildgefangen	keine	keine	<i>Trypanosoma</i>
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	subadult	männlich	27	24	Tansania	wildgefangen	keine	keine	Filarie
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	adult	weiblich	19	18	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Plasmodium</i> <i>Schellackia</i>
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	adult	männlich	47	28	Tansania	wildgefangen	keine	keine	<i>Plasmodium</i> <i>Trypanosoma</i>
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	subadult	männlich	37	26	Tansania	wildgefangen	keine	keine	<i>Plasmodium</i> <i>Trypanosoma</i>
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	adult	männlich	34	28	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Schellackia</i> <i>Trypanosoma</i>
<i>Kinyongia fischeri</i>	Baum	adult	männlich	41	29	Tansania	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Schellackia</i> Filarie
<i>Pelusios castaneus</i>	Wasser	juvenil	nbb	91	9	Togo	gerancht	vorhanden	keine	keine
<i>Pelusios castaneus</i>	Wasser	juvenil	nbb	85	9,5	Togo	gerancht	vorhanden	keine	keine
<i>Pelusios castaneus</i>	Wasser	juvenil	nbb	146	10	Togo	gerancht	vorhanden	keine	keine
<i>Pelusios castaneus</i>	Wasser	juvenil	nbb	107	9	Togo	gerancht	keine	keine	keine

<i>Pelusios castaneus</i>	Wasser	juvenil	nbb	100	9,5	Togo	gerancht	vorhanden	keine	keine
<i>Pelusios castaneus</i>	Wasser	juvenil	nbb	93	9	Togo	gerancht	keine	keine	keine
<i>Pelusios castaneus</i>	Wasser	juvenil	nbb	108	9,5	Togo	gerancht	vorhanden	keine	keine
<i>Pelusios castaneus</i>	Wasser	juvenil	nbb	97	9	Togo	gerancht	keine	keine	keine
<i>Pelusios castaneus</i>	Wasser	juvenil	nbb	125	10	Togo	gerancht	keine	keine	Hämogregarine
<i>Pelusios castaneus</i>	Wasser	juvenil	nbb	132	10,5	Togo	gerancht	vorhanden	keine	Hämogregarine
<i>Pelusios castaneus</i>	Wasser	juvenil	nbb	160	10,5	Togo	gerancht	vorhanden	keine	Hämogregarine
<i>Pelusios castaneus</i>	Wasser	juvenil	nbb	110	9,5	Togo	gerancht	vorhanden	keine	Hämogregarine
<i>Pelusios castaneus</i>	Wasser	juvenil	nbb	130	10	Togo	gerancht	vorhanden	keine	Hämogregarine
<i>Pelusios castaneus</i>	Wasser	juvenil	nbb	136	10,5	Togo	gerancht	vorhanden	keine	Hämogregarine
<i>Pelusios castaneus</i>	Wasser	juvenil	nbb	107	9,5	Togo	gerancht	keine	keine	Hämogregarine
<i>Pelusios castaneus</i>	Wasser	juvenil	nbb	102	9,5	Togo	gerancht	vorhanden	keine	Hämogregarine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	adult	männlich	223	60	Vietnam	gezüchtet	vorhanden	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	adult	männlich	183	60	Vietnam	gezüchtet	keine	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	subadult	weiblich	128	50	Vietnam	gezüchtet	vorhanden	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	adult	nbb	125	56	Vietnam	gezüchtet	keine	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	adult	weiblich	251	64	Vietnam	gezüchtet	vorhanden	keine	keine

<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	subadult	männlich	137	60	Vietnam	gezüchtet	vorhanden	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	subadult	weiblich	226	70	Vietnam	gezüchtet	vorhanden	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	adult	männlich	214	58	Vietnam	gezüchtet	keine	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	adult	männlich	143	59	Vietnam	gezüchtet	keine	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	adult	weiblich	204	61	Vietnam	gezüchtet	vorhanden	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	juvenil	männlich	100	54	Vietnam	gezüchtet	vorhanden	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	juvenil	männlich	164	60	Vietnam	gezüchtet	keine	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	adult	weiblich	120	52	Vietnam	gezüchtet	vorhanden	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	subadult	nbb	109	55	Vietnam	gezüchtet	keine	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	juvenil	männlich	136	58	Vietnam	gezüchtet	vorhanden	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	adult	männlich	165	62	Vietnam	gezüchtet	vorhanden	keine	keine

<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	adult	weiblich	165	60	Vietnam	gezüchtet	keine	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	adult	weiblich	239	67	Vietnam	gezüchtet	keine	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	subadult	männlich	122	55	Vietnam	gezüchtet	keine	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	juvenil	männlich	109	55	Vietnam	gezüchtet	vorhanden	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	juvenil	männlich	170	62	Vietnam	gezüchtet	vorhanden	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	juvenil	weiblich	42	36	Vietnam	gefärbt	vorhanden	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	juvenil	männlich	40	40	Vietnam	gefärbt	keine	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	juvenil	männlich	31	33	Vietnam	gefärbt	vorhanden	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	juvenil	männlich	28	19	Vietnam	gefärbt	vorhanden	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	juvenil	weiblich	38	35	Vietnam	gefärbt	keine	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	juvenil	männlich	41	35	Vietnam	gefärbt	keine	keine	keine

<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	juvenil	weiblich	59	43	Vietnam	gefarmt	vorhanden	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	subadult	männlich	79	43	Vietnam	gefarmt	keine	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	juvenil	weiblich	55	42	Vietnam	gefarmt	keine	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	juvenil	männlich	43	41	Vietnam	gefarmt	vorhanden	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	juvenil	männlich	53	42	Vietnam	gefarmt	vorhanden	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	subadult	männlich	57	40	Vietnam	gefarmt	vorhanden	keine	keine
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	juvenil	männlich	127	60	Vietnam	gezüchtet	vorhanden	keine	<i>Plasmodium</i>
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	juvenil	männlich	102	56	Vietnam	gezüchtet	vorhanden	keine	<i>Plasmodium</i>
<i>Physignathus cocincinus</i>	Baum	subadult	weiblich	204	63	Vietnam	gezüchtet	vorhanden	keine	Filarie
<i>Python regius</i>	Boden - Baum	juvenil	nbb	461	75	Togo	gerancht	keine	keine	keine
<i>Python regius</i>	Boden - Baum	juvenil	nbb	575	76	Togo	gerancht	vorhanden	keine	keine

<i>Python regius</i>	Boden - Baum	juvenil	nbb	434	78	Togo	gerancht	keine	keine	keine
<i>Python regius</i>	Boden - Baum	juvenil	nbb	377	63	Togo	gerancht	vorhanden	keine	keine
<i>Python regius</i>	Boden - Baum	juvenil	nbb	275	67	Togo	gerancht	vorhanden	Zecken	Hämogregarine
<i>Python regius</i>	Boden - Baum	juvenil	nbb	415	68	Togo	gerancht	vorhanden	Zecken	Hämogregarine
<i>Python regius</i>	Boden - Baum	juvenil	nbb	439	74	Togo	gerancht	keine	keine	Hämogregarine
<i>Python regius</i>	Boden - Baum	juvenil	nbb	440	64	Togo	gerancht	vorhanden	Zecken	Hämogregarine
<i>Python regius</i>	Boden - Baum	juvenil	nbb	420	71	Togo	gerancht	vorhanden	keine	Hämogregarine
<i>Python regius</i>	Boden - Baum	juvenil	nbb	308	60	Togo	gerancht	vorhanden	keine	Hämogregarine
<i>Python regius</i>	Boden - Baum	juvenil	nbb	314	67	Togo	gerancht	vorhanden	keine	Hämogregarine
<i>Python regius</i>	Boden - Baum	juvenil	nbb	430	79	Togo	gerancht	vorhanden	Zecken	Hämogregarine
<i>Python regius</i>	Boden - Baum	juvenil	nbb	397	79	Togo	gerancht	keine	keine	Hämogregarine

<i>Python regius</i>	Boden - Baum	juvenil	nbb	438	80	Togo	gerancht	vorhanden	Zecken	Hämogregarine
<i>Python regius</i>	Boden - Baum	juvenil	nbb	463	70	Togo	gerancht	vorhanden	keine	Hämogregarine
<i>Python regius</i>	Boden - Baum	juvenil	nbb	422	73	Togo	gerancht	keine	Zecken	Hämogregarine
<i>Python regius</i>	Boden - Baum	juvenil	nbb	260	62	Togo	gerancht	keine	keine	Hämogregarine
<i>Python regius</i>	Boden - Baum	juvenil	nbb	372	74	Togo	gerancht	keine	Zecken	<i>Trypanosoma</i>
<i>Python regius</i>	Boden - Baum	juvenil	nbb	226	64	Togo	gerancht	vorhanden	Zecken	Hämogregarine <i>Trypanosoma</i>
<i>Python regius</i>	Boden - Baum	juvenil	nbb	340	73	Togo	gerancht	vorhanden	Zecken	Hämogregarine <i>Trypanosoma</i>
<i>Tiliqua gigas</i>	Boden - Baum	adult	nbb	330	40	Neuguinea	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Tiliqua gigas</i>	Boden	adult	nbb	240	43	Neuguinea	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Tiliqua gigas</i>	Boden	subadult	nbb	168	45	Neuguinea	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Tiliqua gigas</i>	Boden	adult	weiblich	465	49	Neuguinea	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Tiliqua gigas</i>	Boden	adult	weiblich	600	59	Neuguinea	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Tiliqua gigas</i>	Boden	adult	männlich	600	50	Neuguinea	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Tiliqua gigas</i>	Boden	adult	männlich	650	53	Neuguinea	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Tiliqua gigas</i>	Boden	juvenil	männlich	650	55	Neuguinea	wildgefangen	keine	keine	keine

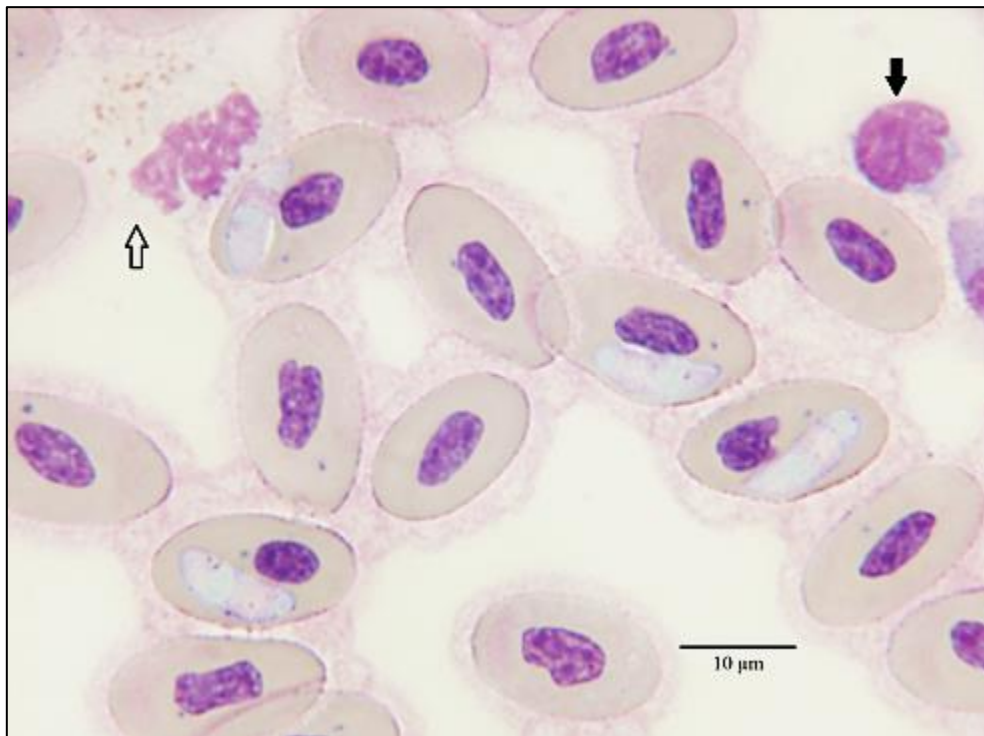
<i>Tiliqua gigas</i>	Boden	juvenil	weiblich	300	35	Neuguinea	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Tiliqua gigas</i>	Boden	adult	nbb	250	36	Neuguinea	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	subadult	männlich	17	10	Äthiopien	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	adult	weiblich	20	10,5	Äthiopien	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	subadult	weiblich	20	10,5	Äthiopien	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	adult	männlich	12	8,5	Äthiopien	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	adult	weiblich	13	10	Äthiopien	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	adult	weiblich	18	10	Äthiopien	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	adult	weiblich	16	10	Äthiopien	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	adult	weiblich	25	13	Äthiopien	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	adult	weiblich	27	10	Äthiopien	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	adult	weiblich	20	11	Äthiopien	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	adult	weiblich	22	10,5	Äthiopien	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	adult	weiblich	27	9	Äthiopien	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	adult	weiblich	29	10	Äthiopien	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	adult	weiblich	21	9,5	Äthiopien	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	adult	männlich	22	12	Äthiopien	wildgefangen	keine	keine	keine
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	adult	männlich	27	10	Äthiopien	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	adult	männlich	21	10,5	Äthiopien	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	adult	männlich	17	10	Äthiopien	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	adult	männlich	21	10	Äthiopien	wildgefangen	vorhanden	keine	keine
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	adult	männlich	18	11	Äthiopien	wildgefangen	keine	keine	keine

<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	subadult	weiblich	14	10	Äthiopien	wildgefangen	keine	keine	<i>Sauroplasma</i>
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	subadult	weiblich	13	8,5	Äthiopien	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Sauroplasma</i>
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	adult	weiblich	25	10	Äthiopien	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Sauroplasma</i>
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	adult	männlich	14	8,5	Äthiopien	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Sauroplasma</i>
<i>Xenagama batillifera</i>	Boden	adult	männlich	14	8	Äthiopien	wildgefangen	vorhanden	keine	<i>Sauroplasma</i>

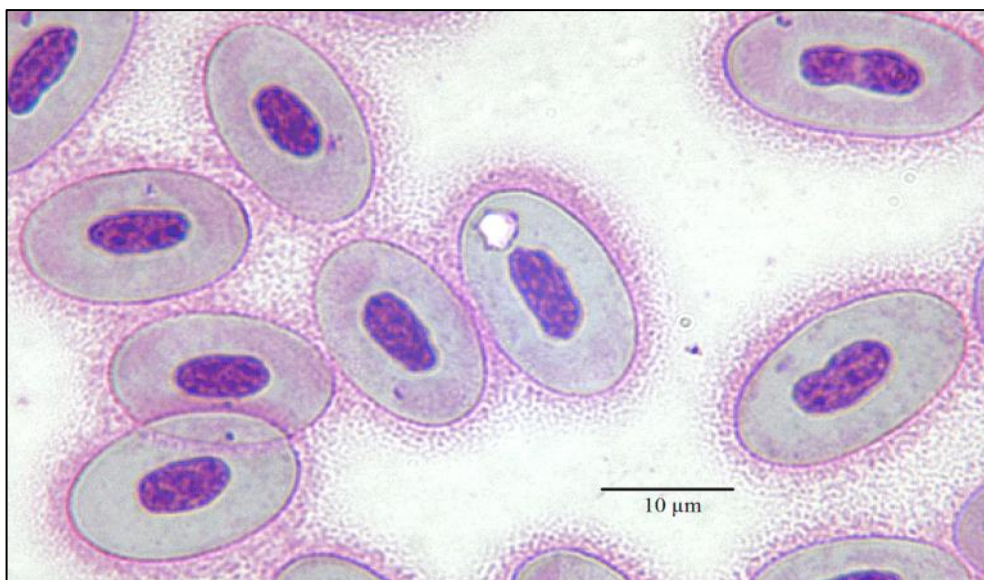
Anhang II: Bilder

Im nachfolgenden sind von jeder Reptilienspezies die gefunden und von der Autorin fotografierten Blutparasiten abgebildet. Erläuterungen und Beschriftungen zur Bestimmungshilfe sind angefügt. Die Reihenfolge erfolgt alphabetisch nach den Anfangsbuchstaben der wissenschaftlichen Namen der Wirtsspezies.

Alle Bilder sind von nach Pappenheim gefärbten Blutaussstrichen angefertigt. Der Vorgang wird im Kapitel Material und Methoden der Veröffentlichung beschrieben.

**Abb. A 1**

Hochgradiger Befall mit *Schellackia* in aus Tansania stammenden *Acanthocercus atricollis*. Deutlich zu sehen sind die refraktilen Körper beidseits des Kerns, der sich nur als Chromatingranulaband darstellt. Teilweise sind die Nuclei der Erythrozyten verschoben. Außerdem zu sehen sind ein eosinophiler Granulozyt (heller Pfeil), zu erkennen an den runden eosinophilen Granula und ein Lymphozyt (dunkler Pfeil).

**Abb. A 2**

Intraerythrozytärer Einschluss von *Sauroplasma* in aus Tansania stammenden *Acanthocercus atricollis*. Zu sehen sind die polymorphe Form und die randständigen Kerne die mit einer Vakuole assoziiert sind.

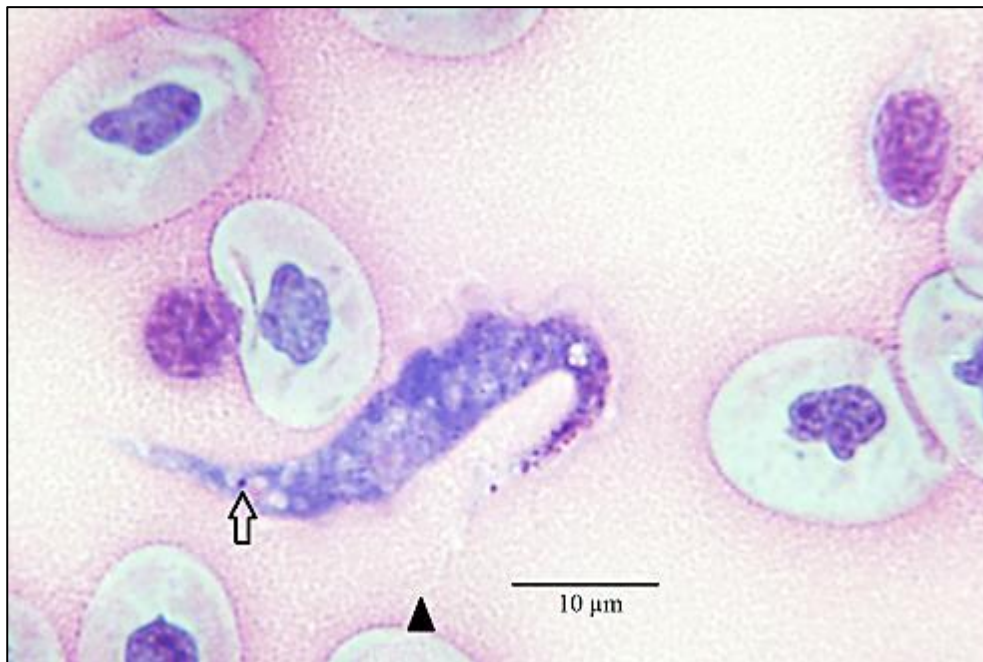


Abb. A 1

Trypanosoma im Plasma eines aus Vietnam stammenden *Acanthosaura capra* (Grüner Nackenstachler). Zu sehen sind der Kinetoplast (heller Pfeil) und die undulierende Membran, die am Vorderende in einer freien Geißel (dunkle Pfeilspitze) endet.

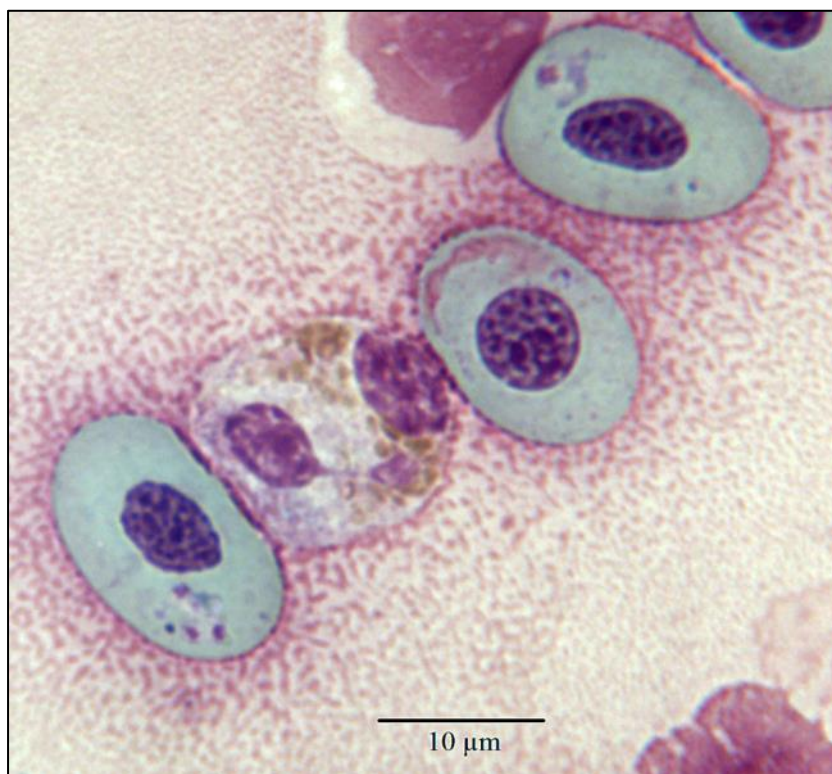
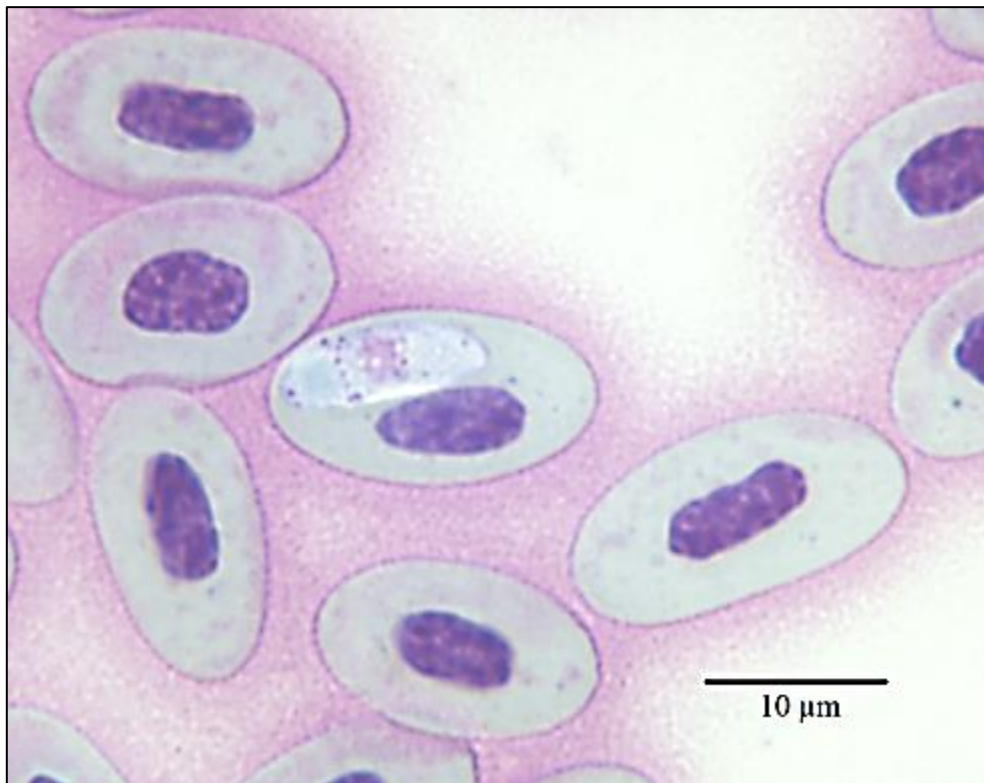


Abb. A 2

Plasmodien (Meronten) in zwei Erythrozyten von aus Vietnam stammenden *Acanthosaura capra*. Zu sehen sind wenige Hemozoingranula und Merozoitenkerne. In der Mitte ist ein heterophiler Granulozyt (geteilten Kern und längliche eosinophile Granula).

**Abb. A 5**

Schellackia mit Dislokation des Nucleus in einem Erythrozyt von *Agama agama* (Siedleragame) aus Togo. Deutlich zu sehen sind die refraktilen Körper beidseits des Kerns, der sich nur als Chromatingranulaband darstellt.

**Abb. A 6**

Plasmodium (Gametozyt) mit Hemozoingranula in einem Erythrozyt von *Agama agama* (Siedleragame) aus Togo.

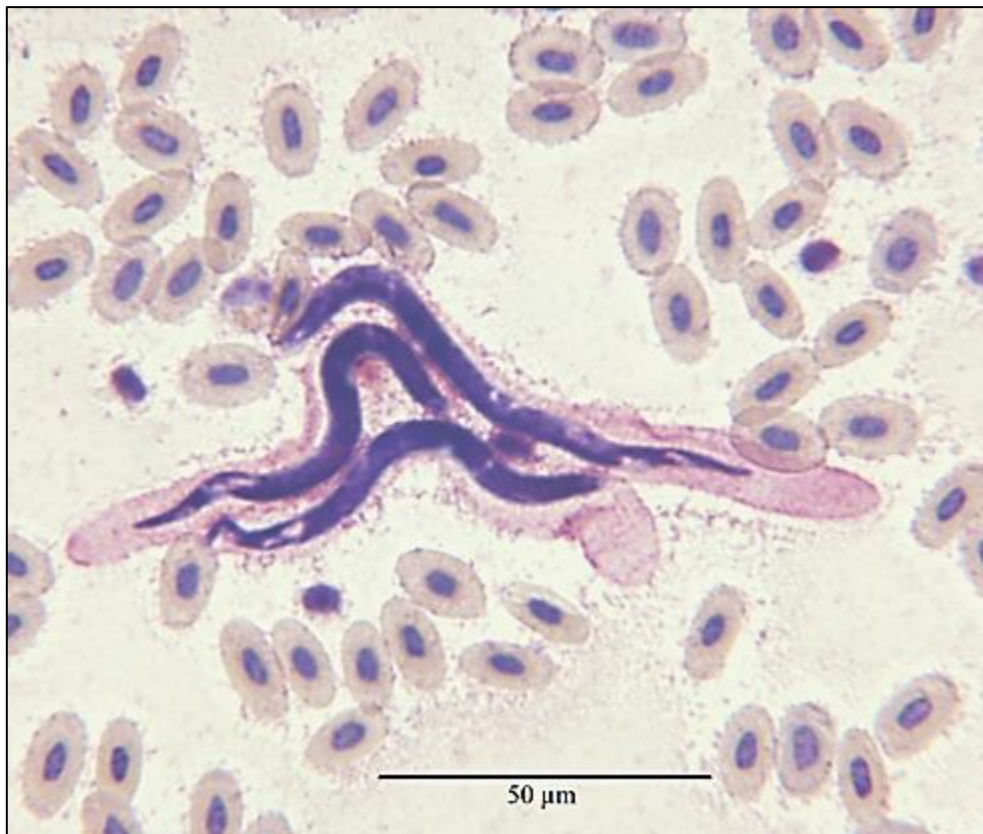


Abb. A 7

Bescheidete Mikrofilarien im Blutplasma von *Agama agama* (Siedleragame) aus Kamerun.

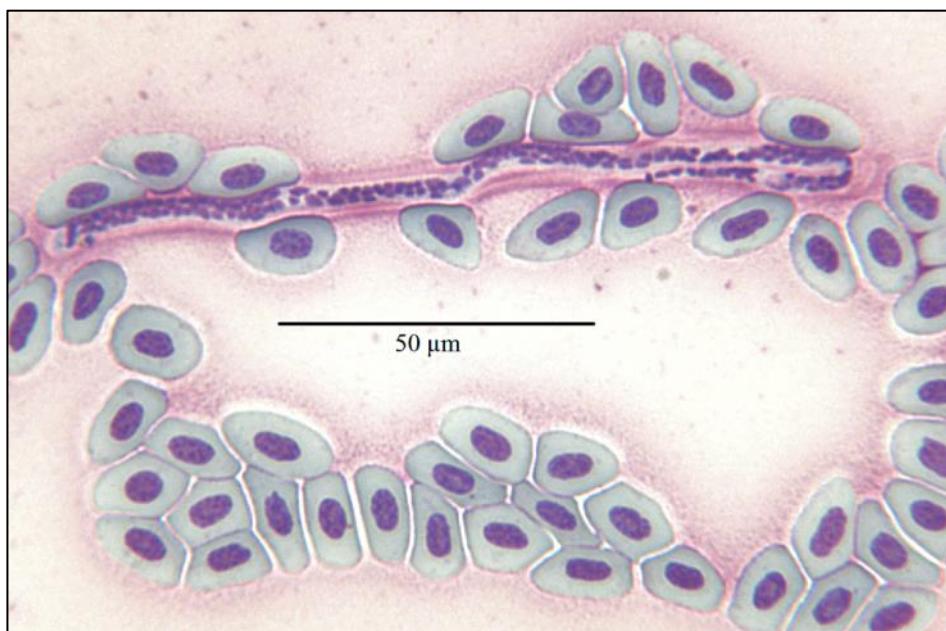
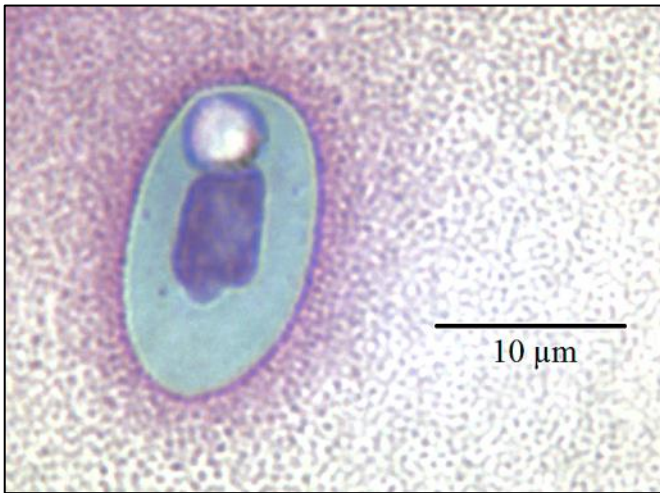


Abb. A 8

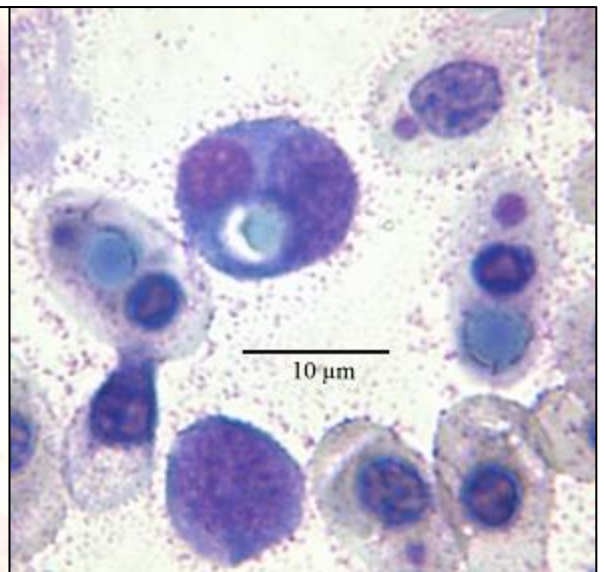
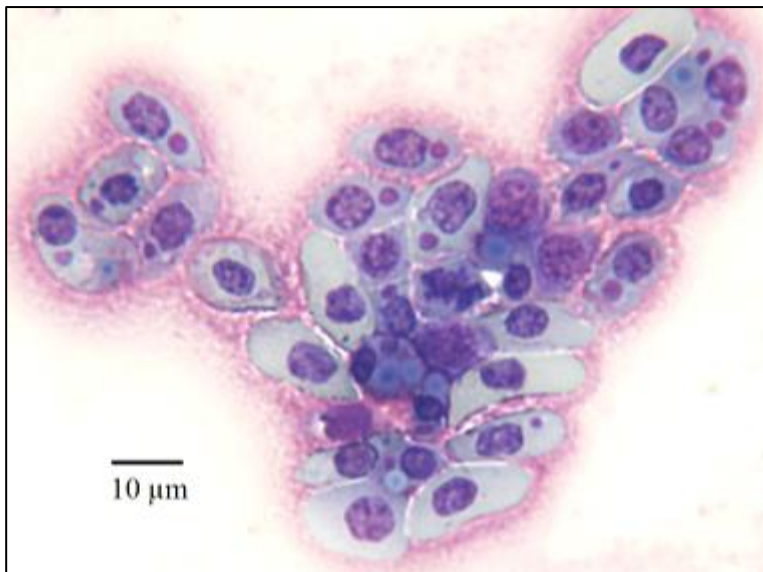
Bescheidete Mikrofilarie im Blutplasma von *Agama mwanzae* (Fliederagame) aus Tansania. Meist ist im gefärbten Ausstrich der hintere Teil umgeklappt, wie auch hier zu sehen.

**Abb. A 9**

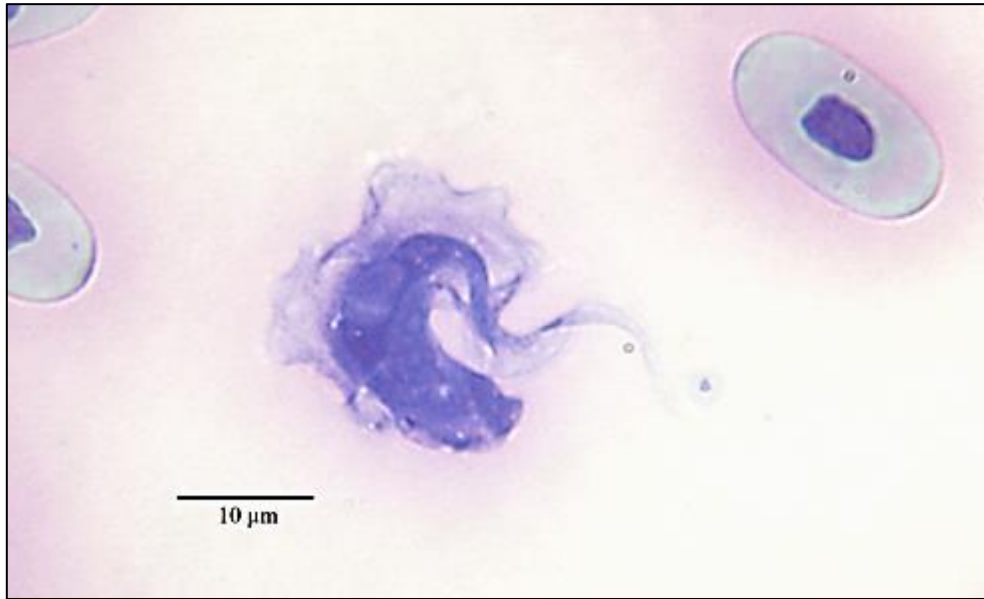
Merozoitenstadium von *Plasmodium* in einem Erythrozyt von *Agama mwanzae* (Fliederagame) aus Tansania.

**Abb. A 10**

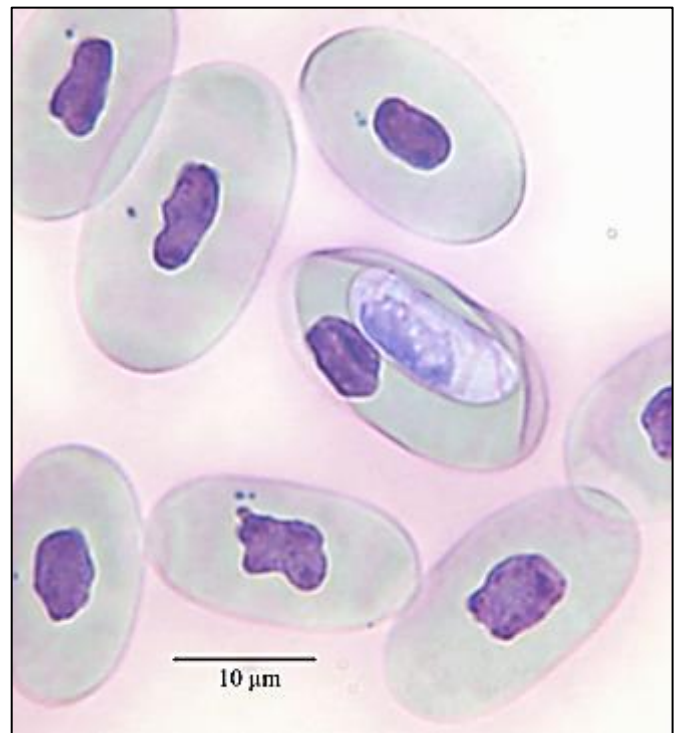
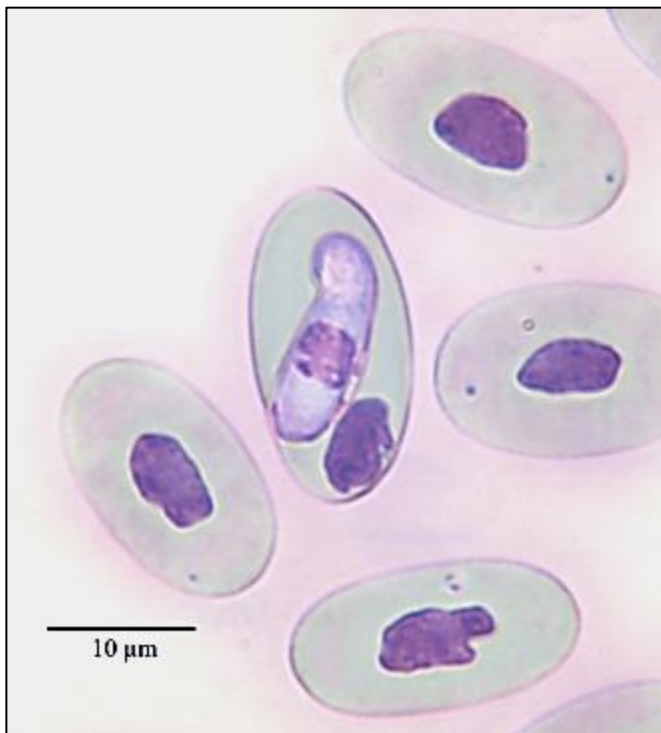
Gametozytenstadium von *Plasmodium* in einem Erythrozyt von *Agama mwanzae* (Fliederagame) aus Tansania.

**Abb. A 11**

Virale Einschlüsse (rot) in den Blutzellen von *Chamaeleo dilepis* (Lappenchamäleon) aus Tansania. Mittels elektronenmikroskopischer Untersuchungen konnte es als Iridovirus identifiziert werden. Zu erkennen ist die häufige Vergesellschaftung mit einem amyloiden Körperchen (blau).

**Abb. A 12**

Trypanosoma mit prominenter undulierender Membran im Plasma von *Corallus caninus* (Grüner Hundskopfschlinger) aus Surinam.

**Abb. A 13**

Hepatozoon in Erythrozyten von *Corallus caninus* (Grüner Hundskopfschlinger) aus Surinam. Zu sehen sind zwei verschiedene Morphotypen.

**Abb. A 14**

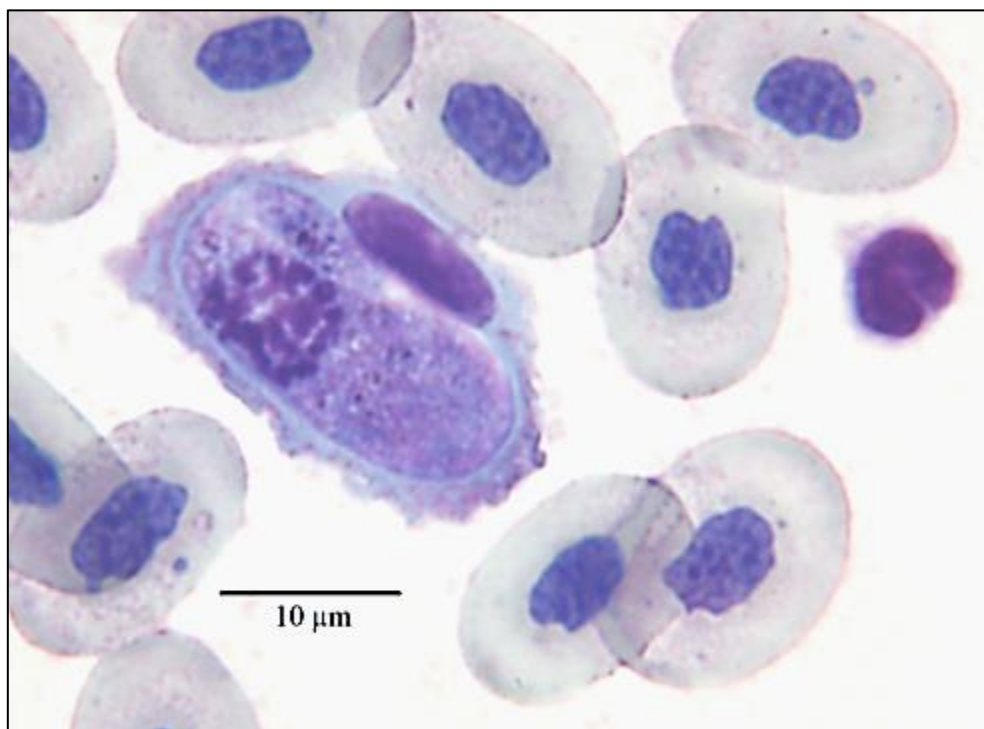
Bescheidete Mikrofilarien im Blutplasma von *Furcifer pardalis* (Pantherchamäleon) aus Madagaskar.

**Abb. A 15**

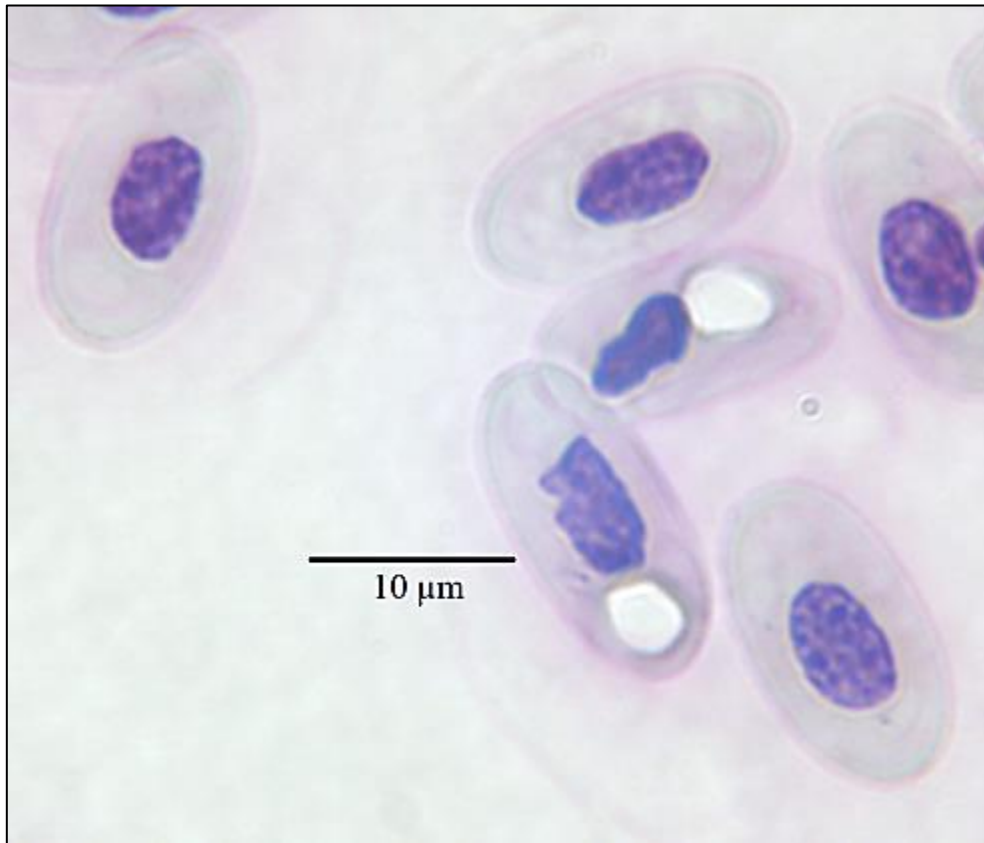
Sauroplasma in Erythrozyten von *Furcifer pardalis* (Pantherchamäleon) aus Madagaskar mit polymorphem Erscheinungsbild. Hinterteil einer bescheideten Mikrofilarie oben im Bild.

**Abb. A 16**

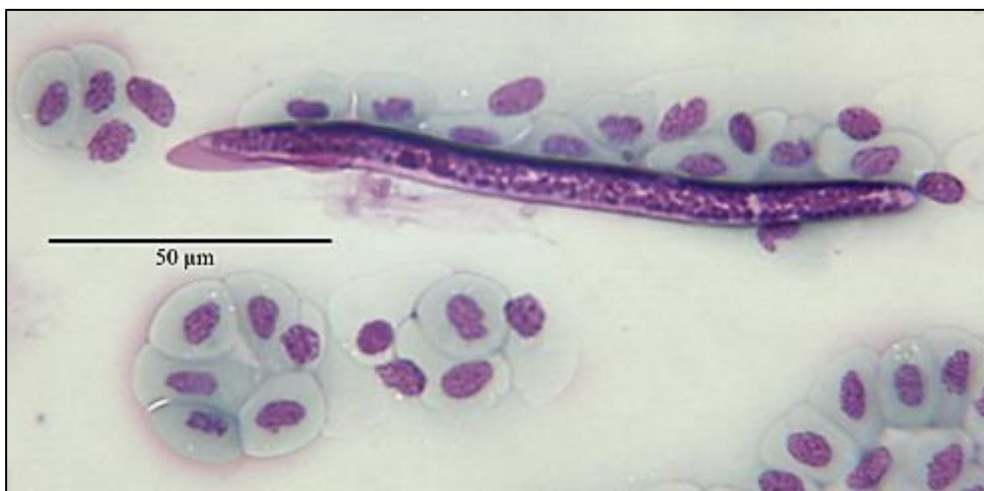
Trypanosoma im Blutplasma von *Gekko gecko* (Tokeh) aus Vietnam. Deutlich zu sehen ist der hell gefärbte Kern (dunkler Pfeil) und direkt davor schwach sichtbar der Kinetoplast (heller Pfeil).

**Abb. A 17**

Hepatozoon mit umgeknicktem dünnem Ende und aufgelockertem Kern in einem hochgradig verändertem Erythrozyt (Form, Farbe, Größe, Kernlage) von *Gekko gecko* (Tokeh) aus Vietnam.

**Abb. A 18**

Rechteckige Viruspartikel in Erythrozyten von *Iguana iguana* (Grüner Leguan) aus El Salvador. Vermutlich handelt es sich um Lizard Erythrocytic Virus (Iridoviridae).

**Abb. A 19**

Bescheidete Mikrofilarie im Blutausstrich von *Kinyongia fischeri* (Fischer's Chamäleon) aus Tansania. Die Scheide ist eng anliegend und nur am kurzen spitzzulaufenden Hinterende überlappend.

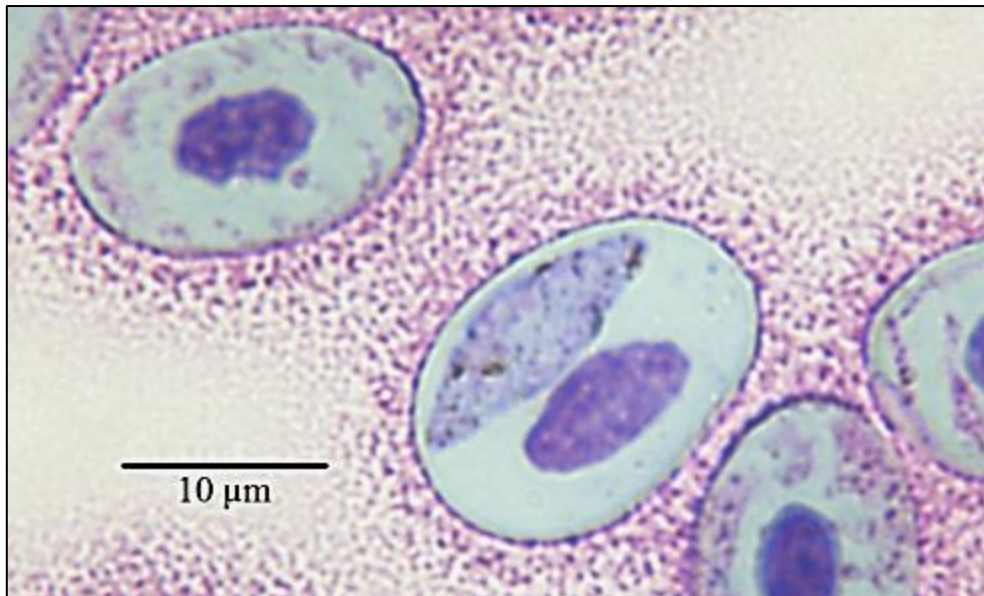


Abb. A 20

Plasmodium mit Hemozoingranula und spitz zulaufenden Enden in einem Erythrozyt von *Kinyongia fischeri* (Fischer's Chamäleon) aus Tansania.

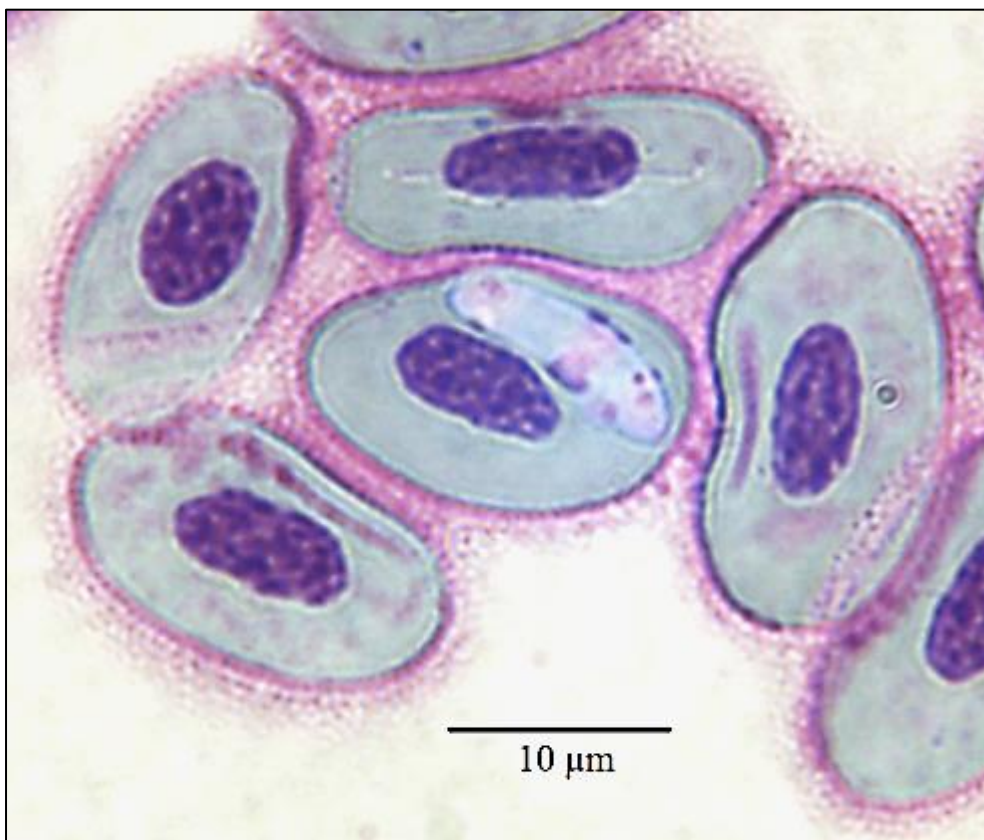
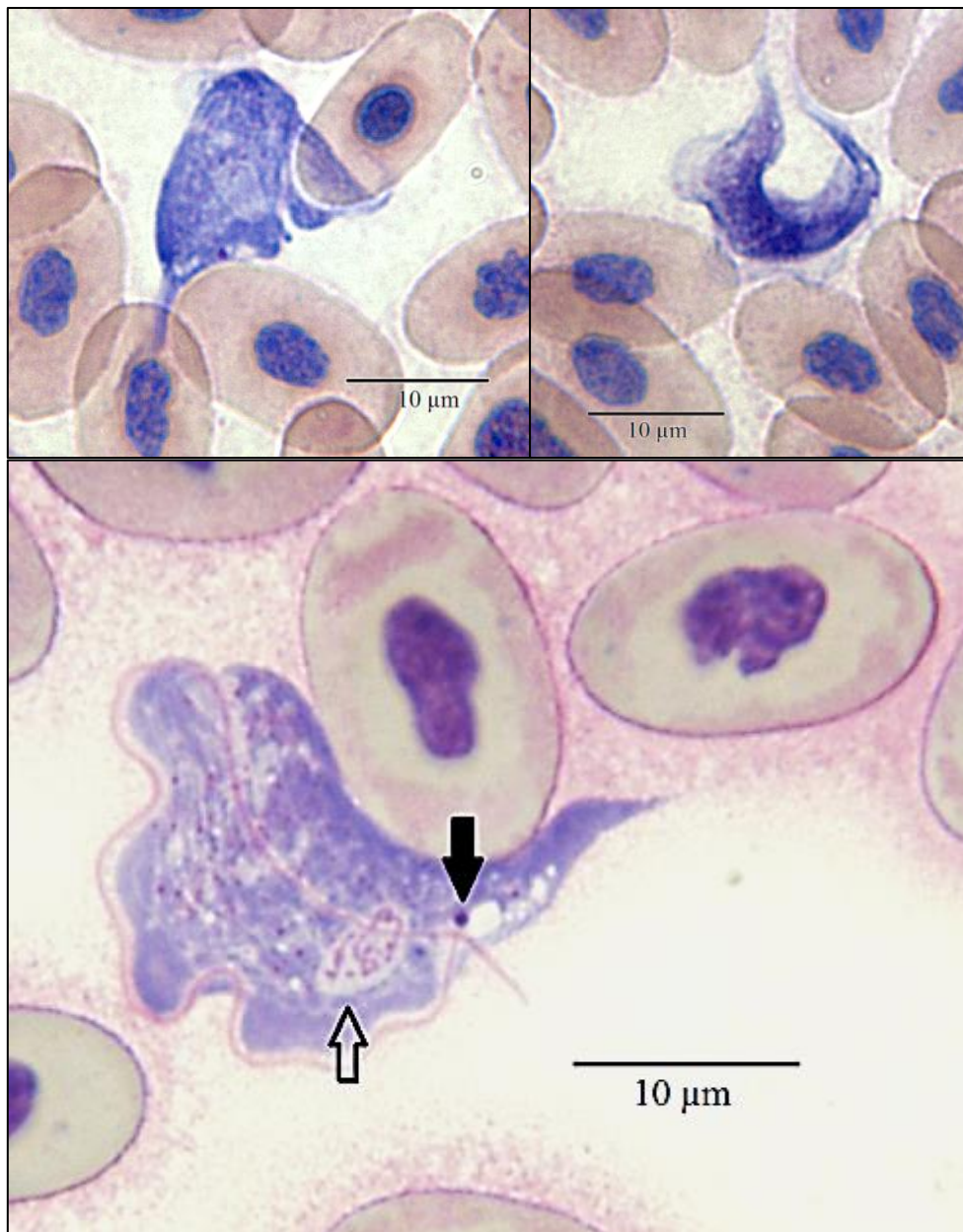
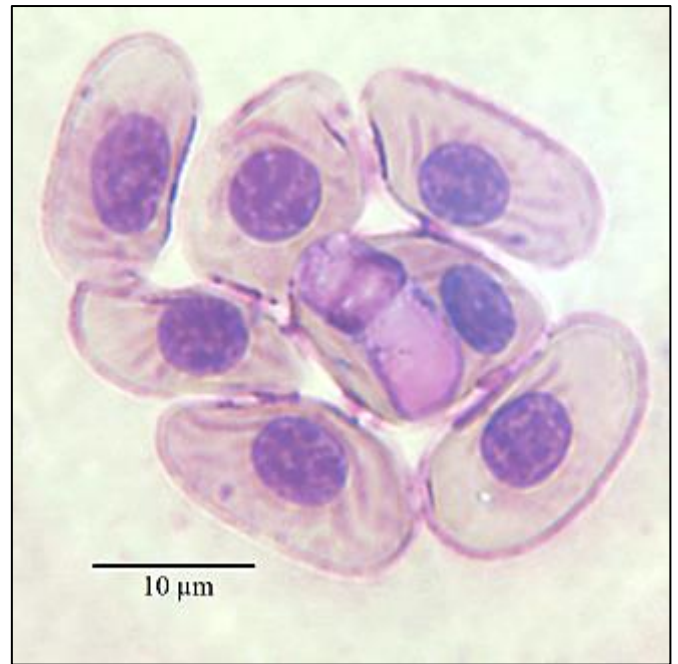


Abb. A 21

Schellackia in einem Erythrozyt von *Kinyongia fischeri* (Fischer's Chamäleon) aus Tansania. Deutlich zu sehen sind die refraktilen Körper beidseits des Kerns, der sich nur als Chromatingranulaband darstellt.

**Abb. A 22**

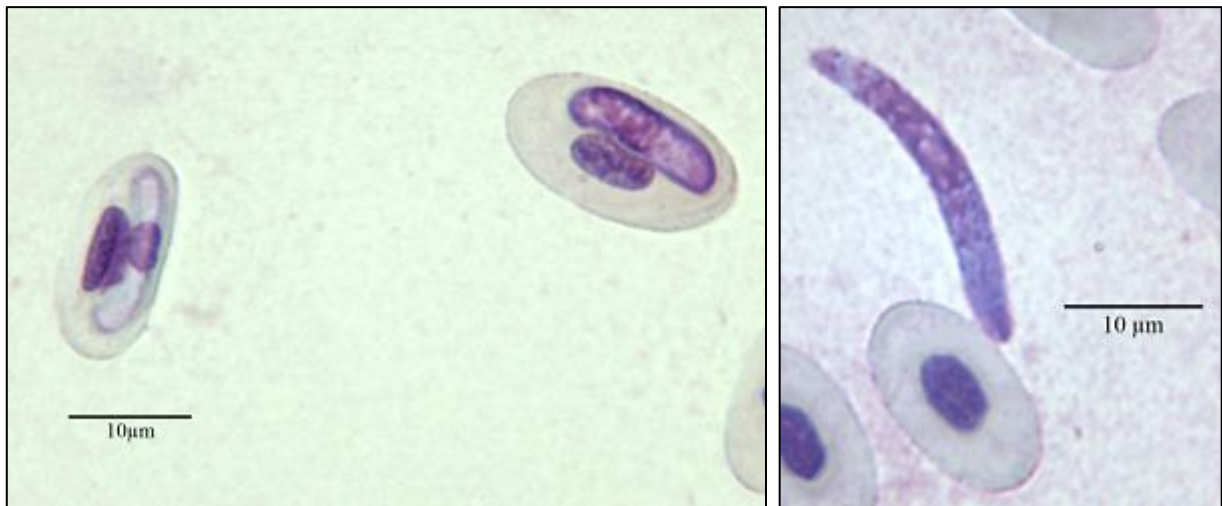
Verschiedene morphologische Ausprägungen von Trypanosomen aus dem Blut von *Kinyongia fisheri* (Fischer's Chamäleon) aus Tansania. Im unteren Bild sieht man sehr deutlich den Kinetoplast (dunkler Pfeil), aus dem die Flagelle entspringt, die eine undulierende Membran bildet und am Vorderende in einer freien Geißel endet. Außerdem ist der Kern (heller Pfeil) gut zu sehen.

**Abb. A 23**

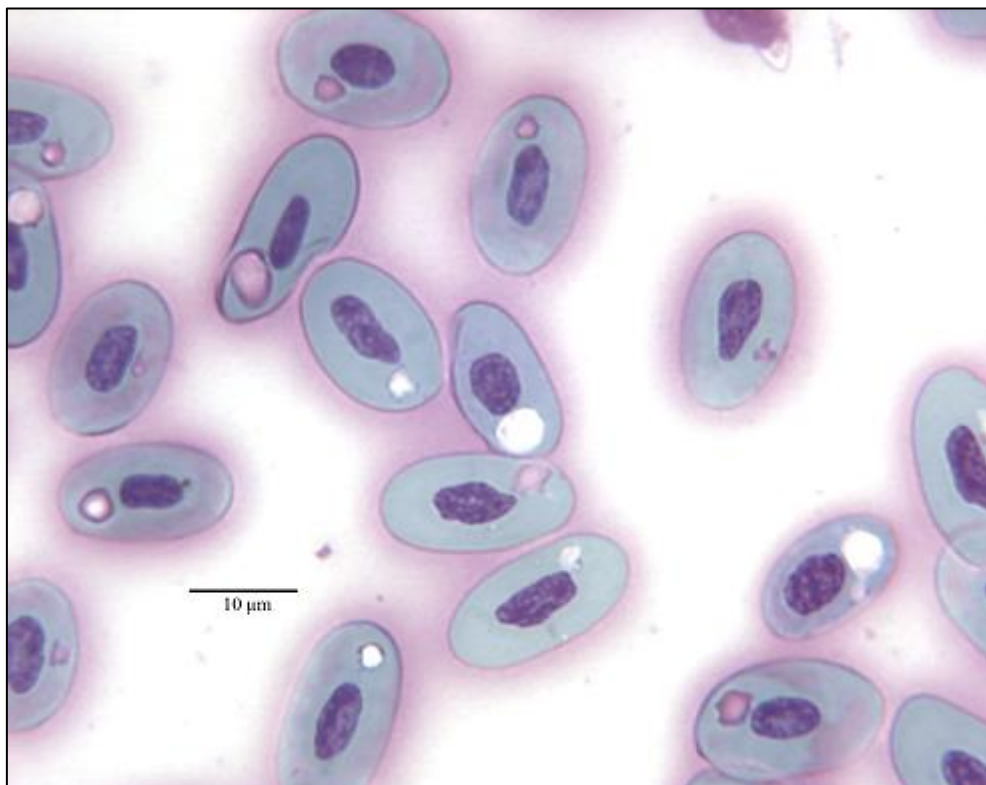
Zwei Morphotypen von *Hämogregarina* in Erythrozyten von *Pelusios castaneus* (Westafrikanische Klappbrust-Pelomedusenschildkröte) aus Togo. Im linken Bild erkennt man gut das eine, fast vollständig umgeklappte Ende.

**Abb. A 24**

Mikrofilarie mit spitzem Hinterende und verbreitertem, stumpfem Vorderende im Blutausstrich von *Physignathus cocincinus* (Grüne Wasseragame) aus Vietnam. Die Scheide ist nicht überlappend.

**Abb. A 23**

Hepatozoon von *Python regius* (Königspython) aus Togo. Im linken Bild sieht man zwei Morphotypen des erythrozytären Stadiums. Im rechten Bild ist ein Trophozoit frei im Plasma, vor der Penetration in eine Blutzelle und der Umwandlung zum Gametozyt zu sehen.

**Abb. A 26**

Hochgradiger Befall mit *Sauroplasma* in Blutzellen von *Xenagama batillifera* (Biberschwanzagame) aus Äthiopien. Zu sehen ist das polymorphe Erscheinungsbild.

Anhang III: Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: adultes Männchen von <i>Agama mwanzae</i>	23
Abbildung 2: subadultes Männchen von <i>Acanthosaura capra</i>	24
Abbildung 3: adultes Männchen von <i>Physignathus cocincinus</i>	24
Abbildung 4: adultes Männchen von <i>Furcifer pardalis</i>	25
Abbildung 5: subadultes Männchen eines <i>Gekko gecko</i>	27
Abbildung 6: subadulte <i>Iguana iguana</i>	28
Abbildung 7: subadulte <i>Corallus caninus</i>	28
Abbildung 8: Forest Plot zur Darstellung von Zusammenhänge.....	62
Abbildung 9: Durchmusterung des Blutausstrichs	67
Abbildung 10: Verteilung der extrazellulären Parasiten in 6 ausgezählten Bahnen.....	68
Abbildung 11: Verteilung der extrazellulären Parasiten in 6 ausgezählten Bahnen.....	69
Abbildung 12: Königspython <i>Python regius</i> aus Togo mit Zeckenbefall	86
Abbildung 13: weibliche Siedleragame <i>A. agama</i> aus Togo mit Milbenbefall.....	87
Abbildung A 1: <i>Schellackia</i> bei <i>Acanthocercus atricollis</i>	139
Abbildung A 2: <i>Sauropasma</i> bei <i>Acanthocercus atricollis</i>	139
Abbildung A 4: <i>Trypanosoma</i> bei <i>Acanthosaura capra</i>	140
Abbildung A 5: <i>Plasmodium</i> bei <i>Acanthosaura capra</i>	140
Abbildung A 5: <i>Schellackia</i> bei <i>Agama agama</i>	141
Abbildung A 6: <i>Plasmodium</i> bei <i>Agama agama</i>	142
Abbildung A 7: Mikrofilarien bei <i>Agama agama</i>	142
Abbildung A 8: Mikrofilarie bei <i>Agama mwanzae</i>	142
Abbildung A 9: <i>Plasmodium</i> bei <i>Agama mwanzae</i>	143
Abbildung A 10: <i>Plasmodium</i> bei <i>Agama mwanzae</i>	143
Abbildung A 11: intraerythrozytäre virale Einschlüsse bei <i>Chamaeleo dilepis</i>	143
Abbildung A 12: <i>Trypanosoma</i> bei <i>Corallus caninus</i>	144
Abbildung A 13: <i>Hepatozoon</i> bei <i>Corallus caninus</i>	144
Abbildung A 14: Mikrofilarien bei <i>Furcifer pardalis</i>	145
Abbildung A 15: <i>Sauropasma</i> bei <i>Furcifer pardalis</i>	145
Abbildung A 16: <i>Trypanosoma</i> bei <i>Gekko gecko</i>	146
Abbildung A 17: <i>Hepatozoon</i> bei <i>Gekko gecko</i>	146
Abbildung A 18: intraerythrozytäre Viruspartikel bei <i>Iguana iguana</i>	147
Abbildung A 19: Mikrofilarie bei <i>Kinyongia fischeri</i>	147
Abbildung A 20: <i>Plasmodium</i> bei <i>Kinyongia fischeri</i>	148
Abbildung A 21: <i>Schellackia</i> bei <i>Kinyongia fischeri</i>	148
Abbildung A 22: Trypanosomen bei <i>Kinyongia fischeri</i>	149
Abbildung A 23: <i>Hämogregarina</i> bei <i>Pelusios castaneus</i>	150
Abbildung A 24: Mikrofilarie bei <i>Physignathus cocincinus</i>	150
Abbildung A 26: <i>Hepatozoon</i> bei <i>Python regius</i>	151
Abbildung A 26: <i>Sauropasma</i> bei <i>Xenagama batillifera</i>	151

Alle Abbildungen sind von der Autorin selbst angefertigt worden.

Anhang IV: Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Körpermerkmale zur Beurteilung des Ernährungszustandes.....	57
Tabelle 2: Information zu den einbezogenen Tieren.....	58
Tabelle 3: Ergebnisse der Zusammenhangsanalyse.....	63
Tabelle 4: Vergleich Zuchtform – Nachweis von Blutparasiten.....	64
Tabelle 5: Vergleich Zuchtform – Nachweis von differenzierten Blutparasiten.....	64
Tabelle 6: Vergleich Lebensweise – Nachweis von Blutparasiten.....	65
Tabelle 7: Vergleich klinische Auffälligkeiten - Nachweis von Blutparasiten.....	66
Tabelle 8: Vergleich Alter - kein Befall/Befall mit Blutparasiten.....	66
Tabelle 9: Vergleich Ektoparasitenfunde - kein Befall/Befall mit Blutparasiten.....	67
Tabelle A I: Informationen zum untersuchten Tiermaterial mit Ergebnissen der Allgemeinuntersuchung und Mikroskopie.....	110

Anhang V: Danksagung

Ich möchte mich besonders bei Herrn Professor Dr. **Korbel** für die Überlassung dieses interessanten Themas und vor allem für die gute Zusammenarbeit bedanken.

Zudem möchte ich mich ganz herzlichst bei Frau PD Dr. Monika **Rinder** für die ausführliche und gewissenhafte Betreuung, die Hilfe bei der Anfertigung der Tierversuchsanzeige und für die monatlichen Progress Reports bedanken.

Auch an Herrn Dr. Frank **Mutschmann** richte ich die herzlichsten Dankesbekundungen für seine fachliche Betreuung, seine Gastfreundschaft und die Bekanntmachung mit Thüringer Grillspezialitäten.

Außerdem geht ein großes, bayerisches „Merci“ an Dr. Helge **Behncke**, samt der Firma Hoch und an Thorsten **Holtmann** und Volker **Ennenbach**, samt allen Mitarbeitern des Tropenparadieses, ohne deren sehr guter Zusammenarbeit, diese Studie nicht möglich gewesen wäre.

Dem **Stablab** gebührt ein großes Dankeschön für die statistische Betreuung. Vor allem bei Thomas **Schlesinger**, der mich mit seiner Fachkundigkeit unterstützt hat, möchte ich mich gerne bedanken.

Bei meinen Doktorarbeitskollegen Herrn Mark **Eichelmann** und Frau Eva **Strütt** möchte ich mich herzlich für die lustige, interessante, unkomplizierte und arbeitsreiche Zeit beim Probensammeln und die durch euch kurzweiligen langen Autofahrten bedanken.

Meiner Familie, ganz besonders meiner Mama Gaby **Halla** und meiner Schwester Susi **Halla**, Freunden und Kollegen danke ich herzlichst für ihre Geduld und die seelische Unterstützung.

Und zuletzt geht mein stiller Dank an all meine Probanden.