

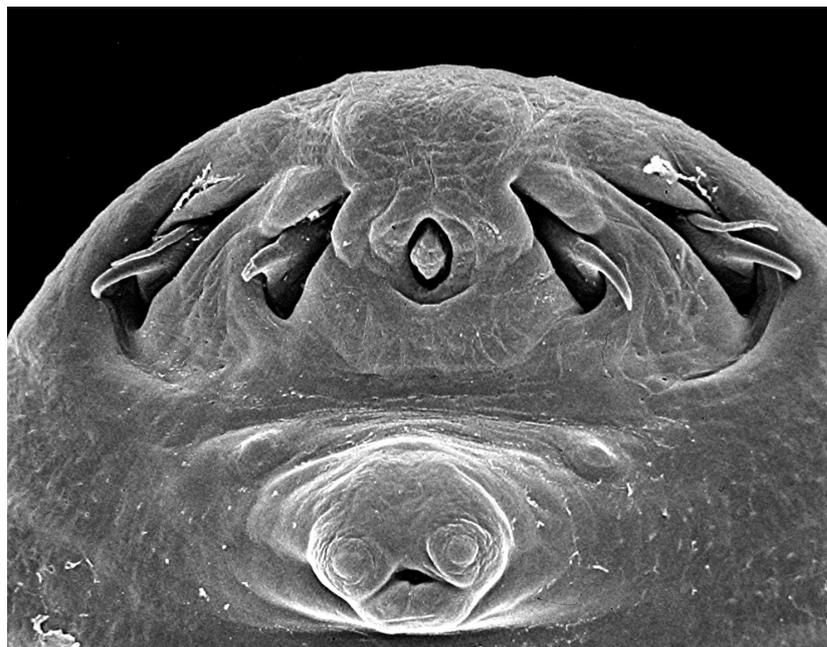
Wien, 11. Mai 2007  
Tiergarten Schönbrunn, Elefantenhaus



www.oegtp.at    www.zoovienna.at

## HELMINTHOLOGISCHE / PARASITOLOGISCHE FACHGESPRÄCHE 2007

### Parasiten und Parasitosen von Amphibien und Reptilien



### Programm und Kurzfassungen<sup>1</sup>

Herausgeber:           Österreichische Gesellschaft für Tropenmedizin und Parasitologie  
                                  Kinderspitalgasse 15, 1095 Wien; Wien 2007  
Redaktion:             Christoph Hörweg, Heinrich Prosl, Helmut Sattmann  
Druck:                    Veterinärmedizinische Universität Wien

---

<sup>1</sup> Die Kurzfassungen sind dem Programm nach angeordnet

	<p><b>Helminthologische / Parasitologische Fachgespräche 2007</b></p> <p>gemeinsame Veranstaltung der Österreichischen Gesellschaft für Tropenmedizin und Parasitologie und der Schönbrunner Tiergarten GmbH</p>	 <p><b>TIERGARTEN SCHÖNBRUNN</b></p>
---	--	---

Wann: **11. Mai 2007**

Wo: **Tiergarten Schönbrunn, Elefantenhaus**

Thema: **Parasiten und Parasitosen von Amphibien und Reptilien**

Beginn: **9.00 c.t.**

Begrüßung

**9.30 – 11.00: Parasitenfauna von Amphibien und Reptilien**

*Vorsitz: H. Sattmann und H. Prosl*

E. Singer, H. Sattmann: Zur Kenntnis der Parasiten Österreichischer Amphibien

D. Schneider, H. Sattmann: Die Parasitenfauna von Anuren in Ägypten

W. Böckeler: Die Bedeutung von Pentastomiden als Parasiten von Reptilien  
und als Zoonoserreger

H. Prosl, E. Wolff, H. Pucher: Blutsauger aus der Zeltstadt - oder: Leguanmilben leben sozialer als man denkt!

11.00 – 11.30 Kaffeepause

**11.30 – 13.00: Prophylaxe und Therapie von Parasitosen (Fallberichte)**

*Vorsitz: H. Pucher und W. Zenker*

W. Beck: Schlangemilbenbefall (*Ophionyssus natricis*) beim Grünen Leguan –  
Diagnostik & Therapie

E. Grabensteiner und H. Prosl: Hartnäckiger Milbenbefall bei Dornschwanzagamen

K. Forster: Problematik der Parasitenbekämpfung in der Reptilienpraxis - eine retrospektive Analyse

G. Adlassnig: Zur forensischen Bedeutung des Bandwurmbefalles bei Reptilien

13.00 – 14.00 Mittagspause

**14.00 – 15.00 Protozoen bei Reptilien – apathogen oder doch pathogen?**

*Vorsitz: F. Mutschmann und J. Walochnik*

F. Mutschmann: Protozoen - Diagnostik und ihre klinische Bedeutung

15.00 – 15.30 Kaffeepause

**15.30 – 17.00 Praktische Methoden zum Nachweis von Endo- und Ektoparasiten,  
Nativpräparate, Dauerpräparate => Mikroskopierkurs**

Rahmenprogramm: Führung durch das Aquarien- und Terrarienhaus und den Zoo

Die Veranstaltung ist mit 7 Stunden für die Weiterbildung FTA/Wild- und Zootiere anerkannt!

Wir danken dem Tiergarten Schönbrunn & der Firma Pfizer für die finanzielle Unterstützung

## Zur Kenntnis der Parasiten Österreichischer Amphibien

Elisabeth Singer<sup>1</sup> & Helmut Sattmann<sup>2</sup>

<sup>1</sup> Speisingerstraße 113a/13, 1130 Wien

E-Mail: maoli@chello.at

<sup>2</sup> Naturhistorisches Museum Wien, 3. Zoologische Abteilung, Burgring 7, 1010 Wien

E-Mail: helmut.sattmann@nhm-wien.ac.at

### Protozoen

Zur Protozoenfauna freilebender heimischer Amphibien gibt es nur ganz spärliche Angaben. Sattmann (1989) nennt die Ciliaten *Balantidium longatum* und *B. duodeni* aus Bergmolchen, *Trichodina* sp. aus Teichmolchen und einem Kammolch sowie *Opalina ranarum* und nicht weiter bestimmte Flagellaten aus Grasfröschen.

### Helminthen (Monogenea, Digenea, Cestoda, Nematoda, Acanthocephala)

Erste helminthologische Untersuchungen an Amphibien führte in Österreich zu Beginn des 19. Jahrhunderts Johann Gottfried Bremser durch, der etwa 50.000 Wirbeltieren sezierte, darunter immerhin mehr als 7000 Amphibien, aus denen er mehr als ein Dutzend Arten von "Eingeweidewürmern" isolierte und unterschied (Schreibers et al. 1811, Westrumb 1821). Diese Helminthen sind teilweise heute noch in den wissenschaftlichen Sammlungen Europäischer Museen dokumentiert. Allerdings ist die geographische Herkunft der Wirtstiere bei Bremser nicht wirklich belegt. Vor allem Arten, die auf Märkten gehandelt wurden, wie Braunfrösche und Grünfrösche, können auch von weiter her (z.B. vom Balaton) eingeführt worden sein. Bei Arten mit geringer wirtschaftlicher Bedeutung, wie etwa Erdkröten, Molchen oder Laubfröschen darf vermutet werden, dass sie von der Umgebung von Wien stammen.

Von Bremser (Westrumb 1821) nachgewiesene Helminthen, aktuelle Nomenklatur:

Monogenea: *Polystoma integerrimum*

Digenea: *Diplodiscus subclavatus*, *Haematoloechus variegatus*, *Pleurogenes claviger*, *Brachycoelium salamandrae*, *Haplometra cylindracea*, *Gorgoderina cygnoides*, *Strigea sphaerula*, *Codonocephalus urnigerus*

Cestoda: *Nematotaenia dispar*

Acanthocephala: *Acanthocephalus ranae*

Nematoda: *Rhabdias bufonis*, *Oswaldocruzia filiformis*, *Aplectana acuminata*, *Hedruris androphora*

Der digene Trematode *Gorgoderina alobata* (Lees & Mitchell 1966) wurde aus der Gelbbauchunke „aus Österreich“ beschrieben.

Umfassendere helminthologische Untersuchungen an heimischen Amphibien wurden nach Bremser erst wieder in den 1980er Jahren begonnen. Ziel dieser Untersuchungen war es, gesicherte Informationen über das Artenspektrum und die ökologischen Ansprüche der einzelnen Arten zu bekommen. Parasitologische Sektionen, Determination, Dokumentation und Auswertung sind die wesentlichen Arbeitsschritte. Hauptgewicht dieser jüngeren Untersuchungen waren einerseits Bergmolche (*Triturus alpestris*) aus Ostösterreich (Sattmann 1986, 1989) und Wasserfrösche (*Rana esculenta*, *Rana lessonae*) aus dem Neusiedler See-Gebiet (Singer 2003).

### **Von Sattmann (1989) nachgewiesene Helminthen**

#### **Bergmolch**

Digenea: *Diplodiscus subclavatus*, *Gorgoderina vitelliloba*, *Brachycoelium salamandrae*, *Opisthioglyphe ranae*, *Dolichosaccus rastellus*,

Nematoda: *Cosmocerca longicauda*, *Oxysomatium brevicaudatum*, *Megalobatrachonema terdentatum*, *Hedruris androphora*, *Oswaldocruzia filiformis*, *Thominx filiformis*

Acanthocephala: *Acanthocephalus falcatus*

#### **Teichmolch**

Digenea: *Leptophallus nigrovenosus*, *Brachycoelium salamandrae*

Nematoda: *Oxysomatium brevicaudatum*, *Megalobatrachonema terdentatum*, *Hedruris androphora*, *Oswaldocruzia filiformis*, *Thominx filiformis*

#### **Kammolch**

Nematoda: *Hedruris androphora*

#### **Grasfrosch**

Monogenea: *Polystoma integerrimum*

Digenea: *Gorgoderina alobata*, *Haplometra cylindracea*, *Eurysoma squamula*

Nematoda: *Cosmocerca ornata*, *Oxysomatium brevicaudatum*, *Oswaldocruzia filiformis*

#### **Erdkröte**

Nematoda: *Cosmocerca ornata*, *Oswaldocruzia filiformis*

#### **Gelbbauchunke**

Digenea: *Dolichosaccus rastellus*, *Gorgoderina vitelliloba*, *Eurysoma squamula*

### **Von Singer (2003) nachgewiesene Helminthen**

#### **Wasserfrosch**

Digenea: *Diplodiscus subclavatus*, *Opisthodiscus diplodiscoides*, *Pleurogenoides medians*, *Prosotocus confusus*, *Prosotocus* sp., *Pleurogenes loossi*, *Pleurogenes claviger*, *Opisthioglyphe ranae*, *Haematoloechus variegatus*, *Haematoloechus similis*, *Gorgoderina cygnoides*, *Gorgoderina microovata*, *Codonocephalus urnigerus*

Nematoda: *Oswaldocruzia filiformis*, *Rhabdias bufonis*

Acanthocephala: *Acanthocephalus ranae*

#### **Kleiner Teichfrosch**

Digenea: *Diplodiscus subclavatus*, *Opisthodiscus diplodiscoides*, *Pleurogenoides medians*, *Prosotocus confusus*, *Prosotocus* sp., *Pleurogenes claviger*, *Opisthioglyphe ranae*, *Haematoloechus variegatus*, *Haematoloechus similis*, *Paralepoderma cloacicola*, *Halipegus* sp., *Brachycoelium salamandrae*, *Codonocephalus urnigerus*

Nematoda: *Strongyloides spiralis*, *Rhabdias bufonis*

Acanthocephala: *Acanthocephalus ranae*

#### **Hirudinea**

Der Medizinische Blutegel ist in Österreich nachgewiesen. Er ernährt sich vorwiegend von Fröschen. Auch andere Hirudineen wie der Fischegel *Piscicola geometra* ist in Österreich nachgewiesen und daher bei Amphibien zu erwarten.

### **Arthropoda**

Bei einer Erdkröte aus der Südsteiermark wurde ein Befall mit *Lucilia bufonivora*, der Krötenfliege berichtet (Sattmann 1981). Eine Eiablage wurde (1984) bei einer Erdkröte in Laxenburg beobachtet. Interessant war, dass die Fliege die Kröte immer von hinten versuchte anzufliegen, die Kröte dagegen versuchte, sich zu drehen und die Fliege „im Auge zu behalten“. Schließlich gelang es der Fliege am Kopf der Kröte zu landen und rund ein Dutzend Eier nahe der Nasenöffnung abzulegen (Sattmann unpubl.).

### **Amphibien als Überträger von humanpathogenen Erregern**

Erwähnt sei in diesem Zusammenhang, dass Amphibien als Überträger von verschiedenen pathogenen Bakterien in Frage kommen, vor allem Salmonellen (Hassl 1999). Einige weitere humanpathogene Bakterien, die auch in Amphibien vorkommen können, listet Hassl (2004) auf. Unter den Würmern ist vor allem der Erreger der Dioctophymose aufsehenerregend. *Dioctophyme renale* wird über einen Meter lang und parasitiert in der Niere von Katzen-, Hunde- und Schweineartigen in Amerika, Asien und Europa. Frösche können als Transportwirte fungieren. Infektion durch Verschlucken, Verzehr der Zwischenwirte oder rohen Transportwirte. Beim Menschen weltweit weniger als 20 Fälle bekannt. In Österreich theoretisch möglich.

Der digene Saugwurm *Euryparyphium melis* ist ein Parasit von Dachsen und Marderartigen. Zweite Zwischenwirte sind Amphibien. Einige wenige Fälle von menschlichen Infektionen sind bekannt.

Darüber hinaus gibt es noch einige wenige durch Amphibien übertragene Würmer (*Gnathostoma*, *Spirometra*) in tropischen Ländern, wo Amphibien auch roh verspeist werden. Insgesamt sind jedoch Amphibien als Überträger humanpathogener Erreger von untergeordneter Bedeutung.

### **Literatur**

- Hassl A, Pflieger S & Benyr G 1999: Salmonelleninfestationen in Amphibien und Reptilien.- Mitt. Österr. Ges. Tropenmed. Parasitologie 23 (2001): 1-16.
- Hassl 2004: Hygieneproblem bei der Heimtierhaltung von Exoten. – Wiener Klinische Wochenschrift 116, Suppl 4: 53-57.
- Lees E & Mitchell J B (1966): *Gorgoderina alobata* sp. nov. (Trematoda: Gorgoderidae) from the toad *Bombina variegata*.- Parasitology 56: 123-126.
- Sattmann H. (1981): Über die Helminthenfauna einiger Frösche aus einem Fischteich in der Südsteiermark.- Mitt. Abt. Zool.Landesmus. Joanneum 10 (2) 135-137.
- Sattmann H. 1986: Über die Helminthenfauna von *Triturus alpestris* LAURENTI 1768 und *Rana temporaria* L. aus Almtümpeln in Oberösterreich.- Ann. Naturhist. Mus. Wien 87B: 193-196.
- Sattmann H 1989: Über die Endo-Helminthen-Fauna von *Triturus alpestris* und einigen sympatrischen Amphibienarten.- Dissertation Universität Wien.
- Singer E 2003: Endohelminthenfauna von *Rana esculenta* LINNAEUS, 1758 und *Rana lessonae* CAMERANO, 1882 aus dem Neusiedlerseegebiet.- Diplomarbeit Universität Wien.
- Schreibers C, Bremser J & Natterer J. 1811: Nachricht von einer beträchtlichen Sammlung thierischer Eingeweidewürmer, und Einladung zu einer literarischen Verbindung, um dieselbe zu vervollkommen, und sie für die Wissenschaft und die Liebhaber allgemein nützlich zu machen. K.K. Naturalienkabinettsdirektion in Wien, 32pp
- Westrumb A H L 1821: Helminthibus acanthocephalis - Recensus animalium. Hanover.

## Die Parasitenfauna von Anuren in Ägypten

Denise Schneider<sup>1</sup> & Helmut Sattmann<sup>2</sup>

<sup>1</sup> Department für Evolutionsbiologie, EF Molekulare Phylogenetik, Universität Wien, Althanstr. 14, 1090 Wien  
E-Mail: a8808210@unet.univie.ac.at

<sup>2</sup> Naturhistorisches Museum Wien, 3. Zoologische Abteilung, Burgring 7, 1010 Wien  
E-Mail: helmut.sattmann@nhm-wien.ac.at

Im Vortrag werden sowohl die Unterschiede als auch die Parallelen in der Zusammensetzung der Parasitenfauna von *Bufo regularis* REUSS, 1833 und *Bufo viridis* LAURENTI, 1768 dargestellt. Als Vergleichsmaterial werden die Helminthen von *Ptychadena mascareniensis* DUMERIL & BRIBON, 1841 und *Rana bedriagae* CAMERANO, 1882 untersucht. Die Bestimmung der Wirtstiere erfolgte nach BAHÄ EL DIN, 2006.

Dieser Vergleich ist deshalb interessant, weil diese beiden Vertreter der Bufonidae evolutiv sehr früh getrennt wurden. Als sich Gondwana Ende des Jura bis in die Kreide in einzelne Inselkontinente aufspaltete, wurden die Vorfahren dieser Krötenarten bereits getrennt (SAVAGE, 1973).

Im Rahmen dieser Arbeit werden auch ökologische Aspekte, die die Zusammensetzung von Parasitengemeinschaften beeinflussen können, beleuchtet.

Die Kröten und Frösche wurden zwischen Juni und September 1982, im Niltal und in einigen Oasen der Libyschen Wüste in Ägypten gesammelt.

Im Rahmen dieser Untersuchung wurde die Helminthenfauna von insgesamt  
73 *Bufo regularis*  
21 *Bufo viridis*  
14 *Rana bedriagae* und  
9 *Ptychadena mascareniensis* Individuen erfasst.

Es konnten 3045 Nematoda, 380 Cestoda, 21 Trematoda und 2 Acanthocephala nachgewiesen werden.

Erwartungsgemäß gab es einen starken Befall mit Nematoden.

*Cosmocerca ornata* stellt dabei eine Kernart bei *Bufo regularis* und eine Sekundärart bei *Bufo viridis* dar (ZANDER, 1998; HOLMES & PRICE, 1986).

*Rhabdias bufonis* konnte nur bei *Bufo regularis* und in einem Individuum von *Ptychadena mascareniensis* gefunden werden.

*Strongyloides prokopic* konnte mit einer Prävalenz von 16,4% ausschließlich in *Bufo regularis* nachgewiesen werden.

Im Magen von *Bufo regularis* fanden wir Nematoden, die wir vorläufig *Thubunaea pudica* zuordnen, einer Art, die von *Scincus scincus* in Ägypten bereits nachgewiesen wurde (MORAVEC et al., 1987), jedoch von Amphibien-Wirten nicht beschrieben ist.

*Bufo regularis* und *Bufo viridis* weisen eine sehr hohe Prävalenz der Zestoden auf.

Die beiden Froscharten waren von Zestoden gar nicht befallen.

Unter den Zestoden der beiden *Bufo*- Arten fanden wir drei Arten der Familie Nematotaeniidae.

Der am häufigsten gefundene Zestode *Nematotaenia dispar* wurde in beiden Krötenarten nachgewiesen und stellt bei *Bufo viridis* eine Sekundärart und bei *Bufo regularis* eine Satellitenart dar.

*Cylindrotaenia jaegerskioeldi* kann von nur zwei Fundorten nachgewiesen werden.

In zwei Exemplaren von *Bufo viridis* aus der Oase Baharia konnten wir *Nematotaenia chantalae* finden. Dieser Zestode wurde bisher nur an der Küste Nordafrikas nachgewiesen (JONES, 1987).

Im Gegensatz zu unseren heimischen Anuren waren die gesammelten Individuen aller vier Arten nur sehr schwach mit Trematoden parasitiert.

Die beiden gefundenen Acanthocephala stammen aus einem *Rana bedriagae* aus Kairo.

1 von 9 untersuchten *Ptychadena mascareniensis*,  
9 von 14 untersuchten *Rana bedriagae*,  
5 von 21 untersuchten *Bufo viridis* und  
2 von 73 untersuchten *Bufo regularis* waren frei von Helminthen.

Die Komponentengemeinschaften der einzelnen Wirtsarten unterscheiden sich deutlich und werden bezüglich ihrer Biologie, Ökologie, Biogeographie und Phylogenetik diskutiert.

Die einzige Art die in allen vier Wirtstierarten gefunden werden konnte ist *Cosmocerca ornata*, ein sehr basaler Nematode mit großer Verbreitung und geringer Wirtsspezifität.

### **Literatur**

- Baha el Din, S. (2006): A guide to the Reptiles and Amphibians of Egypt. American University in Cairo Press
- Holmes JC, Price PW (1986): Communities of parasites. In: Anderson DJ, Kikkawa J (eds). Community biology: patterns and processes. Blackwell, Oxford, pp187-213
- Jones, M.K. (1987): A taxonomic revision of the Nematotaeniidae Lühe, 1910 (Cestoda: Cyclophyllidea), Systematic Parasitology 10: 165-245
- Moravec, F., Barus, V., Rysavy, B. (1987): Some parasitic nematodes, excluding Heterakidae and Pharyngodonidae, from amphibians and reptiles in Egypt. Folia Parasitologica 34: 255-267
- Savage, J. M. (1973). The geographic distribution of frogs: patterns and predictions. pp. 352- 445. In J. L. Vial, ed. Evolutionary biology of the anurans. University of Missouri Press. Columbia
- Zander, C.D. (1998): Parasit Wirt- Beziehungen. Einführung in die ökologische Parasitologie, Springer

## Die Bedeutung von Pentastomiden als Parasiten von Reptilien und als Zoonose-Erreger

**Wolfgang Böckeler**

Zoologisches Institut, Universität Kiel, Olshausenstr. 40, 24098 Kiel, Deutschland  
E-Mail: wboeckeler@zoologie.uni-kiel.de

Pentastomiden sind wurmförmige Arthropoden, geschlechtsdimorph, zeigen eine pseudometamere Ringelung (Böckeler 1984) und können bis zu 160 mm lang werden. Charakteristisch sind 4 in Taschen zurückziehbare Haken beiderseits der subterminal gelegenen ovalen Mundöffnung. Diese 4 Taschen (= stomata) und die zwischen ihnen gelegene Mundöffnung gaben dem Phylum den Namen Pentastomida (= „Fünfmundtiere“, „Fünflochtiere“). Sie leben als Adulti ausnahmslos im respiratorischen System von Amnioten. Sie ernähren sich vom Blut bzw. nasopharyngealen Schleim. Die Stadien in den Zwischenwirten (Evertebrata und allen Klassen der Vertebrata) verbringen sie enzystiert in der Haemolymphe bzw. an den inneren Organen. Ihre Haupt-Verbreitung liegt in den Tropen und Subtropen, wo sie überwiegend in Reptilien vorkommen (ca. 94% der Wirte). Pentastomida von Mammaliern und bisher 13 bekannten Seevogelarten (Böckeler & Vauk-Hentzelt, 1980) sind bis in die gemäßigten und kalten Zonen vorgedrungen.

Mit ihren 2 Hakenpaaren heften sie sich im Gewebe (z.B. Lunge, Eingeweide, Nasen-Rachenraum) fest und beginnen Blut oder Schleim zu saugen. Dazu erzeugen sie im Mundraum einen Unterdruck (Thomas & Böckeler, 1992) und scheiden gleichzeitig unterschiedlich wirksame Sekrete aus verschiedenen Drüsentypen (Stender-Seidel & Böckeler, 2004) aus, denn ihnen fehlen die bei den übrigen haematophagen Arthropoden entsprechenden Mundwerkzeuge. Histopathologische bzw. pyrogene Veränderungen werden jedoch selten an den befallenen Geweben beobachtet.

Humanmedizinisch betrachtet ist die von ihnen hervorgerufene *Pentastomiasis* (auch Pentastomose) eine weltweit vorkommende Zoonose. Der Befall ist beim Menschen eng verbunden mit dem Verzehr von rohem (wenig gegarten) Eingeweide von Ruminantia (v.a. Ziegen, Schafen, Kamelen, Rentieren) sowie durch Berührungs-Kontakt zu Canidae, meist streunenden Hunden (*nasopharyngeale P.*) oder nach Kontakt mit Schlangen (*viszerale P.*), z.B. in einem Schlangen verarbeitendem Betrieb. Die Prognose ist i.d.R. günstig.

Drei Gattungen (jeweils mehrere Arten) spielen dabei eine Rolle:

Die humanmedizinisch bedeutsame Gattung *Linguatula*, deren Vertreter „zungenförmig“ geformt und abgeplattet ist sowie leicht rötlich erscheinen kann, ist mit Ausnahme von Australien weltweit verbreitet. Canidae sind die Naturherd-Reservoir, bei denen der adulte Parasit –wie beim Menschen– in Nasenhöhle und paranasalem Sinus parasitiert. Weibchen mit infektiösen Eiern werden ausgeniest. Der Kontakt mit ihnen führt bei Ruminantia i.d.R. zu einer „*viszeralen Pentastomiasis*“ mit enzystierten Larven an verschiedenen Organen. Durch den Verzehr der befallenen Organe erkrankt der Mensch an der „*nasopharyngealen Pentastomiasis*“, die in der Türkei, im Iran, in Marokko, in Griechenland und Indien gelegentlich beobachtet wird. Häufiger kommt sie jedoch im Libanon und in zentralen afrikanischen Staaten vor (Schwabe, 1958). Sie wird dort als „*Halzoun-Syndrom*“ bezeichnet, da es häufig nach religiösen Festen („Halzoun“) auftritt, an denen rohes oder unzureichend gegartes Fleisch, insbesondere Leber, Lunge, Trachea und Magen von den natürlichen Zwischenwirten (s.o.), verzehrt wird. Der Mensch kann sich aber auch direkt an einem Hund infizieren oder über verunreinigtes Trinkwasser die Pentastomideneier

aufnehmen und ist somit ein Zufalls- und auch Fehlwirt für beide Generationen (Larven und Adulti), was sich bei ihm auch in der höheren Anzahl von Symptomen manifestiert als bei Tieren. Im Sudan wird eine ähnliche Erkrankung unter dem Namen „Marrara“ beschrieben.

Die beiden anderen Gattungen *Armillifer* und *Porocephalus* kommen außerhalb der Paläarktis in allen anderen wärmeren Regionen der Erde vor. Hier sind Schlangen die Endwirte und Infektionsquellen, in deren Respirationssystem sie parasitieren.

*Armillifer*-Arten werden bevorzugt in Brillenschlangen (*Naja spp.*) und *Porocephalus*-Spezies eher in Klapperschlangen (*Crotalus spp.*) und in Agkistrodon (*Agkistrodon piscivorus*).

Koprologisch oder mitunter auch bei einem oralen Abstrich fallen, je nach Art der befallenen Reptilien, ab 140µm große, meist rund-ovale Eier ins Auge, die Milbeneiern ähneln. In ihnen befinden sich schon penetrationsbereite Embryonalstadien oder Larven für den Zwischenwirt. Zwischenwirte können allerlei Beutetiere von den o.a. Schlangen sein (Nager, Affen, etc.).

Im asiatischen Raum erwerben viele Menschen die „**viszerale Pentastomiasis**“ durch den Verzehr von und durch den Umgang mit befallenen Schlangen (v.a. Mitarbeiter in Schlangenfarmen; Präparatoren; Veterinäre und Schlangenhalter).

Die dann beim Menschen an oder in den inneren Organen (v.a. Lunge, Leber, Oesophagus, Darm) oft sehr vielen anzutreffenden enzystierten *Armillifer*- oder *Porocephalus*-Larven sind leicht gekrümmt und durchlaufen mehrere Entwicklungsstadien, bei denen sie bis zur L V heranwachsen.

Pentastomida können pathogen wirken, wenn sie in Massen auftreten. Dies ist nicht nur bei den Tierwirten als End- sowie Zwischenwirten der Fall, sondern auch beim Menschen zu beobachten.

Die Pentastomiden geben noch viele Rätsel auf: nicht nur ihre Entwicklungsgeschichte und systematische Stellung sind noch umstritten, sondern es fehlen noch weitgehend Informationen zur Epidemiologie (z.B. Übertragungsmodi; wenige Zwischenwirte sind erst bekannt) und weitere Fakten zur humanmedizinischen Beurteilung: Es gibt Fälle, bei denen Patienten z.B. an geringem Befall mit *Armillifer*-Larven gestorben sind, andere Patienten mit post mortem zufällig entdeckten mehreren hundert Larven jedoch klinisch völlig inapparent waren. Möglicherweise liegt es daran, dass die unterschiedlichen Pentastomiden-Arten, z.B. *Armillifer grandis*, *A. armillatus*, *A. moniliformis*, *A. agkistrodontis* unterschiedliche pathogene Effekte auslösen. In der Literatur wird zu den Fallbeispielen selten angegeben, ob eine Artdiagnose vorgenommen wurde. Es wurde *A. armillatus* als Verursacher einfach angenommen. Mit den Gattungen *Linguatula* (*L. serrata*; *L. arctica*; *L. rhinaria*; *L. denticulatum*) und *Porocephalus* (*P. clavatus*; *P. crotalui*; *P. dominicana*) verhält es sich genauso.

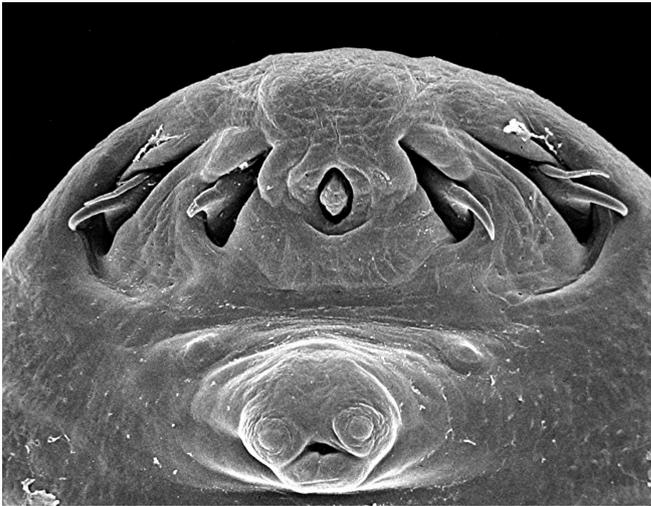
Schließlich sei noch erwähnt, dass Pentastomiden auch bei anderen Reptilien als Schlangen vorkommen und auch ausgespuckt werden. Inwieweit sie hierbei eine humanmedizinische Rolle spielen, ist noch gänzlich ungeklärt.

Veterinärmedizinische Probleme können bei einer Haltung von Reptilien aus dem Freiland auf engem Raum entstehen, wie z.B. auf Reptilienfarmen oder auch Tierparks. Es gibt Pentastomiden-Arten (z.B. die Gattung *Raillietiella*), die direkt übertragbar oder zu einer Autoinfektion befähigt sind (Banaja & al., 1976), und hier die besten Übertragungsmöglichkeiten vorfinden. Diagnostisch lassen sich zwar anhand der Eier Pentastomiden relativ leicht erkennen, die Spezies allerdings nur schwer bestimmen. Daher sollte man bei

einem entsprechenden koprologischen Nachweis jedes befallene Tier sofort isolieren. Die abgegebenen Fäzes aus dem gemeinschaftlichen Gehege oder dem Terrarium sind umgehend zu entfernen. Dem Trinkwasser ist dabei besondere Aufmerksamkeit zu widmen, da die Pentastomideneier im Wasser über längere Zeit vital bleiben. Die Terrarien der einzeln gehaltenen Reptilien müssen täglich gereinigt und das Trinkwasser kontrolliert werden. Der Schnauzenbereich des infizierten Tieres sollte auf gallertartige, oft leicht schäumende Ausscheidungen hin abgesucht und mikroskopisch auf Eier hin abgesucht werden. Gravid Pantastomiden-Weibchen wandern aus dem respiratorischen System in die Mundhöhle des Reptils und werden „ausgespuckt“. Die in großer Vielzahl frei werdenden Eier infizieren so massiv den Folgewirt. Die Abwanderung der Weibchen birgt die Chance einer Spontanheilung.

### Literatur

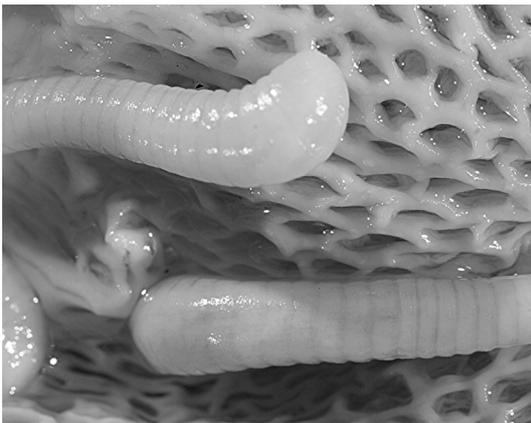
- Banaja, AA., James, J.L. & Riley, J. 1976: "Some observations on egg production and autoreinfection of *Reighardia sterna* (Diesing, 1864), a pentastomid parasite of the herring gull." *Parasitology*, **72**, 81-91
- Böckeler, W. 1984: „Embryogenese und ZNS-Differenzierung bei *Reighardia sterna*. Licht- und elektronenmikroskopische Untersuchungen zur Tagmosis und systematischen Stellung der Pentastomiden.“ *Zool.Jb.Anat.* **111**, 297-342
- Böckeler, W. & E. Vauk-Hentzelt, 1980: "Die Mantelmöwe (*Larus marinus*) als neuer Wirt des Luftsackparasiten *Reighardia sterna* (Pentastomida)." *Zool. Anz.* **203**, 1-2, 95-98
- Schwabe, CW. 1958: "What is halzoun?" *J. Med Liban.* **11**, 42-44
- Stender-Seidel, S. & Böckeler, W. 2004: "Investigation of various stages of *Raillietiella* sp. (Pentastomida: Cephalobaenida): Survey of gland systems." *Denisia* **13**, 473-482
- Thomas, G & Böckeler, W 1992: Light and electronmicroscopical investigations of the midgut epithelium of different Cephalobaenida (Pentastomida) during digestion. *Paeasitol. Res.* **78**, 587-593



*Porocephalus crotali*, Männchen, Vorderende mit Mund, daneben je 2 Hakenpaare und Kopulationsorgan (unten), REM Aufnahme



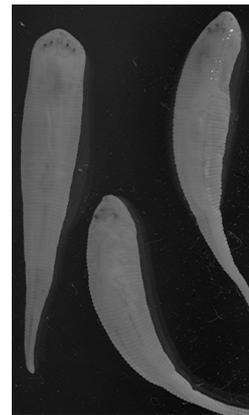
Typisches Pentastomiden-Ei mit infektiöser Larve ca. 250 um



*Porocephalus crotali*, in Schlangenlunge



*Armillifer sp*, Vorderende Bis 160 mm



*Linguatula sp.*, Habitus 80-120 mm

## **Blutsauger aus der Zeltstadt – oder Leguanmilben leben sozialer als man denkt**

**Heinrich Prosl<sup>1</sup>, Ekkehard Wolff<sup>2</sup>, Herwig Pucher<sup>2</sup>**

<sup>1</sup> Veterinärparasitologie Wien, Department für Pathobiologie, Veterinärmedizinische Universität Wien,  
Veterinärplatz 1, A-1210 Wien  
E-Mail: heinrich.prosl@vu-wien.ac.at

<sup>2</sup> Schönbrunner Tiergarten GmbH, Maxingstraße 13b, 1130 Wien  
E-Mail: h.pucher@zoovienna.at

Bei Leguanen unterschiedlichster Spezieszugehörigkeit wurde in menschlicher Obhut immer wieder die Schlangemilbe *Ophionyssus natricis* als Ektoparasit beschrieben.

Im ursprünglichen Verbreitungsgebiet des Grünen Leguans (*Iguana iguana*) und des Nashornleguans (*Cyclura cornuta*) sind aber Vertreter aus der Gruppe der Pterygosomatidae die eigentlichen an diese Echtenarten angepassten Vertreter. Zumeist wurde beim Grünen Leguan *Hirstiella trombidiformis* angeführt und nicht selten im Schrifttum als ein Vertreter aus der UO *Trombidiformis* mit unseren Trombiculiden verwechselt.

Im Jahre 1998 beschrieb BAKER *Hirstiella diolii* als Ektoparasit bei Nashornleguanen im Zoo von London (Regent's Park), wobei die ursprüngliche Herkunft der Milben in der Karibik vermutet wurde. EVANS and SHAW (2002) berichten über den ersten Fund von *H. diolii* im Taronga Zoo in Neu Süd Wales (Australien) bei *Brachylophus vitiensis* (Kamm-Iguana), *Brachylophus fasciatus* (Fidschi Leguan), *Iguana iguana* (Grüner Leguan) und *Cyclura cornuta* (Nashornleguan).

Da aber bereits im Jahre 1961 *Hirstiella stamii* (gefunden bei einem Grünen Leguan im Zoo von Amsterdam) beschrieben wurde und diese Milbenspezies nach Berichten der Universität Georgia bei Wildfängen in Florida nachgewiesen wurde, sollte die Validität der beiden beschriebenen Arten nochmals überprüft werden (SCDWS BRIEFS, January 2006, Vol. 21, Nr. 4).

Die Nashornleguangruppe im Zoo von Schönbrunn war während des Umbaus des Aquarien- und Terrarienhauses im Jahre 1998 provisorisch im Keller des historischen Elefantenhauses untergebracht. In dieser Zeit traten plötzlich weiße Stippen an den Körpern der Leguane auf. Nach dem Ablösen wurden diese Schuppen bei der mikroskopischen Untersuchung als Gelege von ektoparasitisch lebenden haematophagen Milben erkannt. Die weiblichen Milbenexemplare konnten sehr aktiv und rasch laufend in den Gehegen beobachtet werden. Nach einer intensiven Bekämpfung war bald keine Belästigung mehr vorhanden und weitere Studien waren nicht mehr möglich.

Die Milbe wurde damals als der Gattung *Hirstiella* zugehörig bestimmt, eine exakte Determinierung wurde damals nicht durchgeführt. Trotz intensiver Suche in den folgenden Jahren konnten niemals mehr Leguane mit Gelegen am Körper aufgefunden werden. Erst im Winter 2005/2006 brach PUCHER ein loses Rindenstück von einem Dekorationsast ab und fand darunter die Gelege der Leguanmilben in großer Anzahl vor. Wie bereits früher beobachtet bestehen die Gelege aus zahlreichen Eiern (geschätzt 30 – 60), wobei über den Gelegen eine zeltartige Abdeckung errichtet wird.

Sowohl zur gemeinsamen Eiablage als auch für die Errichtung des Schutzzeltes ist eine Aggregation und Koordination vieler weiblicher Milben erforderlich, da Sinnvollerweise diese kunstvollen Konstrukte in einer konzertierten Aktion errichtet werden müssen.

Wie sich die weiblichen Milben an einer ganz bestimmten Stelle des Geheges zusammenfinden, um gemeinsam ein Gelegezelt zu bauen, muss erst erforscht werden. Die ehemalige Eiablage am Körper der Tiere war offensichtlich aus Mangel an geeigneten Verstecken erfolgt. Die Käfige waren ohne besondere Einrichtung, den Tieren standen nur glatt gehobelte Bretter als Liegeflächen zur Verfügung.

## **Schlangenmilbenbefall (*Ophionyssus natricis*) beim Grünen Leguan – Diagnostik und Therapie**

**Wieland Beck**

Leopoldstr. 27, 80802 München, Deutschland  
E-Mail: Wieland.Beck@pfizer.com

### **Einleitung**

Milben werden bei Reptilien in Terrarienhaltung häufiger beobachtet und sind als direkte Schädlinge sowie Überträger von Krankheiten gefürchtet. Die Zahl der bei Reptilien parasitierenden Arten ist erheblich, so dass der Praktiker leicht den Überblick verlieren kann (PANTCHEV, 2005). Die Schlangenmilbe (*Ophionyssus natricis*), die auch als Rote Blutmilbe bezeichnet wird, ruft die häufigste Ektoparasitose der Schlangen hervor, die weltweit verbreitet ist. Seltener ist diese Milbenspezies auch bei Echsen (z.B. bei Leguanen oder Bartagamen) anzutreffen, wenn ihre Vorzugswirte nicht zur Verfügung stehen bzw. wenn verschiedene Reptilien gemeinsam gehalten werden. Auf Schildkröten kommen Schlangenmilben in der Regel nicht vor.

Milbenplagen treten erfahrungsgemäß besonders bei hohen Tierzahlen in kleinen Terrarien und unter suboptimalen Haltungsbedingungen (zu hohe/niedrige Luftfeuchte, zu niedrige Temperatur) auf. Insofern kann *O. natricis* durchaus als Indikator für den Status einer artgerechten Haltung angesehen werden. Diese Ektoparasiten befallen verschiedene Körperregionen, insbesondere geschützte Stellen und Hautfalten wie die Zwischenräume und Unterseiten der Schuppen, die Achseln, den Schwanzansatz und die Umgebung der Augen. Die Milben schädigen ihre Wirte durch Blutentzug, was bei einem Massenbefall im Terrarium durchaus lebensbedrohend sein kann. Das von den Parasiten beim Blutsaugen abgegebene Speicheldrüsensekret führt zu erheblichen Gewebeschädigungen, Hyperkeratose und manchmal zu sekundären bakteriellen Infektionen, gelegentlich auch mit Abszessbildung (REICHENBACH-KLINKE, 1977).

Schlangenmilben können ohne weiteres die Körperoberfläche des Reptils verlassen und ihren Aktionsradius inner- und außerhalb des Terrariums ausdehnen. Daher kommen sie auch als potentielle Zoonoseerreger für den Menschen in Betracht, vor allem wenn dieser Hautkontakt zu seinem Tier hat oder das Behältnis säubert. Die Ektoparasiten verursachen juckende, meist papulöse Hautreaktionen, bei Kindern auch vesikuläre Exantheme sowie Exkorationen. Betroffen sind in erster Linie die Extremitäten und der Rumpf (BECK, 1996).

### **Falldarstellung**

Ein junger weiblicher Grüner Leguan wurde in der tierärztlichen Sprechstunde vorgestellt. Vorberichtlich beklagte der Besitzer mangelnde Appetenz, Gewichtsverlust und zunehmende Unruhe bei seinem Pflegling seit etwa einer Woche. Außerdem beobachtete der Besitzer Ansammlungen „kleiner Krabbeltierchen“ in allen möglichen Terrarienecken, im Trinkwassernapf und am Kopf des Leguans. Zur mikroskopischen Begutachtung wurden einzelne Exemplare aus dem Terrarium und dem Trinkgefäß mitgebracht. Nach den Angaben des Besitzers hatte der das Tier erst vor drei Wochen von einem Reptilien-Züchter erworben, bei dem eine Vielzahl von Schlangen und Echsen auf relativ kleinem Raum gehalten werden. Bei der adspektorischen Untersuchung machte das Tier einen geschwächten Eindruck und erschien eher teilnahmslos. Zwischen den Schuppen im Kopfbereich und beidseits periokulär waren multiple Ansammlungen roter (blutgesaugter) Milben zu erkennen. An anderen Körperstellen waren Milben nur vereinzelt auszumachen. Die mikroskopische Untersuchung mittels Tesafilm-Streifen entnommener Milben ergab den Verdacht auf massiven Befall mit Schlangenmilben (*O. natricis*), der im Institut für Vgl. Tropenmedizin und Parasitologie der

LMU München anhand morphologischer Charakteristika (Sternalschild, Analplatte und Lokalisation des Anus sowie Beborstung und Chelizeren) bestätigt werden konnte.

Das Tier wurde sofort in Form einer Ganzkörpereinreibung mit Fipronil therapiert. Hierzu wurden 1 bis 2 Sprühstöße vom Frontline®-Spray in die behandschuhte Hand gegeben und der Grüne Leguan damit unter Auslassung der Körperöffnungen und Augen vorsichtig eingerieben. Da Fipronil keine ovizide Wirkung besitzt, wurde eine Wiederholungsbehandlung nach 7 Tagen angeraten.

Schlangenmilben haben einen relativ großen Aktionsradius und halten sich temporär abseits des Wirtes in verschiedenen Schlupfwinkeln auf, daher wurden die Beseitigung und Erneuerung des Substrats im Terrarium, eine gründliche Reinigung des Behälters und seiner „Einrichtungsgegenstände“ empfohlen. Bis zur Wiederholungsbehandlung musste der Bodengrund aus dem Terrarium entfernt bleiben und täglich Zeitungspapier eingelegt werden, da dieser für wiederum aus Eiern geschlüpfte Milbenlarven eine Rückzugsmöglichkeit gebildet hätte. Bei der erneuten Vorstellung eine Woche später zeigte das Tier eine deutlich bessere Allgemeinverfassung. Der Tierbesitzer berichtete, dass auch der Appetit wieder zurückgekehrt und die allgemeine Kondition gut sei. Auf dem Grünen Leguan waren zum Zeitpunkt der zweiten Behandlung keine Milben mehr zu beobachten. Die Therapie mit Fipronil hatte das Tier gut vertragen; Nebenwirkungen oder unerwünschte Begleiterscheinungen waren nicht zu beobachten.

### Diskussion

Die Lebensdauer von *Ophionyssus natricis* beträgt unter optimalen Verhältnissen (Umgebungstemperatur: 24-31°C, relative Luftfeuchtigkeit: 70-90 %) 10 bis 32 Tage, wobei beide Geschlechter mehrmals Blutnahrung aufnehmen. Bei ungünstigen Temperaturen < 5°C bzw > 45°C und einer Luftfeuchtigkeit < 20 % sterben die Milben. Die Parasiten sind sehr flexibel und können sich unter vorteilhaften Umweltbedingungen mit einer Geschwindigkeit von 1,5-1,8 m/Std. fortbewegen. Bei massenhaftem Befall kann in einem Raum mit mehreren Behältern praktisch jedes Terrarium innerhalb eines Tages von Eier legenden Weibchen erreicht werden. (Merke: Kein Terrarium, das eine Lüftung aufweist, ist milbendicht!). Die Schlangenmilben legen ihre Eier auch in die oberen Ecken des Terrariums, weil die Weibchen stets nach oben streben und an den Oberkanten und Ecken gestoppt werden. Nur selten werden die Eier direkt auf die Reptilienhaut abgelegt, manchmal bei großen Boiden auch in die Augenhöhlen (PANTCHEV, 2005).

Hochgradige Infestationen können nicht selten zu Todesfällen infolge Anämie führen. Befallene Reptilien fallen durch rauhe, zum Teil abstehende Schuppen auf, die übersät mit weißlichen Stippchen (Guaninexkrete der Milben) sind (FRANK, 1985). Bei Schlangen kann unter Umständen die Häutung behindert sein. Neben der pathogenen Wirkung, die die Milben selbst bewirken, können diese Parasiten auch bakterielle (*Aeromonas hydrophila*) und protozoäre (Haemogregarinae) Infektionen verbreiten, gelegentlich mit hämorrhagischen Septikämien in der Folge (FRANK, 1985).

Auch für den Ungeübten sind Schlangenmilben auf der Haut des Tieres meist gut zu erkennen (ggf. Lupe verwenden!), da sich die blutgesogenen Exemplare in kleinen roten Nestern (besonders periokulär und im Bereich des Trommelfells) zusammenfinden. Häufig sind Milben in großer Anzahl auch auf dem Terrariumsubstrat oder im Trinkwasserbecken zu finden, weil sich infestiertere Reptilien gern ins Wasser zurückziehen (PANTCHEV, 2005).

Grundsätzlich sollten alle Tiere einer Haltung (auch in verschiedenen in einem Raum stehenden Terrarien) gegen die Parasiten behandelt werden. Eine Entseuchung der Umgebung ist essentiell, da sich ein Großteil der Milben und ihre Entwicklungsstadien abseits des Wirtes aufhalten und in Schlupfwinkeln verstecken. Hierzu müssen Substrat und sonstige „Einrichtungsgegenstände“ entfernt und das Reptil bis zum Therapieende auf Zeitung- oder

Vliespapier (bitte täglich wechseln!) gehalten werden, um den Milben die Eilegeplätze zu entziehen.

Als Mittel der Wahl für die Therapie am Tier empfehlen KÖLLE (2000), BECK (2003) und PANTCHEV (2005) Fipronil (Frontline®-Spray, Merial), das bisher von allen behandelten Reptilien gut vertragen wurde. Am besten wird die Flüssigkeit (1 bis 2 Sprühstöße je nach Tiergröße) auf die mit einem Einmalhandschuh versehene Hand gegeben und der Patient hiernach behutsam damit eingerieben (nicht einsprühen!). Einzelnen Erfahrungsberichten zufolge sollen bei jungen Boas gelegentlich unerwünschte Nebenwirkungen auftreten (BECK, 2003); bei Chamäleons darf Fipronil nicht eingesetzt werden, da toxische Reaktionen beobachtet wurden (PANTCHEV, 2005).

Alternativ können Ganzkörpereinreibungen mit Ivermectin (1 ml einer 1%igen Lösung = 10 mg/l Wasser) durchgeführt werden; die Lösung ist für 30 Tage stabil (KAHN, 2005). Diese Anwendung eignet sich ebenfalls zur Dekontamination des Terrariums. Auch Frontline®-Spray kann bei der Entseuchung der Umgebung gute Dienste leisten. Heißes Wasser (> 60°C) tötet die Entwicklungsstadien der Milben ebenfalls ab. Empfehlenswert ist der Zusatz von Spülmittel, das die Oberflächenspannung reduziert, was zum Ertrinken der Milben führt. Ganzkörpereinreibungen sowie Dekontaminationsmaßnahmen in der Umgebung sollten alle 5 Tage bis 3 Wochen wiederholt werden. Die 5-Tages-Intervalle verhindern bei frisch geschlüpften Larven das Erlangen der Geschlechtsreife; der Zeitraum von 21 Tagen entspricht der Lebensdauer der Adultmilben. Wasserschalen müssen während der Behandlung bis zur vollständigen Abtrocknung der Umgebung aus dem Terrarium entfernt werden.

Eine Alternative zur Einreibung des befallenen Wirtes sind s.c. Injektionen mit 0,2 mg/kg KM Ivermectin (Ivomec®), was nach 2 Wochen wiederholt wird. Ivermectin ist toxisch für Schildkröten und Krokodile; die Anwendung von Injektionspräparaten ist ebenfalls problematisch bei sehr kleinen Echsen und Chamäleons. Baygon®-Insektentrips, die Dichlorvos für 40 m<sup>3</sup> Raumluft enthalten, werden entsprechend der Terrariengröße zugeschnitten und in durchlöcherter Plastikboxen für 3 bis 4 Stunden, mindestens 2- bis 3-mal wöchentlich, über 3 Wochen ins Terrarium gestellt, wobei Wasserschalen stets entfernt sein sollten und für eine gute Ventilation zu sorgen ist (PANTCHEV, 2005). KÖLLE (2000) belässt den Strip sogar 14 Tage lang in kleinen Gazekäfigen oder Nylonstrümpfen im Terrarium, damit auch die in der Folgezeit aus den Eiern schlüpfenden Milbenlarven vernichtet werden. Ein direkter Kontakt der Reptilien zu den Strips ist unbedingt zu vermeiden. Sollten trotzdem Intoxikationserscheinungen auftreten, können 0,04 mg/kg KM Atropinsulfat als Antidot gegeben werden. Während der Anwendung von Dichlorvos sollten aufgrund möglicher Vergiftungen Reptilien genau beobachtet und Insekten, Spinnen oder Futtertiere nicht im gleichen Raum gehalten werden. Wenn Symptome wie Übererregbarkeit, Apathie, Muskelzittern und/oder Koordinationsstörungen auftreten, muß die Behandlung umgehend abgebrochen werden. Begleitend kann nach gravierenden Hautschäden bei Leguanen oder Schlangen eine einmalige Injektion von 10.000 IE Vitamin A/kg KM appliziert werden. Für Riesenschlangen wird eine Messerspitze Vitamin C in etwas Wasser aufgelöst und per Magensonde eingegeben (KÖLLE, 2000).

Ratsam ist weiterhin eine mehrmalige gründliche Reinigung der Terrarienumgebung mit dem Staubsauger, um migrierende Milben zu entfernen und Reinfestationen zu vermeiden. Ein mit einem Akarizid behandeltes Stoffstück im Staubsaugerbeutel verhindert außerdem die Weiterentwicklung sowie das Entweichen der Parasiten (PANTCHEV, 2005).

Neuzukäufe von Reptilien sollten am besten über 4 Wochen quarantänisiert werden, da sie die Hauptursache für die Einschleppung von *O. natrix* darstellen. Am besten ist deren Unterbringung in einem separaten Terrarium und möglichst in einem anderen Raum. KÖLLE (2000) weist darauf hin, dass auch nicht gefressene Futtertiere keinesfalls von einem Terrarium in ein anderes verbracht werden dürfen, da dadurch immer das Risiko der Verschleppung von Schlangmilben bzw. anderen Parasiten und Erregern besteht.

Reptilien werden leider nicht immer artgerecht gehalten. Daher sollten Schlangenmilben in der klinischen Differentialdiagnostik bei Schlangen, Leguanen und Echsen unbedingt berücksichtigt werden.

#### **Literatur**

- BECK, W. (1996): Tierische Milben als Zoonoseerreger und ihre Bedeutung in der Dermatologie. *Hautarzt* 47, 744-748.
- BECK, W. (2003): Praxisrelevante Ektoparasitosen und Dermatophytosen bei kleinen Heimsäugetern, Vögeln und Reptilien. *Prakt. Tierarzt* 10, 752-760.
- FRANK, W. (1985): Amphibien und Reptilien. In: ISENBÜGEL, E. und W. FRANK (Hrsg.): *Heimtierkrankheiten*. Ulmer, Stuttgart, 161-402.
- KAHN, C. M. (2005): *The Merck Veterinary Manual*. Merck & Co., Inc.: 2712 pp. - KÖLLE, P. (2000): Milbenbefall bei Reptilien. *Kleintier konkret* 5: 34-37.
- PANTCHEV, N. (2005): Parasitosen bei Reptilien. In: BECK, W. (Hrsg.), N. PANTCHEV: *Praktische Parasitologie bei Heimtieren*. 1. Aufl., Schlütersche, Hannover, 284-286.
- REICHENBACH-KLINKE, H.H. (1977): *Krankheiten der Reptilien*. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 228 pp.

## Hartnäckiger Milbenbefall bei Dornschwanzagamen

Elvira Grabensteiner<sup>1</sup>, Heinrich Prosl<sup>2</sup>

<sup>1</sup> Klinik für Geflügel, Ziervögel, Reptilien und Fische, Department für Nutztiere und Bestandsbetreuung  
Veterinärmedizinische Universität Wien, Veterinärplatz 1, 1210 Wien

E-Mail: elvira.grabensteiner@vu-wien.ac.at

<sup>2</sup> Veterinärparasitologie Wien, Department für Pathobiologie  
Veterinärmedizinische Universität Wien, Veterinärplatz 1, 1210 Wien

E-mail: heinrich.prosl@vu-wien.ac.at

Zwei Dornschwanzagamen (*Uromastix*), ein männliches und weibliches Tier, wurden wegen vermuteten Juckreizes aufgrund ständigen Kratzens sowie Häutungsproblemen vorgestellt. Bei der klinischen Untersuchung konnte bei beiden Echsen ein Befall mit Milben sowie ein mittelgradig verminderter Hydrationszustand festgestellt werden. Die genaue Bestimmung der Milben ergab, dass es sich um Vertreter der Familie Pterygosomidae handelte.

Dornschwänze gehören zur Familie der Agamen (Agamidae) und sind tagaktive, mittelgroße, boden- oder felsenbewohnende Echsen, die in Nordafrika, Arabien und Vorderindien verbreitet sind. Sie bewohnen vegetationsarme Sand- und Geröllflächen oder Hochtäler und –ebenen und graben sich in Höhlen in den Erdboden ein, in die sie sich bei Gefahr oder zu großer Hitze zurückziehen. Dornschwanzagamen sind omnivor, wobei pflanzliche Bestandteile in der Nahrung überwiegen. Empfohlen wird eine paarweise Haltung oder ein Männchen mit zwei Weibchen.

Pterygosomidae sind hämatophage Parasiten und werden nur sehr selten bei Reptilien gefunden. Der Körper dieser Parasiten ist fast immer breiter als lang und die Borsten sind zum Teil zu breiten spatelförmigen Strukturen umgebildet (Beck & Pantchev 2006). Diese Milben findet man nur auf Echsen der Familien Agamidae, Gerrhosauridae, Cordylidae, Geckonidae und selten auch Iguanidae (Frank 1985), wo sie bevorzugt an den weichhäutigen Extremitätenansätzen, den Interdigitalhäuten sowie den Stellen unterhalb von Schuppenrändern sitzen. Die Gesamtenwicklung dauert 6 bis 12 Wochen, wobei in Gefangenschaft nur sehr selten eine Vermehrung stattfindet.

Zur Therapie des Milbenbefalls der Dornschwanzagamen wurde Fipronil (Frontline<sup>®</sup>-Spray, Merial) verwendet (Beck & Pantchev 2006). Die Tiere wurden täglich gebadet und zunächst alle 5 Tage entmilbt, was jedoch nur eine Milbenreduktion zur Folge hatte. Erst die Verkürzung der Behandlungsintervalle auf alle 2 Tage sowie letztlich auch direktes Aufbringen des mit Wasser verdünnten Fipronils auf die Milben, die sich dann bevorzugt am Schwanz aufhielten, erbrachte den gewünschten Erfolg. Die Behandlungsdauer erstreckte sich insgesamt über 4,5 Wochen. Symptomatisch wurden die Tiere mit Infusionen (NaCl und 5% Glucose) unterstützt. Es wurden keine Nebenwirkungen der langen Fipronilbehandlung beobachtet. Das Allgemeinbefinden der Tiere besserte sich bereits kurz nach der ersten Behandlung.

### Literatur

Beck, W. (Hrsg.), Pantchev, N. 2006. Praktische Parasitologie bei Heimtieren. Schlütersche, Hannover: 284-287.

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

## **Probleme bei der Parasitenbekämpfung in der Reptilienpraxis Eine retrospektive Analyse**

Karina Forster

Tierklinik Strebersdorf, Mühlweg 5, 1210 Wien  
E-Mail: karina.forster@gmx.at

Magen- Darmparasiten gehören zu den häufigsten Gründen, aus denen ein Reptil in einer tierärztlichen Praxis vorgestellt wird. Obwohl viele der nachgewiesenen Parasiten in freier Wildbahn zu keinen klinischen Erkrankungen führen, ist bei in Gefangenschaft gehaltenen Reptilien oft eine medikamenthelle Therapie angeraten. Schlechte Haltungsbedingungen, falsche Fütterung und zu enge Besatzdichte im Terrarium führen zu übermäßiger Stressbelastung der Tiere und damit zu verminderter Immunkompetenz. Infolge können auch sonst unbedenkliche Parasiten bei Reptilien zu schweren Erkrankungen mit Anorexie, Lethargie, Diarrhoe oder Obstipationen sowie zu vermindertem Wachstum bei Jungtieren führen.

Eine erfolgreiche Bekämpfung der Parasiten hängt von mehreren Faktoren ab. Neben der Wahl des geeigneten Medikamentes und der eventuell nötigen unterstützenden Therapie durch den Tierarzt, ist der Erfolg einer Behandlung auch stark von der „Compliance“ der Besitzer und deren Bereitschaft zu strengen Hygienemaßnahmen abhängig.

In der vorliegenden retrospektiven Studie wurden alle im Jahr 2006 in der Tierklinik Strebersdorf untersuchten und an Endoparasiten erkrankten Reptilien erfasst und statistisch ausgewertet. Ziel der Studie war es, die häufigsten Erreger zu ermitteln und den Erfolg der durchgeführten Therapien zu überprüfen, beziehungsweise die Ursachen für erfolglose Therapien und Rückfälle aufzudecken.

Untersucht wurden Kotproben von Schildkröten, Bartagamen, Wasseragamen, Chamäleons, Geckos, Leguanen und Schlangen. Mit Abstand am häufigsten konnten Oxyuren nachgewiesen werden. Weitaus seltener Kokzidien und Trichomonaden.

Die Behandlung der Oxyuren erfolgte mittels Fenbendazol (100 mg / kg p.o.; 2 x im Abstand von 10-14 Tagen). Die Behandlung der Kokzidien erfolgte mittels Toltrazuril (20 mg / kg p.o. einmalige Gabe, nur in hartnäckigen Fällen Wiederholung nach 14 Tagen). Zur Behandlung der Trichomonaden erhielten die Tiere Metronidazol (250 mg / kg p.o.; 2 x im Abstand von 14 Tagen).

Bei der Mehrzahl der behandelten Tiere, bei denen nach der zweiten Behandlung eine Kontrolluntersuchung durchgeführt wurde, konnten keine Parasiten mehr nachgewiesen werden. Bei einem großen Prozentsatz konnte jedoch keine Endkontrolle durchgeführt werden. Ursache dafür war das fehlende Interesse der Besitzer – dem Tier geht es schließlich wieder gut - beziehungsweise vor allem die fehlende Bereitschaft der Tierhalter die Kosten für eine weitere Kotuntersuchung zu tragen.

Für die in einigen Fällen aufgetretenen Therapieresistenzen können mehrere Faktoren verantwortlich gemacht werden. Zum einen war es den Tierhaltern oft nicht möglich, das empfohlene Behandlungsintervall einzuhalten, zum anderen wurden unsere Empfehlungen zur völligen Sanierung des Terrariums, um einer ständigen Reinfektionsgefahr entgegenzuwirken, nicht eingehalten. Die Tierhalter waren oft nicht bereit, Korkwände, Sand, Pflanzen sowie Einrichtungsgegenstände aus Holz aus dem Terrarium zu entfernen beziehungsweise zu erneuern. Außerdem wurde immer wieder die Einhaltung der empfohlenen, mindestens vierwöchigen Quarantäne missachtet.

## Zur forensischen Bedeutung des Bandwurmbefalles bei Reptilien

Gert Adlassnig

Tierarztpraxis Adlassnig, Untere Ortsstraße 50, 2722 Weikersdorf  
E-Mail: dr.adlassnig.tierarzt@aon.at

Eigentlich war der Titel meiner Ausführungen als Frage gedacht.

Entstanden ist diese Arbeit aus meiner Tätigkeit in der tierärztlichen Praxis. Ich frage bei artengeschützten Tieren oft nach Haltungserlaubnis, Citespapieren usw. In dem speziellen Fall handelte es sich um eine Russische Vierzehenschildkröte – *Testudo horsfieldii* – die mir mit Inappetenz vorgestellt wurde. Die Antwort war: Nachzucht, angemeldet, mit Papieren. Die obligatorische Kotuntersuchung mit Hilfe des Flotationsverfahrens mit Zinksulfatlösung 45%, ergab einen mittelgradigen Nachweis von den obligaten Oxyurideneiern und mgr. Bandwurmeier!

Nachdem Bandwürmer obligat eine mehrwirtige Entwicklung durchmachen, sind aufgrund des Kotbefundes die oben gemachten Angaben anzuzweifeln.

Um diese Behauptung zu untermauern wurde eine umfangreiche Literatursuche durchgeführt. Das Ergebnis war frustrierend:

Bandwürmer werden, speziell bei Schildkröten, sehr selten gefunden. Auch bei den übrigen Reptilien ist ihr Vorkommen eher selten. Die Angaben schwanken zwischen 0,3%, z.B. bei Agamen bis zu 19% bei Waranen. Speziell für Schildkröten finden sich nur sporadisch Einzelfunde und das eher bei Wasser- und Meeresschildkröten. Nachdem die Fundrate schon sehr niedrig ist, war über die verschiedenen Arten und ihre Entwicklungszyklen noch viel weniger zu erfahren. Grundsätzlich nimmt man eine Entwicklung mit mindestens einem bis mehreren Zwischenwirten an.

Der Versuch, die gefundenen Eier einer Ordnung zuzuordnen, war nicht wirklich erfolgreich. Ähnlichkeit mit *Ophiotaenia* aus einem Königspython würden am ehesten in die Ordnung Proteocephalida weisen. Ganz abgesehen davon, dass Eier von Pseudophyllida und Cyclophyllida mit Hilfe des Flotationsverfahrens nicht nachgewiesen werden können.

Zusammenfassend kann man doch mit hoher Wahrscheinlichkeit bei einer Infektion von Reptilien mit Bandwürmern davon ausgehen, dass es sich um Wildfänge bzw. mit gewissen Einschränkungen, um Farmnachzuchten aus den Herkunftsländern handelt. Ausnahmen sind Bandwürmer mit Reismehlkäfern als Zwischenwirten, die theoretisch auch in europäischen Zuchten vorkommen könnten.

## Protozoen – Diagnostik und klinische Bedeutung

Frank Mutschmann

Dr. med. vet. Frank Mutschmann, Fachtierarzt Reptilien, Exomed, Erich- Kurz- Str. 12, 10319 Berlin, Deutschland

E-Mail: mutschmann@exomed.de

Protozoär bedingte Reptilienkrankheiten stellen häufig eine diagnostische als auch eine therapeutische Herausforderung für den praktizierenden Tierarzt dar. Der Vortrag soll sich auf die wesentlichsten und häufigsten Erreger und die von ihnen hervorgerufenen Krankheiten konzentrieren.

### Apicomplexa: Cryptosporidien

Cryptosporidien treten bei verschiedenen Reptilien, vornehmlich bei Schlangen, aber auch bei Echsen und Schildkröten auf. Von den derzeit 11 als valid angesehenen Cryptosporidien-Arten parasitieren die Spezies *C. saurophilum* und *C. serpentis* bei Reptilien. Zudem können Schlangen Oozysten von *C. parvum*, die z.B. aus Futtermäusen stammen, passagieren. *C. parvum* als Warmblüterparasit kann sich in Schlangen nicht vermehren und ruft auch keine Erkrankung hervor. Der Sitz der Parasiten ist in der Hauptsache der Magen-Darmtrakt. Die Lokalisation der Erreger gibt Hinweise auf die Spezies. *C. serpentis* befällt hauptsächlich den Magen, die Praedilektionsstelle für *C. saurophilum* ist hingegen der Darm. Reptilien können über Jahre subklinische Infektionen tragen und infektiöse Oozysten ausscheiden, ohne dass größere Verluste auftreten. In anderen Fällen kommt es zu seuchenartigen Verläufen im Bestand, die mit einer hohen Morbidität und Mortalität einhergehen. Die Infektion kann sowohl subklinisch („carrier state“) als auch mit markanten klinischen Anzeichen einhergehend verlaufen. Für Schlangen typisch ist das Auswürgen von Futtertieren innerhalb von 3-4 Tagen nach der Futteraufnahme. Bei *C. serpentis*-Infektionen, die mit massiven Veränderungen an der Magenschleimhaut ablaufen, ist eine deutliche Verdickung des Leibesumfanges im Bereich des Magens ein markantes diagnostisches Zeichen. Am lebenden Tier erfolgt die exakte Diagnose durch Nachweis der Oozysten im Kot oder in Magen- oder Darmspülproben. Eine Kausaltherapie zur Erregereliminierung ist nicht bekannt.

### Weitere Kokzidien im Darm

Verschiedenen Gattungen der Eimeriorina (Gattungen *Caryospora*, *Eimeria* und *Isospora*), Spezies sind mehr oder weniger stenoxen. Der Lebenszyklus der Darmkokzidien kann sowohl mit als auch ohne Zwischenwirte ablaufen, letzteres ist bei Reptilien häufiger der Fall. Während unter natürlichen Bedingungen diese Kokzidiosen asymptomatisch und selbstlimitierend verlaufen, kann es unter Terrarienbedingungen zu mehr oder minder schweren Erkrankungen kommen. Hiervon sind vor allem Jungtiere oder Wildfänge betroffen, deren Immunsystem entweder noch nicht genügend entwickelt oder durch Stress beeinträchtigt ist. Bakterielle Sekundärinfektionen oder gleichzeitiger Wurmbefall können den Krankheitsverlauf dramatisieren und die Mortalität bei den betroffenen Tieren erhöhen. Erkrankungen äußern sich als Enteritiden, die unter Umständen haemorrhagisch sein können. Neben asymptomatischen Verläufen treten Unruhe, Anorexie, Vomitus, Diarrhoe (mitunter blutig), Körpermasseverluste und allgemeines Siechtum auf. Der Erregernachweis erfolgt über die mikroskopische Untersuchung des Kotes. Therapieversuche mit Antikokzidien oder Kokzidiostatika aus der Geflügel oder Säugermmedizin können erfolgen, wobei die Wirksamkeit mitunter äußerst differenziert eingeschätzt werden muss. Sulfonamide haben sich verschiedentlich bewährt (z.B. Sulfadimidin 75 mg/kg KM über 7-10 Tage), in anderen

Fällen jedoch als unwirksam erwiesen. Toltrazuril wurde erfolgreich gegen Eimerien bei Chamäleons eingesetzt, versagte jedoch bei der Bekämpfung von *Choleoeimeria*.

### **Apicomplexa im Blut**

Bei freilebenden Reptilien oder Wildfängen sind Apicomplexa in Blutzellen sehr häufig in der Regel indirekter Lebenszyklus, nutzen als Zwischenwirte haematophage Avertebraten (Dipteren, Acari, Annelida). Die Infektion erfolgt durch orale Aufnahme infizierter Ektoparasiten oder die Erreger werden im Rahmen des Saugaktes vom Zwischen- auf den Endwirt übertragen. Ein mäßiger Befall verläuft zumeist symptomlos, die Infektion ist selbstlimitierend. Starker Befall ruft Apathie, Anorexie, Anämie und erhöhte Anfälligkeit gegenüber anderen Krankheitserregern. Mitunter treten spontane Todesfälle auf. Eine spezifische Therapie ist nicht bekannt.

### **„Flagellaten“**

„Flagellaten“ kommen bei allen Reptilien weltweit vor und parasitieren vornehmlich im Verdauungs- oder Urogenitaltrakt sowie im Blut. Die Wirtsspezifität scheint gering, die Infektion erfolgt häufig oral- alimentär oder über haematophage Ektoparasiten. Die Pathogenität der Flagellaten ist abhängig von der Parasitenspezies, der Befallsintensität sowie von der Art des Wirtes, seinem Alter und Geschlecht sowie dem allgemeinen Gesundheitszustand. Oft sind es typische „Schwächeparasiten“, die latent vorhanden, bei anderen Erkrankungen oder Stresszuständen (Transporte, Haltungs- und Fütterungsmängel etc.) ihre Virulenz steigern und pathogen werden. Im **Darm** parasitierende Arten können verstärkte Schleimbildung, Resorptionsstörungen, Motilitätsstörungen und -bedingt durch zum Teil intrazelluläre Vermehrung - Entzündungen und Nekrosen des Darmepithels hervorrufen. Als weiterer pathologischer Effekt ist die Verdrängung der physiologischen Darmflora und von Symbionten anzusehen, die besonders bei herbivoren Reptilien zur Verdauung benötigt werden. Bei starken Entzündungen sind Ulzerationen und Darmwanddurchbrüche möglich, dadurch kann ein Übertritt der Parasiten in das Blut und die Besiedlung innerer Organe wie Leber, Gallenblase, Nieren oder der Lunge erfolgen. Klinisch äußern sich derartige Enteritiden durch Anorexie, Verdauungsstörungen, Ausscheiden unverdauter Nahrung, Diarrhoe, Verkrustungen der Kloake. Körpermasseverlust und Exsikkose sind die Folge. Als **Blutparasiten** sind Trypanosomen recht häufig. Ihre Pathogenität wird für Reptilien als gering eingeschätzt, da die Vermehrung der Trypanosomen im Darm von Avertebraten (Dipteren: Culicidae, *Glossina* spp.; Annelida: Blutegel) und nicht im Reptilienwirt abläuft.

### **Beispiel: Hexamiten**

Diplomonadiden der Gattung *Hexamita* (*H. parva*) sind besonders bei Schildkröten als Parasiten des Darmes, der Nieren, der harnableitenden Wege und der Harnblase von Bedeutung. Hexamiten sind in der Lage Zysten zu bilden und bleiben so in der Umwelt unter günstigen Bedingungen (feuchtes Milieu) über längere Zeit infektiös. Ein geringer Befall ist in der Regel klinisch inapparent und kann über Jahre persistieren. Vor allem aquatile Schildkröten scheinen weniger empfindlich auf eine Infektion zu reagieren. Typisch für einen Hexamiten-Befall ist der chronische Verlauf, der durch Entzündungen und degenerative Prozesse der betroffenen Organe gekennzeichnet ist. Klinisch äußert sich eine Erkrankung durch unspezifische Symptome wie Apathie, Somnolenz oder Anorexie. Enteritiden manifestieren sich durch häufigen Absatz von gallertartigem oder schleimigem, überriechendem und meist gelblich-grünem Kot. Bei Befall der Nieren oder der harnableitenden Wege ist der Urin ebenfalls schleimig und stinkend, mitunter zeigen die Tiere eine Nachhandschwäche. Klinisch manifeste Erkrankungen treten oft in einem späten Stadium der Infektion auf. Durch fortgeschrittene Organschäden ist eine Therapie zu diesem Zeitpunkt

mitunter erfolglos und die Erkrankung führt früher oder später zum Tod der betroffenen Tiere. Als Therapeutikum ist Metronidazol das Mittel der Wahl, Haltungshygiene beachten!

### **Amöben**

Amöben zählen zu den gefürchtetsten Infektionen in Reptilienhaltungen. Sie treten bei Schlangen, Echsen und Schildkröten weltweit auf. Die Gattung *Entamoeba* wird am häufigsten nachgewiesen. In der Literatur sind mehrere Arten aus Reptilien angeführt, wobei *Entamoeba invadens* wahrscheinlich am weitesten verbreitet ist und als Pathogen die größte Bedeutung aufweist. Trophozoiten von *E. invadens* weisen eine Größe von 8-30 µm auf, besitzen ein durchsichtiges Ektoplasma und zeigen einen runden Kern mit zentralem Endosom. Die Zysten haben einen Durchmesser von 8 – 25 µm und weisen 4 Kerne auf.

Erste Krankheitsanzeichen treten 3- 6 Wochen nach Erregerkontakt ein, mitunter aber auch früher oder wesentlich später. Herbivore Schildkröten scheinen *E. invadens* zu tolerieren und fungieren wahrscheinlich als Dauerausscheider und somit Infektionsquelle für andere Reptilien. Nach Literaturangaben wurden lediglich 1 % aller Todesfälle bei Schildkröten mit einer Amöbeninfektion in Verbindung gebracht, bei Echsen dagegen 23,7 % und bei Schlangen 53,6 %.

Durch die Infektion werden kruppöse Entzündungen (fibrinös-nekrotisierend) des Darmes (in der Regel das Colon), Ulzera und großflächige Nekrosen induziert. Der Befall der Leber führt zu Nekrosen und Abszessbildungen. Die ascendierende Infektion kann in weiteren Organen (Herzmuskel, Lunge, ZNS usw.) Entzündungen und Abszesse hervorrufen. Klinisch manifeste Erkrankungen sind lebensbedrohlich. Durch die Verdickung der Colonschleimhaut kann es in den entsprechenden Körperabschnitten zu sichtbaren oder palpierbaren Verdickungen kommen. Anhand der klinischen Anzeichen lässt sich lediglich ein Verdacht äußern.

Für die Diagnose ist der Nachweis der vierkernigen (!) Zysten im Kot ausschlaggebend. Trophozoiten zeigen im Gegensatz zu anderen Amöben eine meist einseitig ausgerichtete Bewegung und ein breites, bruchsackähnlich ausgestülptes Pseudopodium. Frische Proben können zur besseren Übersicht mit Lugol kontrastiert werden. Therapeutikum der Wahl: Metronidazol (50-75 mg/kg KM oral über 10 Tage; 125 mg/kg KM aller 3 Tage oder 200 mg/kg KM als einmalige Stoßtherapie). Eine Erhöhung der Haltungstemperatur auf mehr als 28° C während der Behandlung kann den Erfolg verbessern.

### **Balantidien und andere Ciliophora**

Weisen eine ovale bis elliptische Form auf, das Cytostom ist dicht mit Cilien besetzt, der prominente Makronucleus sowie ein ebenfalls markanter, jedoch deutlich kleinerer Mikronucleus sind charakteristische Anzeichen. Die Trophozoiten werden bis zu 100 µm lang, die Zysten sind sphärisch mit einem Durchmesser von bis zu 55 µm. Sie treten hauptsächlich als Darmbewohner von Schildkröten auf, gelegentlich wurden Balantidien auch bei Echsen und Schlangen nachgewiesen. Durch massiven Befall kann eine milde Darmentzündung (Colitis) hervorgerufen werden. Wahrscheinlich handelt es sich bei Reptilien um Kommensalen, die sich nur bei Störungen der Darmflora oder bei Vorliegen einer anderen Grunderkrankung massiv vermehren und dann zu Reizungen und Resorptionsstörungen führen.

Recht häufig finden sich im Enddarm von herbivoren Schildkröten und Echsen, aber auch bei Schlangen Vertreter der Gattung *Nyctotherus*. Sie haben eine bohnenförmige Gestalt, ein kurvenförmiges Cytostom, eine undulierende Membran im Bereich des Cytopharynx und bilden ovoide Zysten (mit polkappenähnlicher Struktur an einem Ende). Die Trophozoiten werden bis zu 200 µm lang. Es sind apathogene Darmbewohner.

**Myxosporidien**

Bei Reptilien in der Hauptsache Parasiten von Wasser- und Sumpfschildkröten. Sie befallen als Trophoziten Leber, Gallenblase, Nieren und Harnblase. Es treten mehrere Arten auf, die Gattung Myxidium ist am bedeutsamsten bei Schildkröten. Zur Pathogenität ist wenig bekannt, Leber- und Nierendegenerationen sind Folge einer schweren Infektion. Die Diagnose erfolgt durch Nachweis der typischen Sporen, oft jedoch erst post mortem.

**Teilnehmerliste (Stand 07.05.07) in alphabetischer Reihenfolge**

NAME	ADRESSE	E-MAIL
ADLASSNIG Gert	Fachtierarzt für Wild- und Zootiere Untere Ortsstraße 50, A-2722 Weikersdorf	dr.adlassnig.tierarzt@aon.at
ASPÖCK Horst	Abteilung für Medizinische Parasitologie Klinisches Institut für Hygiene und Medizinische Mikrobiologie der Medizinischen Universität Wien Kinderspitalgasse 15, A-1095 Wien	horst.aspoeck@meduniwien.ac.at
BECK Wieland	Leopoldstr. 27, D-80802 München	wieland.beck@pfizer.com
BENYR Gerald	Naturhistorisches Museum Wien Vivaristik Burgring 7, A-1010 Wien	gerald.benyr@nhm-wien.ac.at
BÖCKELER Wolfgang	Zoologisches Institut, Universität Kiel Olshausenstr. 40, D-24098 Kiel	wboeckeler@zoologie.uni-kiel.de
BRANDSTETTER Daniela	Leopoldauerstr. 19/A2/5, A-1210 Wien	daniela.brandstetter@gmx.at
BUGGELSHEIM Marc	Veterinärparasitologie Wien Department für Pathobiologie Veterinärmedizinische Universität Wien Veterinärplatz 1, A-1210 Wien	marc.buggelsheim@vu-wien.ac.at
DUSCHER Georg	Veterinärparasitologie Wien Department für Pathobiologie Veterinärmedizinische Universität Wien Veterinärplatz 1, A-1210 Wien	georg.duscher@vu-wien.ac.at
FILIP Thomas	Leipzigerstr. 58/18, A-1200 Wien	thomas.filip@chello.at
FORSTER Karina	Tierklinik Strebersdorf Mühlweg 5, A-1210 Wien	karina.forster@gmx.at
GRABENSTEINER Elvira	Klinik für Geflügel, Ziervögel, Reptilien und Fische, Department für Nutztiere und Bestandsbetreuung Veterinärmedizinische Universität Wien Veterinärplatz 1, A-1210 Wien	elvira.grabensteiner@vu-wien.ac.at
GRUBER Jasmin	Waldrebgasse 1/2/2, A-1220 Wien	meineseite@gmx.at
HÖRWEG Christoph	Naturhistorisches Museum Wien 3. Zoologische Abteilung Burgring 7, A-1010 Wien	christoph.hoerweg@nhm-wien.ac.at
HOLLER Wilhelm	Tierklinik Leonding Mayrhansenstr. 21, A-4060 Leonding	wilhelm.holler@kabelspeed.at
JEZIK Martina	Budapesterstrasse 67, A-7131 Halbtorn	W_inBlack@gmx.at
HUBMER Ines		ihubmer@yahoo.com
JIRSA Franz	Department für Evolutionsbiologie, EF Molekulare Phylogenetik, Universität Wien Althanstrasse 14, A-1090 Wien	franz.jirsa@univie.ac.at
JOACHIM Anja	Veterinärparasitologie Wien Department für Pathobiologie Veterinärmedizinische Universität Wien Veterinärplatz 1, A-1210 Wien	anja.joachim@vu-wien.ac.at
JÖSTL Nicola	Rotensterngasse 33-35/2/5, A-1020 Wien	nicolajoestl@hotmail.com
KONECNY Robert	Umweltbundesamt Abteilung Oberflächengewässer Spittelauer Lände 5, A-1090 Wien	robert.konecny@umweltbundesamt.at
KOUDELA Bretislav	Department of Parasitology, Faculty of Veterinary Medicine, University of Veterinary & Pharmaceutical Science Brno (VFU Brno) Palackého 1-3, CZ-612 42 Brno	koudelab@vfu.cz
MARGINTER Daniel	F.E. Matrasgasse 9, A-1220 Wien	daniel.marginter@gmx.net
MAYR Gregor	Börstmayrsiedlung 6, A-4400 St. Ulrich	gregor.mayr@hautambulanz.com
MEINGASSNER Astrid		
MEUSEL Esther	Stolzenthalgasse, A-1080 Wien	esther_meusel@gmx.at
MUTSCHMANN Frank	Fachtierarzt Reptilien, Exomed Erich-Kurz-Str. 12, D-10319 Berlin	mutschmann@exomed.de mutschmann@aol.com
OGRIS Mario	Albrechtsberggasse 5, A-1120 Wien	mario_ogris@yahoo.com

HELMINTHOLOGISCHE / PARASITOLOGISCHE FACHGESPRÄCHE 2007

NAME	ADRESSE	E-MAIL
PACHER Sandra	Badgasse 2/7, A-2851 Krumbach	zebra.sani@aon.at
PICHLER Monika	Landersdorferstr. 7, A-3500 Krems	
PLASENZOTTI Roberto	Schwarzwaldgasse 25, A-1230 Wien	roberto.plasenzotti@meduniwien.ac.at
PROSL Heinrich	Veterinärparasitologie Wien Department für Pathobiologie Veterinärmedizinische Universität Wien Veterinärplatz 1, A-1210 Wien	heinrich.prosl@vu-wien.ac.at
PROY Christian		proy@utanet.at
PUCHER Herwig	Schönbrunner Tiergarten GmbH Maxingstraße 13b, A-1130 Wien	h.pucher@zoovienna.at
PÜRSTL Angelika	Tierambulanz Türkenschanzplatz Türkenschanzplatz 1/3a, A-1180 Wien	tierambulanz1180@aon.at
RICHTER Barbara	Institut für Pathologie und Gerichtliche Veterinärmedizin Veterinärmedizinische Universität Wien Veterinärplatz 1, A-1210 Wien	barbara.richter@vu-wien.ac.at
RÖCKL Katharina		r2katharina@hotmail.com
SATTMANN Helmut	Naturhistorisches Museum Wien 3. Zoologische Abteilung Burgring 7, A-1010 Wien	helmut.sattmann@nhm-wien.ac.at
SCHEIDL Isabella		
SCHNEIDER Denise	Department für Evolutionsbiologie, EF Molekulare Phylogenetik, Universität Wien Althanstrasse 14, A-1090 Wien	a8808210@unet.univie.ac.at
SCHOBERT Gregor	Karl Hagl Str. 24, A-3910 Zwettl	gregor_schobert@gmx.at
SCHÜLLER Susanne	Weidengasse 5, A-3434 Wolfpassing	dr.steinboeck@secure.medicalnet.at
SCOPE Alexandra	Klinik für Geflügel, Ziervögel, Reptilien und Fische Veterinärmedizinische Universität Wien Veterinärplatz 1, A-1210 Wien	alexandra.scope@vu-wien.ac.at
SOKLARIDIS Ute	St. Michaelgasse 13/6, A-1210 Wien	ute.soklaridis@chello.at
STELLNBERGER Karl	Österreichische Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit IVET Linz Kudlichstraße 27, A-4020 Linz	karl.stellnberger@ages.at
WALOCHNIK Julia	Abteilung für Medizinische Parasitologie Klinisches Institut für Hygiene und Medizinische Mikrobiologie der Medizinischen Universität Wien Kinderspitalgasse 15, A-1095 Wien	julia.walochnik@meduniwien.ac.at
ZENKER Wolfgang	Tierärztliche Ordination Tiergarten Schönbrunn Seckendorff-Gudent-Weg 6, A-1130 Wien	zoodoc@tierarzt.at

## **NOTIZEN**

## **NOTIZEN**

**BESUCHEN SIE AUCH**

**41. Jahrestagung der Österreichischen Gesellschaft für  
Tropenmedizin und Parasitologie  
(ÖGTP)**

**22. – 24. November 2007**

**Veterinärmedizinische Universität Wien**

**[www.oegtp.at](http://www.oegtp.at)**

**<http://www.vu-wien.ac.at/i116/oegtp/veranstaltungen/oegtp.htm#221107>**

**Mit freundlicher Unterstützung von**



**Naturhistorisches Museum Wien**



**Veterinärmedizinische Universität Wien**