



phidia

Jahrgang 12 / Heft 2 / 2018
Zeitschrift für Schlangenkunde



Impressum und AG-Info

Die Arbeitsgemeinschaft Schlangen ist als Untergruppierung der Deutschen Gesellschaft für Herpetologie und Terrarienkunde e.V. (DGHT) eine Gruppe Gleichgesinnter, die sich mit verschiedenen Thematiken rund um Schlangen beschäftigen.

Jedes Mitglied der DGHT kann Mitglied in der AG Schlangen werden. Eingeschriebene Mitglieder der AG Schlangen erhalten die Zeitschrift OPHIDIA.

Die Satzung der DGHT und die Geschäftsordnung für Untergruppierungen sind bindend.

Die Aufgaben der AG sind:

- Vermehrung von Schlangen zur Vermeidung von Naturentnahmen
- Verbreitung fachlicher Kenntnisse und Erfahrungen
- Ausrichtung einer Fachtagung im Jahr
- Herausgabe von zwei Ausgaben der Zeitschrift „OPHIDIA“ pro Jahr

Unsere Ziele sind:

- Erweiterung des Kenntnisstandes durch Publikationen in Fachzeitschriften, durch Erfahrungsaustausch und Vorträge
- Aufklärungsarbeit und Abbau von Aversionen gegen Schlangen in der Öffentlichkeit
- Die AG Schlangen ist Ansprechpartner für Privatpersonen, Wissenschaftler und Behörden für Fragen zur Biologie, Taxonomie, Haltung und Vermehrung sowie zur Bedrohung von Schlangenarten

Impressum:

- Herausgeber: AG Schlangen der Deutschen Gesellschaft für Herpetologie und Terrarienkunde e.V. (DGHT)
- Leiter der AG: RALF HÖROLD, Stichelgasse 2a, D-67229 Gerolsheim
E-Mail: ralf-hoerold@t-online.de
- Schatzmeister: UWE JUSTINEK, Lomsenstraße 152b, D-22869 Schenefeld
E-Mail: uwe@justinek.de
- Schriftleitung: RALF HÖROLD, Stichelgasse 2a, D-67229 Gerolsheim
E-Mail: ralf-hoerold@t-online.de (verantwortlich)
JOSEF BRUNS, Kornstraße 12, D-31535 Neustadt a. Rbg
E-Mail: josef.bruns@yahoo.de
- Layout: Dr. BEAT AKERET, Katzenrütistraße 5, CH-8153 Rümlang
E-Mail: beat@akeret.ch
- Bankverbindung: UWE JUSTINEK
Bank: ING-DiBa
BIC: INGDDEFFXXX
IBAN: DE76 5001 0517 5418 0743 80

Titelseite: *Pseudechis porphyriacus* (Australien)

Foto: BEAT AKERET

Rückseite: Die Blue Mountains in New South Wales (Australien) sind Lebensraum für eine Vielzahl an Schlangen und anderen Reptilien. Schlangenportraits von oben nach unten: *Austrelaps ramsayi*, *Oxyuramus scutellatus*, *Notechis scutatus* & *Acanthophis antarcticus*.

Hintergrundfoto: ERIC WACHTEL; kleine Fotos: BEAT AKERET



Editorial

Verehrte Mitglieder der AG Schlange der DGHT, ein ereignisreiches Jahr 2018 neigt sich dem Ende zu. Höhepunkt des Jahres war die DGHT-Jahrestagung und das 100. Jubiläum des SALAMANDERS vom 27. - 30. September in Magdeburg. Hier fand die Arbeit der AG Schlangen im Rechenschaftsbericht des Präsidenten MARKUS MONZEL mehrfach anerkennende Erwähnung. So etwa für eine Stellungnahme zum Bestand von Zwergbitisarten und deren Nachzucht in menschlicher Obhut als Erwiderung auf eine offizielle Anfrage aus Südafrika.

Der zweite Arbeitsschwerpunkt betraf die Terraristik-Sachkundes Schulung. Im August erhielt ich im Zuge einer Sachkundeprüferschulung durch KATHRIN GLAW die Gelegenheit, durch Absolvierung einer Prüfung die Berechtigung für alle Prüferkategorien wiederzuerlangen. Während der Auswertung der Gefährter-Prüfungsergebnisse offenbarten sich Ungereimtheiten, die aus dem Wege geräumt werden mussten.

Außerdem galt es, die geplante EU-Listung der kalifornischen Kettennatter als invasive Art und das damit verbundene Haltungsverbot zu verhindern. Wir argumentierten, dass es nicht richtig ist, dass *Lampropeltis getula* in großen Mengen nach Europa eingeführt wird. Das ist nirgendwo belegt. Die vorhandenen Bestände basieren überwiegend auf Terrariennachzuchten. Auch ist es nicht richtig, dass diese Schlangen überall in Europa in großer Stückzahl entweichen und sich zunehmend als invasive Art ausbreiten. *L. getula* ist bei der „Species Survival Commission“, wie auch bei der „Invasive Species Specialists Group“ des IUCN nicht als invasive Art erfasst, obwohl letztere beständig entsprechende länderspezifische Daten erfasst und abrufbar zur Einsicht bereitstellt. Es wurde ausserdem darauf hingewiesen, dass dies insbesondere auch für die Länder gilt, deren Klimate den Kettennattern geradezu liegen würde. Nicht einmal Spanien führt *L. getula* als invasive Art. Im Fall Spanien gilt das allerdings nicht für Gran Canaria. Für diese Insel führt die „Database of Island Invasive Species Eradications“, *L. getula* bereits seit 20 Jahren als invasiv. Zurzeit breitet sich die Art, die ursprünglich nur im Osten von Gran Canaria lokalisiert wurde, auch im Nordwesten rapide aus. Die Schlange entwickelt sich für die einheimische, häufig endemische Fauna gerade zur Katastrophe und ist in dieser Phase nur schwer wieder zurückzudrängen. Es muss aber auch darauf hingewiesen werden, dass das Problem seit langem bekannt ist und weder lokale noch zentrale Autoritäten Spaniens sich dessen annahmen. Einen Grund für Restriktionen gegen die Haltung und Vermarktung von *L. getula* innerhalb der EU können wir als DGHT-AG Schlangen derzeit nicht erkennen.

In diesem Jahr wurde BERND SKUBOWIUS mit dem goldenen Salamander geehrt. Nicht nachvollziehbar ist aber der Umstand, dass unserem Gründungsmitglied und langjährigen Leitungsglied Dr. DIETER SCHMIDT die Einreihung in die Riege der Ehrenmitglieder der DGHT trotz seiner überwältigenden Leistungen um die DGHT und deren Organ „Elaphe“ versagt blieb.

Abschließend bleibt mir nur noch mit Bedauern festzustellen, dass diese Ophidia wohl die letzte ihrer Art seien könnte, da die ehrenamtlichen Lektoren nichts mehr zu lektieren haben. Es liegen einfach keine Artikel mehr vor.

Ihr RALF HÖROLD von der AG-Leitung



Ravergiers Zornnatter (*Hemorrhois ravergieri* MÉNÈ- TRIES, 1832) - Haltung und Nachzucht im Terrarium

JOSEF BECK

Zusammenfassung

Es wird über die erfolgreiche Terrarienhaltung, Vermehrung und Aufzucht von Ravergiers Zornnatter berichtet.

Einleitung

Die Terrarien- wie auch die Freilandhaltung europäischer Schlangen folgt, meiner Meinung und Erfahrung nach, einem ständigen Auf und Ab. Europäische Arten machten in den letzten Jahren einen größer werdenden Anteil der in Terrarien gehaltenen Schlangen aus. Jedoch habe ich persönlich das Gefühl, dass dieser „Boom“ schon wieder abnimmt. Die häufiger gepflegten europäischen Nattern wie *Natrix natrix* ssp., *Natrix maura*, *Natrix tessellata*, *Zamenis longissimus* usw. werden bereits bei einigen Haltern nicht mehr nachgezüchtet, da es immer schwieriger wird, passende Halter für diese Tiere zu finden.

Andere Arten führen komischerweise seit Jahren ein Schattendasein. Gerade diese Tiere sollten jedoch nachgezüchtet werden. Aufgrund der geltenden Artenschutzgesetze, stehen Wildfänge der in Europa lebenden Reptilien nicht mehr zur Verfügung. Somit sollten gerade „Nischen-Arten“ in den Terrarien nicht aussterben.

In diesem Bericht möchte ich auf die erfolgreiche Haltung, Nachzucht und Aufzucht von *Hemorrhois ravergieri* ein-



Abb. 1: Zuchtweibchen der Ravergiers Zornnatter (*Hemorrhois ravergieri* sp.

(Foto: JOSEF BECK)

gehen, eine Art die zwar gelegentlich vermehrt wird, von der Mehrzahl der Terrarianer jedoch kaum Beachtung erfährt. Vermutlich liegt dies an der vergleichsweise tristen Färbung, ihrem Wesen oder auch einfach an Vorurteilen. Die verwandte Hufeisennatter (*Hemorrhois hippocrepis*) hingegen, wird regelmäßig von verschiedenen Züchtern vermehrt und erfreut sich größerer Beliebtheit, was vermutlich auf die attraktivere Färbung dieser Art zurückzuführen ist.



Mit diesem Bericht möchte ich versuchen den ein oder anderen Halter zu motivieren diese traumhaften Tiere zu halten und somit ihr Bestehen in den Terrarien zu ermöglichen.

Beschreibung

Die Länge von Raveraiers Zornnatter wird in der Literatur mit bis zu etwa 150 cm angegeben. Ein Geschlechtsdimorphismus ist nicht zu erkennen, obschon im Fall meiner Tiere das Männchen einen etwas massiveren Kopf aufweist, als das Weibchen. Da ich aber keine weiteren adulten Exemplare zu Vergleichszwecken heranziehen kann, ist es mir bis auf Weiteres nicht möglich, festzustellen, ob es sich hierbei womöglich um eine artspezifische Ausprägung, oder lediglich um eine individuelle Abweichung handelt. Der Kopf ist leicht vom schlanken, jedoch kräftigen Körper der Schlange abgesetzt. Die Grundfärbung kann von hellgrau bis zu dunkelbraun reichen. Bei der Zeichnung handelt es sich um rhombenförmige Flecken, welche im hinteren Körperabschnitt zu einem Band zusammenfließen können (SCHWEIGER 1991).



Abb. 2: Männchen der Raveraiers Zornnatter (*Hemorrhais ravergeri*) (Foto: JOSEF BECK)

Vorkommen

Raveraiers Zornnatter bewohnt ein sehr großes Verbreitungsgebiet. Nachgewiesen wurde die Art bereits im Kaukasus, von der östlichen Küste des Kaspischen Meeres bis nach Kasachstan, Armenien, Georgien, Aserbaidschan, Usbekisten, Tadjikistan, Griechenland (Kos), Türkei, Irak, Iran, Afghanistan, Pakistan, Jordanien, Libanon, Syrien, Israel, West-Mongolei und Nordwest China (Xinjiang) (Reptile-Database).

Haltung und Ernährung

Von einem befreundeten Halter erhielt ich im Frühjahr 2017 ein Männchen und zwei weibliche Exemplare von *Hemorrhais ravergeri*, die dieser bis dahin getrennt aufgezogen und untergebracht hatte, jedoch aus persönlichen Gründen nicht länger pflegen konnte. Die Tiere waren im Winter 2016/2017 für europäische Verhältnisse sehr mild

Abb. 3: Weibchen von *Hemorrhais ravergeri* nutzt eine hohl liegende Steinplatte als Versteck. (Foto: JOSEF BECK)



überwintert worden. Teilweise sanken die Temperaturen nicht unter 20 °C, was dazu führte, dass die Tiere während der Hibernation immer wieder aktiv wurden und auch an Gewicht verloren.

Eines der Weibchen hatte laut Vorbesitzer immer problemlos gefressen und selbst von der Pinzette angebotene Futtertiere angenommen, während zwar auch das Männchen aufgetaute Frostmäuse akzeptierte, diese jedoch nur fraß, wenn es komplett ungestört war. Das zweite Weibchen hingegen, hat immer wieder längere Fresspausen eingelegt und war demzufolge deutlich kleiner und leichter als die beiden anderen Tiere.

Da die beiden größeren Tiere kräftig und in gutem Allgemeinzustand waren, wurde dieses Paar direkt nach Erhalt im März gemeinsam in einem Terrarium mit den Maßen 150 x 80 x 80 cm untergebracht. Als Bodengrund verwende ich mit Sand vermischte Pflanz-Erde. Als Einrichtung sind Steinplatten derart übereinander ge-

schichtet, dass in verschiedenen Höhen über das Terrarium verteilt Spalten entstehen, in welchen sich die Tiere verstecken können. Ein verzweigter Kletterast, der bis an die Terrariendecke reicht, wird wider Erwarten sehr oft benutzt. Zum Teil ruhten die Tiere auf den obersten Spitzen des Astes. Zwei getopfte Pflanzen bieten zusätzliche Deckung und sorgen für einen natürlicheren Eindruck. Weiter biete ich eine Wetbox mit feuchter Erde und Moos an.

Das kleinere Weibchen bezog ein separates Terrarium mit Abmessungen von 120 x 70 x 70 cm. Die Ausstattung des Behälters ist der des anderen vergleichbar, jedoch etwas übersichtlicher gestaltet, um die Futteraufnahme besser kontrollieren zu können.

Beleuchtet werden beide Terrarien für zwölf Stunden täglich mit T5-Leuchtstoffröhren, während ein Spot-Strahler, der für zehn Stunden in Betrieb und auf einen der Steinaufbauten gerichtet ist, ei-

Abb. 4: Terrarium zur Haltung und Zucht der Ravergiers Zornnatter (*Hemorrhoids ravigieri*) (Foto: JOSEF BECK)





nen lokalen Sonnenplatz bei Temperaturen zwischen 30 und 38 °C schafft. In den kühleren Bereichen herrschen jahreszeitenabhängig etwa 22 - 26 °C. Nachts sinken die Temperaturen auf Raumtemperatur – zwischen 18 °C im März und April und 24 °C im Hochsommer.

Als ich das Männchen mit dem größeren Weibchen in das gemeinsame Becken verbrachte, kam es zu keinerlei Streitigkeiten. Ganz im Gegenteil, bereits am nächsten Tag lagen beide Tiere gemeinsam unter dem Spotstrahler und sonnten sich ausgiebig.

Bei der Fütterung legte ich mehrere aufgetaute Frostmäuse ins Terrarium. Das Weibchen zeigte sich sofort und nahm die erste Maus noch von der Pinzette, während das scheuere Männchen sich nach dem Öffnen des Terrariums zunächst in seinen Unterschlupf zurückzog. Um eventuellen Futterstreitigkeiten vorzubeugen, bot ich zunächst dem Weibchen so viele Futtertiere an, wie es an-

nahm - meist zwei oder drei adulte Mäuse. Nachdem das Weibchen gesättigt war, verteilte ich weitere Mäuse im Terrarium. Um die Futterraufnahme des Männchens überwachen zu können, installierte ich dabei ein Stativ mit einer Kamera vor dem Behälter. Auf der Aufnahme war zu sehen, dass es sofort, nachdem ich den Raum verlassen hatte, aus seinem Versteck kam und zwei bis drei Mäuse fraß. Da das Fressen immer sehr ruhig und absolut entspannt ablief, ging ich irgendwann sogar dazu über, einfach sechs bis acht Futtertiere im Becken zu verteilen. Wie auch von SCHWEIGER (1991) angegeben, kam es bisher zu keinerlei Futterstreitigkeiten. Auf den Videos war immer zu sehen, wie beide Nattern ihre Verstecke verließen, sich eine Maus nach der anderen nahmen, und sie entspannt herunterschlangen. Da dies immer direkt vor Ort passierte und die Tiere nicht mit der Maus im Maul durchs Terrarium krochen, interes-

Abb. 5: Trächtiges Weibchen der Ravergiers Zornnatter (*Hemorrhois ravergieri*)
(Foto: JOSEF BECK)



sierten sich die Nattern dabei in keinsten Weise für die Maus der jeweils anderen. Anfang Mai stellte ich fest, dass das Weibchen nach der Fütterung vermehrt unruhig das Terrarium durchstreifte und deutlich dicker wirkte als das Männchen. Aus diesem Grund platzierte ich bei der nächsten Fütterung erneut eine Kamera vor dem Terrarium und musste bei der Auswertung des Filmmaterials feststellen, dass das Weibchen bereits alle sechs adulten Mäuse gefressen hatte, bevor das Männchen überhaupt zum Fressen erschienen war.

Daraufhin erhöhte ich die Futtermenge und gab pro Fütterung bis zu zehn adulte Frostmäuse in das Terrarium. Das Weibchen fraß nun wöchentlich zwischen fünf und sieben adulte Mäuse oder zwei bis drei adulte Vielzitzenmäuse, das Männchen weiterhin jeweils zwei bis drei Mäuse pro Woche.

Auch das separat untergebrachte Weibchen legte seine anfängliche Zurückhaltung bald ab, begann nach einigen Wochen ebenfalls problemlos zu fressen und verzehrte fortan bei der wöchentlichen Fütterung zwei bis drei Mäuse.

Nach Gesprächen mit dem Vorbesitzer führe ich die Verbesserung im Fressverhalten letztlich vor allem auf eine Optimierung der allgemeinen Haltungsbedingungen zurück. Die vergleichsweise kühlere Grundtemperatur in meinem Terrarienraum im Keller unseres Hauses scheint der Art zuträglicher zu sein, als die Unterbringung bei deutlich wärmeren Temperaturen in der Wohnung des Vorbesitzers.

Interessanterweise konnte ich bei dem einzeln gehaltenen Weibchen eine ausgeprägte Vorliebe für schwarze Mäuse feststellen. Biete ich weiße, braune oder gescheckte Farbmäuse an, frisst das Tier diese erst, wenn ich, wie ich es bei dem Männchen gewöhnt bin, den Raum verlasse. Als ich jedoch einmal eine Lieferung mit schwarzen Frostmäusen erhalten hatte, und gerade ein durchgewärmtes Exemplar in das Terrarium geben wollte, schoss das Weibchen direkt auf mich zu und schnappte sich die Maus noch von der Pinzette, ebenso wie die drei weiteren, die ich anschließend anbot. Dieses stürmische Fressen zeigt die Natter auch heute noch bei schwarzen Mäusen, während sie weiße Nager zwar frisst, wenn es nichts anderes gibt, aber deutlich weniger leidenschaftlich.

Vermehrung

Der unbändige Appetit des größeren Weibchens hielt an und mittlerweile ließ sich auch eine Zunahme des Durchmessers feststellen. Das Weibchen nutzte nun jede Minute um unter dem Spot zu verweilen, während das Männchen weiterhin nur für kurze Zeit zum Sonnenplatz kam und sich dann wieder in kühlere Bereiche zurückzog.

In der ersten Junihälfte konnte ich feststellen, dass das Weibchen vermehrt die Wetbox aufsuchte und ausdauernd darin verharrte. Zum Teil steckte auch nur das vordere Körperdrittel in der Box, welches diese komplett durchwühlte. Bei einer Fütterung Anfang Juni hatte das Weibchen ein letztes Mal Fut-



ter angenommen, jedoch mit lediglich zwei Futtertieren bedeutend weniger als zuvor. Nach der kurz darauf erfolgten Häutung fraß das Tier nicht mehr und streifte - augenscheinlich auf der Suche nach einem geeigneten Platz für die Eiablage - ständig durch das Terrarium oder wühlte im Substrat der Wetbox.

Als das Weibchen auch zwei Wochen nach der Häutung immer wieder und in kurzen Abständen den vorgesehenen Eiablagebehälter aufsuchte und unverrichteter Dinge wieder verließ, entschied ich mich dazu, das nur noch leicht feuchte Substrat kräftig nachzufeuchten. Kurz darauf kroch das Weibchen erneut in die Box, und zu meiner Freude verweilte sie diesmal auch darin.

Bei einer ersten vorsichtigen Überprüfung nach etwa einer Stunde waren bereits drei Eier zu erkennen, worauf ich die Box wieder verschloss und den Raum verließ, um dem Tiere seine Ruhe zu gönnen. Eine weitere Kontrolle gegen 21:30 Uhr - 30 Minuten nach dem Abschalten der Terrarienbeleuchtung und ca. drei Stunden nach Beginn der Eiablage - zeigte, dass das Weibchen den Ablagebehälter inzwischen verlassen und sich unter eine Steinplatte zurückgezogen hatte. Dem äußeren Anschein nach, der Umfang des Tieres hatte beträchtlich abgenommen, waren sämtliche Eier abgelegt worden, ohne dass eines zurückgehalten worden wäre.

Das Gelege aus neun augenscheinlich einwandfreien Eiern war vom Weibchen am tiefsten Punkt der Box, unmittelbar über dem Behälterboden deponiert worden. Die bereits miteinander verklebten



Abb. 6-8: Gelege von *Hemorrhais raverqieri*
(FOTO: JOSEF BECK)



Abb. 9: Die junge *Hemorrhoides ravergeri* hat die Eischale geöffnet (Foto: JOSEF BECK)



Abb. 10: Frisch geschlüpfte *Hemorrhoides ravergeri* (Foto: JOSEF BECK)

Eikörper wurden getrennt und zur Inkubation in eine handelsübliche Kunststoffbox überführt. Da dieser Behälter nicht komplett luftdicht abschloss, wurde darauf verzichtet, spezielle Lüftungsöffnungen anzubringen. Weitere Frischluft wurde dem Gelege darüber hinaus auch bei der wöchentlich erfolgten Kontrolle zugeführt.



Abb. 11: Box zur Aufzucht von *Hemorrhoides ravergeri* (Foto: JOSEF BECK)

Als Inkubationssubstrat wurde Vermiculite benutzt. Ich verwendete dieses wie bei fast allen meiner Schlangen, indem ich es zuerst wässerte und dann mit der Hand solange ausdrückte, bis kein Wasser mehr heraustropft.

Inkubiert wurden die Eier in einem herkömmlichen Flächenbrüter, mit einer Inkubationstemperatur von 28 Grad.

Die Eier waren zwischen 4,5 – 5 cm lang und wiesen eine Breite von 2,5 cm auf. Gewogen wurde das Gelege nicht. Nach ca. einer Woche wurden die Eier mit einer Schierlampe durchleuchtet. Dabei konnte festgestellt werden, dass alle Eier befruchtet waren.

Am 22. August 2017, 52 Tage nach der Eiablage, ritzte das erste Tier die Eihülle an und verließ das Ei nach etwa zwei Stunden. Innerhalb von 24 Stunden waren alle neun Jungtiere selbstständig geschlüpft. Bereits bei ihrer Überführung vom Inkubator in die Aufzuchtboxen, machten die frisch geschlüpften Zornnattern ih-



Abb. 12: Junge *Hemorrhoidis ravergieri* im Alter von ca. einem Jahr (Foto: JOSEF BECK)

ren deutschen Trivialnamen alle Ehre und schnappten ununterbrochen in meine Richtung.

Die Jungtiere, welche beim Schlupf bereits eine Länge von etwa 30 cm aufwiesen, wurden einzeln in Aufzuchtboxen in der Größe 33 x 23 x 17 cm untergebracht. Als Bodengrund diente Küchenpapier, als Versteck eine halbierte Papprolle. Außerdem war jeder Behälter mit einer kleinen Wasserschüssel und einer Wetbox ausgestattet. Die Boxen standen in einem Regal, wobei das hintere Drittel auf einem Heizband ruhte, das den Boden lokal auf eine Temperatur von ca. 32 °C erwärmte, während im vorderen Bereich lediglich 24°C herrschten. In der Nacht sanken die Temperaturen auf etwa 20 - 22° C ab. Nach der ersten Häutung, welche nach 10 - 14 Tagen vollzogen wurde, wurden

Abb. 13: Box zur Aufzucht einjähriger *Hemorrhoidis ravergieri* (Foto: JOSEF BECK)

aufgetaute, neugeborene Mäuse angeboten. Auf Grund des aufgebrachten Temperaments der Tiere erschien mir eine Fütterung von der Pinzette nicht sinnvoll. Deshalb wurden die Mäuse einfach in die Box gelegt. Dies geschah am Abend, etwa zwei Stunden bevor die Beleuchtung abgeschaltet wurde. Bei der Kontrolle am nächsten Vormittag konnte ich dann feststellen, dass bereits sechs der Tiere beim ersten Versuch selbstständig gefressen hatten. Diese Jungtiere fraßen in der Folge wöchentlich eine, später zwei Baby-mäuse. Die übrigen drei Nattern begannen, ohne dass besondere Tricks nötig gewesen wären, in den folgenden Wochen selbstständig zu fressen - ein Nachzügler jedoch erst in der ersten Oktoberwoche.

Von den neun Jungtieren behielt ich ein Pärchen zurück, um ihre Aufzucht und Entwicklung zu beobachten. Die übrigen sieben Tiere wurden an andere interessierte Halter abgegeben, so dass





ich davon ausgehe, dass auch diese gut heranwachsen werden und irgendwann selbst für Nachzucht sorgen können. Somit ist die Zukunft von *Hemorrhois ravergieri* im Terrarium also noch ein Stück weiter gesichert.

Überwinterungsproblematik

Wie sich in persönlichen Gesprächen mit anderen Haltern herausstellte, kommt es immer wieder zu Ausfällen von Tieren während der Winterruhe. Was ich mittlerweile bestimmt sagen kann ist, dass die Gattung *Hemorrhois* eine Winterruhe im Kühlschrank absolut nicht verträgt. Ich vermute, dass dies an der Luftfeuchtigkeit im Inneren des Kühlschranks liegt. Ich bin dazu übergegangen die o. g. Tiere in dunklen Boxen, gefüllt mit Kleintierstreu, einer Wetbox, einem Versteck und einer Wasserschale zu überwintern. Dabei stelle ich die Box die ersten 6 Wochen in einen Raum mit einer moderaten Temperatur zwischen 13 und 15 °C. Danach werden die Boxen nochmals für 4 - 6 Wochen in den Kaltraum bei 5 - 8 °C gestellt. Nach Beendigung dieser Winterruhe, werden die Schlangen relativ schnell warm gestellt und nach spätestens einer Woche wieder in ihre Becken gesetzt wo es ihnen auch sofort ermöglicht wird, sich unter einem Spot aufzuwärmen.

Ich überwintere meine zurückbehaltenen Nachzuchten analog zu den Elterntieren. Ein Freund, welcher ein Pärchen meiner Nachzuchten erhielt, überwinterte die Tiere moderat bei Temperaturen um die 15 °C. Dies verkrafteten die Schlangen problemlos.

Ein anderer Halter meiner Nachzuchten, überwinterte die Tiere wie auch andere europäische Natter kalt, unter 10 Grad. Hierbei verstarb ein Tier nach ca. 8 Wochen, woraufhin das andere sofort aus der Winterruhe genommen wurde.

Dass die Ravergieris Zornnatter eine längere kalte Überwinterung schlecht verträgt, hört man immer wieder. Aufgrund ihres Verbreitungsgebietes wirft dies allerdings Rätsel auf.

Nachdem ich im Winter 2017/2018 mein Zuchtpaar wie o. g. überwinterte, zeigte es dasselbe Verhalten wie im Jahr zuvor. Das Fressverhalten von Weibchen und Männchen zeigte keine nennenswerten Unterschiede zum Jahr 2017.

Am 25. Juni 2018 kam es dann erneut zur Eiablage. Das Weibchen platzierte diesmal 10 offensichtlich befruchtete Eier und 2 Wachseier in der Ablagebox. Im Gegensatz zum Vorjahr waren die Eier bis zu 1 cm kleiner. Auch zeigte sie kein so sauberes Weiß und die Eischale war nicht glatt, sondern mit Punkten überzogen. Inkubiert wurden die Eier analog zum Vorjahr. Bereits nach relativ kurzer Zeit begannen 3 Eier zu schimmeln und einzufallen. Sie wurden aus der Box genommen und separat gelegt. Bereits nach ca. zwei Wochen mussten sie entsorgt werden. Am 14. August 2018 schlüpfen dann 7 Jungtiere. Nach der ersten Häutung bot ich wieder angewärmte Mäusebabys an. Zum meiner Freude fraßen diesmal alle 7 Jungtiere beim ersten Versuch und seitdem Wöchentlich problemlos weiter.

Am 20. September 2018 wollte ich die Wetbox im Terrarium der Elterntiere nach-



feuchten. Da die Tiere nie in die Wetbox koten und sie deshalb nur selten gesäubert werden musste, sprühe ich normalerweise lediglich durch die Öffnung. An diesem Tag wollte ich jedoch das Moos erneuern. Nach Öffnen der Box fand ich zwei Eier und einige, bereits komplett eingefallene Wachseier. Offensichtlich legte das Weibchen das Zweitgelege bereits vor längerer Zeit ab. Da ich keine Hinweise auf eine weitere Trächtigkeit hatte, wurde dies auch nicht genauer beobachtet. Am 12. Oktober 2018 schlüpfte aus dem einen Ei ein komplett gesundes Jungtier. Das andere Ei begann eine Woche zuvor zu schimmeln, fiel komplett ein und wurde somit entsorgt. Die Eier befanden sich 22 Tage im Inkubator. Somit sollten die Eier um den 23. August 2018 gelegt worden sein. Für mich ist *Hemorrhais ravergieri* eine faszinierende Schlange. Sobald man den Tieren ein Terrarium, welches eine gewisse Tiefe und viele Verstecke hat, anbietet, verhalten sie sich absolut ruhig und kriechen beim Öffnen des Terrariums ruhig in ihre Verstecke und machen keine Anzeichen, zu beißen. Auch das Gerücht, dass die Art schlecht ans Futter geht, kann ich in keinsten Weise nachvollziehen. Ganz im Gegenteil, die oben genannte Art war mit die Einfachste beim Anfüttern der Jungtiere. Ich halte es jedoch für elementar, dem Weibchen in der Trächtigkeit so viel Futter anzubieten, wie es frisst. Die Nattern durchstreifen ihr Terrarium jeden Tag ausgiebig, weshalb das Weibchen gut im Futter stehen sollte. Im Jahr 2018 zog ich sowohl *H. ravergieri* wie auch *H. hippocrepis* nach. Bei-

de Arten machten weder beim Anfüttern noch bei der Aufzucht Probleme. Trotzdem zeigte das Interesse anderer Terrarianer wieder, dass sich die bunte Hufeisennatter doch einer wesentlich größeren Beliebtheit erfreut. Die 14 Nachzuchten waren innerhalb kürzester Zeit vergeben, während die Nachfrage nach der Ravergiers Zornnatter minimal war. Zum Thema Bisse mit Vergiftungserscheinungen sei auf die beiden Berichte von SCHWEIGER 1991 mit Literaturanhang verwiesen.

Danksagung

Ich möchte meiner Frau STEPHANIE BECK danken, die mein Hobby zwar nicht teilt, jedoch meine Zeit im Keller akzeptiert und mir bei einigen Tätigkeiten unter die Arme greift.

Weiter danke ich meinen Freunden PATRICK OBIEGLO für das Überlassen meiner ersten „Ravergiers“ und PETER SCHULZE-NIEHOFF für die Unterstützung beim Verfassen dieses Berichts.

Literatur:

SCHWEIGER M. (1991) *Coluber ravergieri*, MENETRIES, 1832 – eine ungewöhnliche Zornnatter, Teil 1 & 2. Herpetofauna (Weinstadt); 13(70) & 13(71). Reptile-Database, <http://reptile-database.reptarium.cz/>

Verfasser:

Beck Josef
Mühlfeldweg 3
85137 Gungoldig
josef.beck1@t-online.de

Ein Traum wird wahr:

6 Monate unterwegs durch Australien

ERIC WACHTEL

Schon als Kind war es immer mein Traum, einmal im Leben nach Australien zu reisen. Jahrelang hatte ich auf diese Reise gesparrt. Nach meinem Abitur im Jahr 2015 war es dann soweit. Am 29. Dezember 2015 flog ich von Düsseldorf nach Sydney, von wo aus ich meinen Roadtrip über den roten Kontinent begann. Neben dem Besuch von berühmten Sehenswürdigkeiten, wie das Sydney Opera House oder den Uluru, und zahllosen Nationalparks stand natürlich auch die Suche nach Reptilien, insbesondere Schlangen, ganz oben auf meiner Liste.

Während meiner Zeit in Sydney besuchte ich den Taronga Zoo. Dieser Zoo ist einer der schönsten zoologischen Gärten, den ich bisher besucht habe. Begeistert war ich vor allem von den weitläufigen Außengehegen für die lokale Reptilienfauna, in denen auch rotbäuchige Schwarzottern (*Pseudechis porphyriacus*) gezeigt wurden.

Nachdem ich meinen Campervan abgeholt hatte, welcher für die nächsten sechs Monate mein zu Hause sein sollte, ging die Reise richtig los. Meine ersten wilden australischen Reptilien waren Agamen, Warane und natürlich Skinke. Bis ich jedoch meine erste wildlebende Schlange in Australien sah, sollte es noch einen guten Monat dauern. Von Sydney ging es die Küste entlang über Canberra und die Australian Alps nach Melbourne.

Der Melbourne Zoo zeigte hauptsächlich diverse australische Schlangen wie Schwarzkopfpitons (*Aspidites melanocephalus*), Olivpitons (*Liasis olivaceus*) und diverse australische Elapidern. Etwas außerhalb von Melbourne liegt Ballarat. Im dortigen Ballarat Wildlife Park bekam ich vom Cheftierpfleger des Reptilienhauses AARON HOPPER



Abb. 1: Rotbäuchige Schwarzotter (*Pseudechis porphyriacus*) im Außengehege des Taronga Zoo, Sydney. (Foto: ERIC WACHTEL)



Abb. 2: Todesotter (*Acanthophis* sp.) im Reptilienhaus des Melbourne Zoo (Foto: ERIC WACHTEL)

eine Führung hinter den Kulissen, wo er mir Rauschuppenpythons (*Morelia carinata*), Childrens Pythons (*Antaresia childreni*), *Hoplocephalus bungaroides*, eine große Mulgaschlange (*Pseudechis australis*) aus Darwin und viele weitere Tiere zeigte. Das Highlight war jedoch, dass ich zum Komodowaran (*Varanus komodoensis*) ins Gehege und das ruhige Tier sogar streicheln durfte. Im Grampians Nationalpark in Victoria sah ich dann endlich meine ersten freilebenden Schlangen. Eine war eine junge Braunschlange (*Pseudonaja* sp.), welche schnell das Weite suchte und von der zweiten Schlange sah ich nur einen kleinen Teil ihres schwarzen Körpers im Gestrüpp. Aufgrund der Färbung und der Lokalität denke ich, dass es sich entweder um *Pseudechis porphyriacus* oder um ein schwarzes Exemplar der Tigerotter (*Notechis scutatus*) gehandelt hat. Von den Grampians ging es weiter nach

South Australia. Die nächste Schlange sah ich auf Kangaroo Island. Dabei handelte es sich um ein großes schwarzes Exemplar von *Notechis scutatus*. Das Tier überquerte vor mir die Schotterstraße. Im ersten Augenblick hielt ich die Schlange für das Teil eines geplatzten Reifens. Das Tier ließ sich mit genügend Sicherheitsabstand problemlos und ausgiebig fotografieren.

Während meines Besuchs in Adelaide sah ich am Mount Lofty Summit, ein beliebtes Ausflugsziel in den Adelaide Hills, eine östliche Braunschlange (*Pseudonaja textilis*). Eine ältere Dame machte mich auf das Tier aufmerksam. Als sich die Dame auf das Tier zube-

Abb. 3: AARON HOPPER mit einer großen Mulgaschlange (*Pseudechis australis*) der Darwinlokalisierung hinter den Kulissen des Ballarat Wildlife Parks (Foto: ERIC WACHTEL)



wegte, fragte sie ob es giftig sei. Als ich ja sagte, lief sie schnell rückwärts vom Tier weg. Natürlich besuchte ich auch den Adelaide Zoo. Der Hauptgrund meines Besuchs waren die westlichen Wüstentaipane (*Oxyuranus temporalis*), welche der Adelaide Zoo als einziger Zoo im ganzen Land (zumindest zum damaligen Zeitpunkt) hielt. Leider waren die Tiere nicht für die Besucher sichtbar, sondern hinter den Kulissen. Ich freute mich jedoch über ein langes und interessantes Gespräch mit Terry, dem Cheftierpfleger des Reptilienhauses. Er erzählte mir, dass sie den Großteil ihrer Inlandtaipaneier (*Oxyuranus microlepidotus*) einfrieren müssen, da sie die Jungtiere nicht vermittelt kriegen. Auch im Adelaide Zoo waren die üblichen australischen Schlangen zu sehen (Pythons, Braunschlangen, etc.). Nach Adelaide ging es dann ins Outback. Nach landschaftlichen Highlights wie Uluru und Kings Canyon kam ich in Alice Springs an. An einem Abend außerhalb von Alice Springs kroch eine kleine westliche Braunschlange (*Pseudonaja mengdeni*) direkt an meinem Camper vorbei. Dies war ein schöner Moment, welchen ich nie vergessen werde. Für circa einen Monat leistete ich Freiwilligenarbeit im Alice Springs Reptile Centre. Es war schön, mit so vielen



Abb. 4: REX NEINDORF mit einer Mulgaschlange (*Pseudochis australis*) bei einem Vortrag im Krankenhaus von Alice Springs (Foto: ERIC WACHTEL)

verschiedenen und in Europa teilweise nicht verfügbaren Tieren wie z.B. dem Dornteufel (*Moloch horridus*) oder Perenties (*Varanus giganteus*) arbeiten zu können. Besonders spannend war die Arbeit mit den großen Olivpythons (*Liasis olivaceus*), den vielen Stimsonspythons (*Antaresia stimsoni*), zahlreichen anderen Schlangenarten und den großen Waranen. Das Highlight war jedoch der sonntagabendliche Großputz bei den Giftschlangen, bei dem ich REX NEINDORF, dem Besitzer des Zentrums, helfen durfte. Zu Beginn half ich erst bei den *Demansia psammophis* (engl. Yellow-faced Whip Snake) und *Suta*

Abb. 5: Tigerrotter (*Notechis scutatus*) auf Kangaroo Island (Foto: ERIC WACHTEL)





Abb. 6: Inlandtaipan (*Oxyuranus microlepidotus*) in der Crocosaurus Cove in Darwin (Foto: ERIC WACHTEL)



Abb. 7: Östliche Braunschlange (*Pseudonaja textilis*) an einem See in Richmond, Queensland (Foto: ERIC WACHTEL)

suta (engl. Curl Snake). Schnell durfte ich jedoch auch – natürlich alles unter Aufsicht von Rex – beim Säubern der westlichen Braunschlangen (*Pseudonaja mengdeni*) und Mulgaschlangen (*Pseudechis australis*) helfen. Diese Tiere wurden alle hinter den Kulissen

gehalten und waren teilweise Tiere von Callouts, die von Rex aus Gärten oder Häusern in Alice Springs gefangen wurden. Während meines "Praktikums" begleitete ich Rex auch bei mehreren Besuchen in Schulen oder Campingplätzen, wo wir Schulklassen die Reptilien näherbrachten und Aufklärungsarbeit leisteten. Am interessantesten war jedoch der Besuch im Krankenhaus, wo Rex einen Vortrag für die Ärzte und Krankenschwestern mit Tierpräsentation durchführte. Dieser Vortrag befasste sich hauptsächlich mit der Symptomatik von Schlangenbissen, was mir auch einen Einblick in die Behandlung von Schlangenbissen in Australien gab. Zu meinen Arbeiten im Center gehörte natürlich auch das Füttern der Tiere. Bei der Fütterung der großen Olivpythons hinter den Kulissen musste ich mich auf eine Wasserkiste stellen, um die oberen Terrarien zu erreichen. Beim letzten Becken schoß der in dem Terrarium lebende, ca. 3,5 m lange Olivpython nur knapp an meinem Gesicht vorbei, woraufhin ich von der Wasserkiste fiel und meine Kollegin Grace herzlich anfang zu lachen. Solche Momente bleiben einem in Erinnerung und rufen auch ein leichtes Schmunzeln hervor. Gegen Ende meiner Zeit im Reptile Centre ging Rex mit mir nachts auf Reptiliensuche in Form von Road Crusing in den West MacDonnell Ranges, welche sehr erfolgreich verlief. Neben einigen schönen Geckos, u. a. *Nephrurus amylae*, fanden wir eine westliche Braunschlange, *Pseudonaja mengdeni*, der schwarz-



Abb. 8: Stimsonspython (*Antaresia stimsoni orientalis*) in den West MacDonnell Ranges, Northern Territory (Foto: Eric Wachtel)



köpfigen Form, zwei Curl Snakes (*Suta suta*), eine *Furina ornata*, sowie einen Stimsonspython (*Antaresia stimsoni orientalis*). Bei *Furina ornata* handelt es sich um eine kleine Elapide. Todesottern haben wir leider keine gefunden. Am Ende meiner Zeit im Reptile Centre luden Rex und seine Frau mich zum Essen ein. Dann ging es für zwei Tage in die West MacDonnell Ranges. Am Abend ging ich mit Colin, dem Besitzer des Glen Helen Homestead, auf Schlangensuche und wir konnten zwei Curl Snakes (*Suta suta*) und eine weitere Schlange, vermutlich eine *Furina ornata*, finden.

Nachdem ich über einen Monat im roten Zentrum Australiens verbracht hatte, fuhr ich Anfang April auf dem Stuart Highway nach Norden. Weitere Schlangenfunde waren mir vorerst nicht vergönnt. In Darwin besuchte ich die Crocosaurus Cove, einen Krokodilzoo im Herzen der Stadt, welcher auch eine schöne Sammlung an australischen Schlangen und Waranen besitzt. Besonders die in ihrer Sommerfärbung strahlenden Inlandtaipane (*Oxyuranus microlepidotus*) gefielen mir sehr gut. Sarah, eine Mitarbeiterin des Alice Springs Reptile Centres, hatte mich angemeldet, wodurch ich kostenfrei den Zoo besuchen und zusätzlich an einer VIP-Tour teilnehmen konnte.

Nach Darwin ging es in den weltbe-

kannten Kakadu Nationalpark, wo ich auch wieder Schlangen sah. Auf dem Rückweg vom Sonnenuntergang gucken am Ubirr Rock trat ich beinahe auf eine nördliche Braunschlange (*Pseudonaja nuchalis*). Die hinter mir in Flip Flops laufenden Touristen hätten das Tier in der Dunkelheit wahrscheinlich übersehen. Ein weiteres Tier dieser Art fand ich auf der Straße auf dem Rückweg zum Campingplatz.

Über den Stuart Highway verließ ich das Top End und fuhr anschließend über den Barkley Highway Richtung Küste. Während eines abendlichen Spaziergangs um den See des Campingplatzes in Richmond fand ich ein stattliches Exemplar der östlichen Braunschlange (*Pseudonaja textilis*), welche sich dort sonnte. Zuerst dachte ich, dass das Tier ein Gartenschlauch sei. Leider konnte ich nur einen Schnappschuss von der Schlange machen bevor sie den Hang runter im Busch verschwand.

In Townsville angekommen ging es Richtung Norden über das Atherton Tableland zum Daintree National Park. Es war inzwischen Anfang Mai und ich besuchte den bekannten Elapidenzüchter SHANE



Abb. 9: Todesotter (*Acanthophis* sp.) aus dem Bestand von SHANE BLACK (Foto: ERIC WACHTEL)



Abb. 10: *Boiga irregularis* „Night Tiger“, Nordqueensland (Foto: ERIC WACHTEL)

BLACK in Nordqueensland. Sein Bestand, insbesondere die Küstentaipane (*Oxyuranus scutellatus*) und Todesottern (*Acanthophis* spp.), war atemberaubend. In meiner Bewunderung machte ich kein einziges Foto von Shanes Taipanen. Seine Todesottern, von denen Shane verschiedene Arten und Lokalformen pflegt, fotografierte ich jedoch ausführlich. Shane pflegte auch diverse Braunschlangen (*Pseudonaja*), Schwarzottern (*Pseudechis*), wie zum Beispiel Zwerg-Mulgaschlangen, und Tigerottern (*Notechis scutatus*). An ungiftigen

Arten pflegte er hauptsächlich Grüne Baumpythons (*Morelia viridis*), welche er auch regelmäßig nachzieht, aber auch ein paar Teppichpythons (*Morelia spilota*) und ein Pärchen Rauschuppenpythons (*Morelia carinata*). Am späten Nachmittag ging es dann mit Shane und seiner Freundin auf Reptiliensuche. Unser Ziel war der Küstentaipan (*Oxyuranus scutellatus*). Nach circa 2 Stunden fanden wir ein schönes, dunkelbraunes, ca. 2 Meter langes Exemplar am Straßenrand beim Sonnen. Leider verschwand das Tier schnell im hohen Gras,



Abb. 11: Junger Dschungelteppichpython (*Morelia spilota cheynei*) (Foto: ERIC WACHTEL)

um ca. 10 Meter weiter wieder zum Vorschein zu kommen, nur um erneut zu verschwinden. Ich war mehr als glücklich diese legendäre Schlangenart in freier Natur gesehen zu haben. Im Laufe der Nacht fanden wir noch zahlreiche weitere Reptilien. Darunter eine braune Nachtbaumnatter (*Boiga irregularis*) der sogenannte „Night Tiger“-Form und einen jungen Dschungelteppichpython (*Morelia spilota cheynei*). Da ich letztere Art selbst im Terrarium pflege, war es schön, die Art in ihrem Habitat beobachten zu können. Nachdem wir von der Reptiliensuche zurückgekehrt waren besuchten wir noch Jamie, einen Freund von Shane, der mir seinen

großen Bestand an Todesottern (*Acanthophis*) zeigte. Nachdem ich die Nacht in meinem Campervan in der Einfahrt von Shanes Haus verbracht hatte, unterhielten wir uns noch etwas und ich durfte einen seiner Rauschuppenpythons (*Morelia carinata*) auf die Hand nehmen. Aufgrund der rauen Schuppen fühlen sich diese Tiere ganz anders an, als andere Pythons.

Nachdem ich mich von Shane verabschiedet hatte und wir ein Treffen bei PETER KRAUSS vereinbart hatten fuhr ich nach COOKTOWN. Nach ungefähr einer Woche traf ich Shane in Mareeba wieder und wir führen gemeinsam zu PETER KRAUSS. Peters Außengehege und sein Bestand sind



absolut spektakulär. Als wir ankamen fütterte Peter gerade seine Warane mit Kücken. Wir verbrachten mehrere Stunden bei Peter. Seine berühmten Black and Gold Dschungelteppichpythons (*Morelia spilota cheynei*) waren wunderschön und auch seine großen Amethystpythons (*Simalia kinghorni*) waren sehr beeindruckend. Da Peter die meisten seiner Tiere in Außengehegen pflegt, kommen die Farben im natürlichen Sonnenlicht ganz besonders zu tragen.

Nach diesem besonderen und schönen Tag fuhr ich nach einer Nacht in Mareeba weiter Richtung Süden nach Brisbane, jedoch ohne Schlangensichtungen.

Ende Mai besuchte ich in der Nähe von Brisbane WAYNE und DEB LARKS. Wayne ist einer der bekanntesten Teppichpythonzüchter Australiens, hält jedoch auch Oliv- und Schwarzkopfpithons, sowie einige Großwarane. Wayne und Deb zeigten mir ihre Tiere, unter anderem ein Chimera-, Moonglow-, Ghost- und unzählige andere Teppichpythonmorphen. Besonders gefiel mir jedoch Debs Paradoxalbino-Weibchen des Darwin-teppichpythons (*Morelia spilota variegata*). Mit den schwarzen Paradoxflecken und den verschiedenfarbigen Augen war das Tier echt schön und sehr ungewöhnlich. Leider ist dieses Tier letztlich verstorben. Nach einem schönen Abend in netter Gesellschaft verbrachte ich die Nacht in meinem Van in der Einfahrt von Deb und Wayne.

Nach dem Frühstück am nächsten Morgen fuhren Deb und Wayne mit mir zu TROY KULIGOWSKI. Troy züchtete mit seinem



Abb. 12: WAYNE & DEB LARKS begutachten die Terrarien von TROY KULIGOWSKI (Foto: ERIC WACHTEL)

Bruder Den unter dem Namen K Brothers Pythons Teppich-, Oliv- und Schwarzkopfpithons (*Morelia spilota*, *Liasis olivaceus*, *Aspidites melanocephalus*). Ihr Bestand an Albinoolivpythons und Schwarzkopfpithonmorphen, insbesondere die Axanthen, waren sehr beeindruckend. Das schönste Tier war jedoch ein großes Schwarzkopfpithonweibchen mit orange-cremefarbenen Körper und pechschwarzem Kopf. Auch dieses Tier ist inzwischen leider verstorben.

Nach einem Nachmittag interessanter Unterhaltungen fuhr ich zurück Richtung Brisbane, um am nächsten Abend eine gute Freundin vom Flughafen abzuholen. Sie begleitete mich für den letzten Monat meiner Reise. In Brisbane besuchte ich an einem Abend noch ein Meeting der University of Queensland Herpetological Society, wo ich während langer Unterhaltungen alte Freunde wiedertraf und neue Leute kennenlernte.



Abb. 13: Paradox-Albino Teppichpython (*Morelia spilota variegata*) von DEB LARKS (Foto: ERIC WACHTEL)

Mitte Juni besuchten wir den Australian Reptile Park. Bei einer Infovorführung wurden einige Reptilien gezeigt und eine Tigerrotter (*Notechis scutatus*) gemolken. Der Australian Reptile Park liefert nämlich Gift für die Antiserenherstellung Australiens. Im Reptilienhaus wurden die verschiedensten Reptilien gezeigt. Besonders war aber das Terrarium mit den ersten je gehaltenen Rauschuppenpythons (*Morelia carinata*). Von diesen Tieren stammen alle Rauschuppenpythons in der weltweiten Haltung ab.

Gegen Ende meiner Reise hatte ich die Chance mich mit NEVILLE BURNS zu treffen. Neville ist ein sogenannter Snake-man, der Bildungsvorführungen mit Schlangen für die Öffentlichkeit macht. Wir trafen uns mit ihm in einem Cafe in Katoomba in den schönen Blue Mountains. Wir unterhielten uns über alles Mögliche was mit Schlangen zu tun



Abb. 14: Chimera-Teppichpython (*Morelia spilota*) von WAYNE LARKS (Foto: ERIC WACHTEL)

hat. Nach ungefähr zwei Stunden verabschiedeten wir uns. Ungefähr eine Woche später ging es von Sydney aus zurück nach Deutschland.

Diese Reise war etwas ganz Besonderes und wäre ohne die vielen tollen Leute, welche mich bei sich aufgenommen haben, mit mir herpen gegangen sind und mir ihre Bestände gezeigt haben, nur halb so schön gewesen. Deshalb möchte ich mich bei folgenden Leuten bedanken: Dr. BRYAN GRIEG FRY (Queensland) für zahlreiche Kontakte, welche meine Reise so besonders gemacht haben, AARON HOPPER (Queensland, damals Victoria), für die Tour hinter den Kulissen im Ballarat Wildlife Park, REX NEINDORF und das Team des Alice Springs Reptile Centre (Northern Territory), für einen erlebnisreichen Monat im Red Centre und dem Kontakt zur Crocosaurus Cove, SHANE BLACK (Queensland) für das Zeigen seines



Abb. 15: Melken einer Tigerotter im Australian Reptile Park (Foto: ERIC WACHTEL)

Bestandes, meinen ersten wilden Küstentaipan und den Kontakt zu PETER KRAUSS, PETER KRAUSS (Queensland), für den tollen Tag in seinem persönlichen „Zoo“, DEB und WAYNE LARKS (Queensland) für einen Abend mit vielen Pythons und toller Gesellschaft, sowie den Kontakt zu TROY KULIGOWSKI, TROY KULIGOWSKI (Queensland), welcher mich trotz seiner Erkrankung bei sich zu Hause empfing und mir seinen atemberaubenden Bestand zeigte, welchen er aufgrund seiner Krankheit leider inzwischen auflösen musste, CHRISTINA ZDENEK (Queensland), BIANCA OP DEN BROUW (Queensland), TIMOTHY JACKSON (Queensland/Victoria), JONATHAN GOLDENBERG und VITTORIA CIPRIANA (Queensland/Belgium) für das produktive und abwechslungsreiche Meeting an der University of Queensland und NEVILLE BURNS (New South Wales) für seine Zeit und die interessanten Unterhaltungen.

Zusammenfassung:

Bericht einer 6-monatigen Reise durch Australien auf der Suche nach Reptilien, insbesondere Schlangen, beziehungsweise Giftschlangen und Besuchen von Zoos und Privathaltern.

A travel report of a six months long trip through Australia searching for reptiles, especially snakes/venomous snakes, visits to zoos and private keepers.

Autor & Fotos

ERIC WACHTEL
Robert-Koch-Straße 9
47781 Haan
wiesmann_eric@web.de

Abb. 16: Der Autor mit einem Olivpython (*Liasis olivaceus*) im Alice Springs Reptile Centre (Foto: SARAH WHITE)



„Fake News“ und die Herpetologie

RALF HÖROLD

Der Begriff „Fake News“, also Falschmeldungen, scheint zum Modewort geworden zu sein. Am häufigsten kursiert der Begriff heutzutage in der politischen Debatte, um politischen Gegnern vorzuwerfen Falschmeldungen im Internet zu streuen. Aber gibt es so etwas auch im Bereich der Herpetologie? Vorwürfe, Falschmeldungen in Umlauf zu bringen sicher nicht. Obwohl, in Sachen bewusster Falschmeldungen bzw. der Manipulation von Forschungsergebnissen gab es im Deutschsprachigen Raum schon ein Beispiel, aber das soll jetzt mal ausgeklammert werden, da das ein historischer Fall für sich ist.

Es ergab sich, dass ich vor kurzem in die Überarbeitung der Gefährtiersachkunde eingebunden war und mir unter anderen einige Ungereimtheiten in Sachen Trugnattern im Entwurf des Fragenkatalogs unterkamen. Da las man folgendes:

Welche beiden Trugnattern zählen zu den gefährlichen Arten?

- a) *Dispholidus typus* (Boomslang, Abb. 1) und *Thelotornis* sp. (Vogelnatter, Abb. 3)
- b) *Heterodon nasicus* (Westliche Hakennatter, Abb. 4) und *Diadophis punctatus* (Ringhalsnatter)

- c) *Gonyosoma boulengeri* (Vietnamesische Langnasennatter) und *Philodryas baroni* (Langnasen-Strauchnatter, Abb. 2)

→ richtig: Antwort a)

Welche Trugnatterarten zählen zu den in der Terraristik häufiger vertretenen Terrarientieren?

- a) *Thelotornis* (Abb. 3), *Oxybelis*

- b) *Leptodeira*, *Enhydryis* (Abb. 5)

- c) *Heterodon*, *Phylodrias*

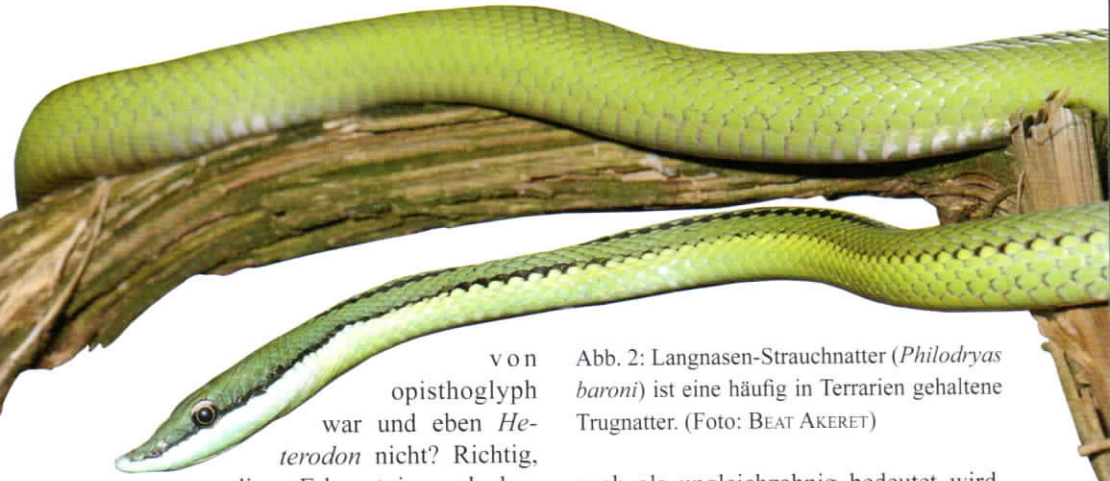
→ richtig: Antwort c)

(Allerdings wäre „*Philodryas*“ der korrekte Gattungsname und nicht „*Phylodrias*“)

In beiden Fragen wird suggeriert, dass *Heterodon*-Arten Trugnattern im Sinne von opisthogyphen Schlangen seien, also solche mit feststehenden, hinterständigen, vergrößerten, vorn gefurchten und mit duvernoy'schen Drüsen verbundenen Giftzähnen. Nein, nein, nein, das kann nicht sein, protestierte der „Bücherwurm“ in mir. Wurde nicht die einzige südamerikanische Vertreterin der Gattung *Heterodon*, die Guyana-Hakennasennatter *Heterodon guianensis*, gerade aus *Heterodon* herausgelöst und in die Gattung *Phimophis* überführt, weil sie tatsächlich eine Trugnatter im Sinne

Abb. 1: Boomslang (*Dispholidus typus*) beim Überqueren einer Straße in Südafrika. Diese großwüchsige Trugnatter gilt als gefährlich (Foto: BEAT AKERET)





von
opisthoglyph
war und eben *Heterodon* nicht? Richtig,

diese Erkenntnis verdanken wir ROZE, der das 1966 erkannte und dokumentierte. Bestätigt wurde dies durch AMARAL 1978, GASC & RODRIGUES 1980, PETERS & OREJAS-MIRANDA 1986, CHIPPAUX 1987, PEREZ-SANTOS UND MORENA 1988 sowie STARACE 1998 und 2013. *Heterodon*-Arten sind seither rein nordamerikanische Nattern.

Schauen wir also, was in der Herpetologie Nordamerikas dazu geschrieben steht. Es ist in 150 Jahren Geschichte der Herpetologie Nordamerikas nichts anderes zu finde, als dass *Heterodon aglyphe* Nattern sind. Gelegentlich findet man noch das Anhängsel „opisthodont“ vermerkt, also mit hinteren Zähnen. Man meint damit große hintere Zähne, weshalb diese Art der Bezahnung mit normalgroßen vorderen und übergroßen hinteren Zähnen

Abb. 2: Langnasen-Strauchnatter (*Philodryas baroni*) ist eine häufig in Terrarien gehaltene Trugnatter. (Foto: BEAT AKERET)

auch als ungleichzahnig bedeutet wird. Die Ungleichzahnigen haben überdies im Regelfall recht ordentlich bezahnte Zwischenkiefer. Duvernoy'sche Drüsen, also Giftdrüsen, von denen das Gift in einem einzigen unverzweigten Giftkanal abgeleitet wird, haben sowohl die opisthoglyphen Nattern als auch die opisthodonten *Heterodon*. Bei erstgenannten wird das Gift in den vorn gefurchten Giftzahn geleitet und so aktiv in die Beute eingebracht. Bei letztgenannten mündet der Giftkanal vor den vergrößerten Zähnen ins Maul. Diese Zähne sind nicht gefurcht oder hohl zum kanalisieren des Giftes. Im Gegenteil, die hinteren Zähne von *Heterodon* verbreitern sich zur Zahnbasis hin nach hinten und bilden so eher eine Art Schneidkante – einer Sichel nicht unähnlich. Bei anderen, überwie-





Abb. 3: Vogelnatter (*Thelotornis capensis*)
(Fotos: BEAT AKERET)

gend südamerikanischen, opisthodonten Nattern sind diese Zähne eher keilförmig angelegt. Diese Zähne sitzen fest und bei geschlossenem Maul nach hinten ins

Maul ragend, in einer Schleimhaut verborgen auf der Zahnleiste im Oberkiefer. Öffnet die Schlange das Maul, dann wird die gesamte Oberkieferleiste vertikal vor das Auge der Schlange geschoben, wobei sich die vergrößerten hinteren Zähne aufrichten. Wird dabei eine Beute gepackt, dann wird diese durch die großen Zähne verletzt. Die stark bezahnten Zwischenkiefer halten die Beute sicher, während durch schließen des Mauls die hinteren Zähne mitsamt den Kieferleisten in die Ausgangsposition zurückgebracht werden, um so die Beute ins Maul hinein zu befördern. Während dieses Fressaktes dürfte wohl auch toxischer Speichel in die Beute hineinfließen, weil doch die Zähne diese zur Genüge schädigen. Das Ganze scheint eine besondere Anpassung

Abb. 4: Obwohl Westliche Hakennattern (*Heterodon nasicus*) keine Giftzähne besitzt, wird sie fälschlicherweise immer wieder als Trugnatter bezeichnet (Foto: JOSEF BECK)





an große und unförmige Beutetiere, wie Kröten zu sein, die sicher gepackt und verschlungen werden müssen. Bei echten Trugnattern, also den opisthoglyhen Schlangen, verläuft der Fressakt viel trivialer. Da heißt es nur Beute packen, zurückrücken, verschlingen und dabei diese mit den stets feststehenden hinteren Giftzähnen punktieren und vergiften. Aus die Maus im wahrsten Sinne des Wortes, wenn eine solche die Beute war.

Das bis hierhin Beschriebene findet man in ordentlichen herpetologischen Abhandlungen im Regelfall in Buchform verewigt. Solche Bücher kann man käuflich erwerben, ausleihen oder gar als PDF im Internet einsehen.

Wenn alles deutlich beschrieben steht, woher kommen dann die irreführenden Fehlinterpretationen?

Aus dem Internet und aus der terraristischen Trivialliteratur, die sich oft auf



Abb. 5: Wassertrugnatter (*Enhydryis* [*Subsector*] *bocourti*) (Foto: BEAT AKERET)

Internetrecherchen oder Internetforen beruft. Mein Ansinnen ist es nun, das Corpus delicti Internet und sich darauf beziehende Literatur einmal näher unter die Lupe zu nehmen.

Wikipedia verkündet zum Beispiel „*Heterodon nasicus* verfügt über hinten ge-

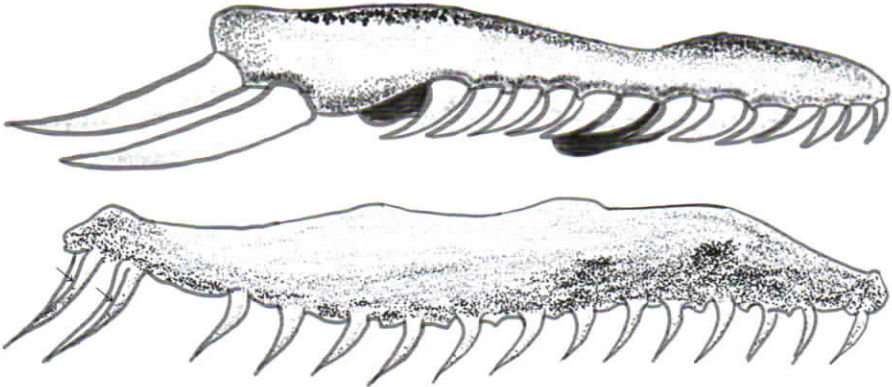


Abb. 6: Vergleich der Bezahnung aglyph-opisthodonter (ungiftiger; oben) und opisthoglypher Schlangen (Trugnattern; unten). Letzteren besitzen an den beiden hintersten, verlängerten Zähne eine Furche (Pfeile), über die das Gift in die Bisswunde eindringen kann. (Zeichnung: BEAT AKERET)

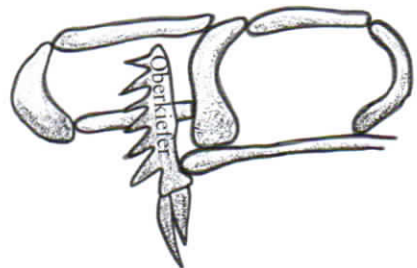
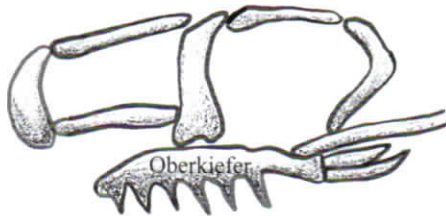


Abb. 7: Portrait einer Westlichen Hakennatter (*Heterodon nasicus*) (Foto: JOSEF BECK)

furchte (opisthogyph) Giftzähne im hinteren Teil des Oberkiefers.“ Eben nicht!

Diese Zähne sind eben kein Giftapparat, deshalb Opisthodont. Und da sie keine

Abb. 8: Öffnet eine Hakennatter (*Heterodon*) ihr Maul, so kann sie ihren Oberkiefer um 90° drehen, sodass die am hinteren Kiefernrand sitzenden, verlängerten Zähne das Beutetier perforieren. Aus einer Kröte, die sich zur Abwehr aufgeblasen hat, entweicht dadurch die Luft, sodass sie von der Schlange verschluckt werden kann. (Zeichnung: BEAT AKERET)





Furchen – die übrigens bei opisthoglyphen Schlangen vorn sind – fürs Gift besitzen, sind es im klassischen Sinne auch keine Giftschlangen. Gift produzieren sie – wie fast alle Nattern – trotzdem. Dieses zeigt ob der mechanischen Zerstörung durch die Zähne dann auch oft Wirkung. Auf „Heterodon.com“ wird dann auch ähnliches kundgetan. Große hintere Zähne werden ohne nachzudenken einfach als opisthoglyph ausgelegt. Neben dem kompletten Blödsinn tauchen oft auch noch Halbwahrheiten in verschiedenen Werken auf. In „Die Westliche Hakennasennatter - *Heterodon nasicus*“ bemerkt SCHMIDT (2009), dass diese hinterständige, vergrößerte Zähne haben, die mit den Giftdrüsen in Verbindung stehen und die Schlangen daher als Giftschlangen anzusehen sind. Nochmal, die Giftdrüsen haben keine Verbindung zu den vergrößerten Zähnen. SCHMIDT betont dann aber, dass diese Zähne nicht gefurcht sind und somit das Gift nicht direkt in die Wunde einbringen können. An dieser Stelle sei angemerkt, als Giftschlangen darf man im

weitesten Sinne alle solche verstehen, die Gift mit Duvernoy'schen Drüsen produzieren. Darunter hat man im speziellen Sinne dann noch solche, die über einen gut funktionierenden Giftapparat verfügen, um das Gift gezielt in das Opfer zu verbringen, also Vipern, Grubenottern, Erdvipern und Giftnattern mit vorder- wie hinterständigen Giftzähnen.

Weiter liest man: die Behauptung, dass die Zähne der Hakennasennattern so weit hinten im Maul stünden, sei falsch, da man diese bei geöffnetem Maul unter den Augen sehen kann. Also, die Zähne liegen und stehen nicht bei geschlossenem Mal ganz hinten im Maul. Ich versichere, dass bei geschlossenem Maul sowieso nichts passieren kann, jedenfalls nicht bei *Heterodon*. Wie diese Zähne in die Position unter dem Auge kommen wurde beschrieben. KRITON KUNZ beschreibt in *Reptilia* 81, 2010, im Artikel „Hooked on Hogs – Süchtig nach Hakennasennattern“ die Sache ähnlich wie SCHMIDT, ergänzt aber, dass die Zähne aufrichtbar sind. Das suggeriert im ersten Gedankenflug, dass das

Abb. 9: Westliche Hakennatter (*Heterodon nasicus*) (Foto: JOSEF BECK)





wie bei Vipern funktioniert, was nicht richtig wäre. Es stimmt aber, wenn man bedenkt, dass sich die Zähne mit dem ganzen Kiefer in die Vertikale aufrichten. Im Gleichen Heft verfällt LEO SPINNER dann in seinem Artikel „Entfesselter Osten! – Die östliche Hakennasennatter, *Heterodon platirhinos*“, auch wieder in die Mär von den opithoglyphen Zähnen. Der aufmerksame Leser dieser Artikel wundert sich dann, denn er hat die Qual der Wahl, das Eine oder das Andere zu glauben. Mit etwas Glück sucht er sich ein herpetologisches Fachbuch und macht sich schlau. Jedem Autor möchte ich anraten, dies auch und vor allem gründlich zu tun und dann die gewonnenen Erkenntnisse um seine ganz persönlichen Erfahrungen zu ergänzen, sonst werden es eben Falschmeldungen, also Fake-News.

Danksagung:

Für die tatkräftige Mitarbeit und Bebilderung dieses Artikels bedanke ich mich bei: BEAT AKERET, Katzenrütistraße 5, CH-8153 Rümlang, beat@akeret.ch
JOSEF BECK, Mühlfeldweg 3, D-85137 Gungoldig, josef.beck1@t-online.de

Literatur:

AMARAL, A. (1978): Serpentes do Brasil: Iconografia colorida. Univ. Sao Paulo, 246 p.
CHIPPAUX, J.-P. (1986): Les Serpents de la Guyane française. Faune Tropical.
GASC, J.P. & M. T. RODRIGUES (1980): Liste préliminaire des serpentes de Guyane française, Bull. Mus. natn. Hist. Nat. Paris 4e serie, 2, A (2): 547-557

KUNZ, K. (2010): Hooked on Hogs – Süchtig nach Hakennasennattern, Reptilia Nr. 81, Februar/März 2010.

LANCINI, A. R. (1979): Serpentes de Venezuela.

LANCINI, A. R. & P. M. KORNACKER (1989): Die Schlangen von Venezuela. Armitano Ed., Caracas: 381 S.

PÉREZ-SANTOS, C. & A.G. MORENO (1988): Ophidios de Colombia, Museo Regionale di Science Naturali, Torino, Monographie VI, 517 p.

PETERS, J.A. & B. OREJAS-MIRANDA (1986): Catalogue of the neotropical squamata: Part 1: Snakes, new material by P. E. VANZOLINI, Smiths Inst. Press Washington D.C., and London, 347 p. (Originally published 1970, revised edition 1986)

ROZE, J. A. (1966): La taxonomia y zoogeographiade los ophidios de Venezuela.

SCHMIDT, T. (2009): Die westliche Hakennasennatter – *Heterodon nasicus*.

SPINNER, L. (2010): Entfesselter Osten! – Die östliche Hakennasennatter, *Heterodon platirhinos*, Reptilia Nr. 81, Februar/März 2010.

STARACE, F. (2013): Serpents et amphibiens de Guyane française, Ibis Rouge Editions, Matoury, Guyane, 604 p.

STARACE (1998): Guide de serpents et amphibiens de Guyane, Ibis Rouge Editions, Matoury, Guyane, 450 p.

Autor:

RALF HÖROLD
Stichelgasse 2a
67229 Gerolsheim
ralf-hoerold@t-online.de



FRITZ JÜRGEN OBST (3. April 1939 - 10. Juni 2018) – ein Nachruf

RALF HÖROLD

Bereits am Vorabend des Folgetages des Ablebens von Prof. FRITZ JÜRGEN OBST erreichte mich die erste Nachricht von dessen Tod. Die Bedeutsamkeit dieses Ereignisses wurde insbesondere auch dadurch unterstrichen, dass etliche persönliche wie auch DGHT-offizielle Freunde und Bekannte es für notwendig erachteten, sich dazu in kurzen Statements mitzuteilen.

Ein bedeutender Herpetologe und Terrarianer ist von uns gegangen! Dabei saßen wir noch wenige Wochen vor diesem tragischen Ereignis in Leipzig zur Jahrestagung der AG Literatur und Geschichte der Herpetologie beieinander. Dort beliebte es Prof. OBST noch, seine Nachfolger im neugewählten Leitungsteam mit gewohnt kecken Sprüchen in deren „Ämter“ „einzuweisen“.

Als Kustos der herpetologischen Sammlung des Staatlichen Museums für Tierkunde in Dresden und späterer Leiter der Staatlichen Naturhistorischen Sammlungen Dresden erwarb sich F. J. OBST durch seine wissenschaftliche Arbeit internationales Ansehen. Im Resultat seiner Tätigkeiten beglückte er auch die Terrarianer mit begehrten Buchveröffentlichungen. Beispielhaft seien nur das „Lexikon der Terraristik“, „Mit gespaltener Zunge“, „Die Amphibien

und Reptilien Europas“ oder „Die Amphibien und Reptilien Deutschlands“ genannt. Die Ergebnisse seiner Forschungsreisen brachte er üblicherweise im Rahmen hochinteressanter Vorträge an den Mann respektive die Frau.



Abb. 1: F. J. OBST an der DGHT-Jahrestagung in Norderstedt. (Foto: BEAT AKERET)

Prof. OBST war selbst auch Terrarianer und mit Grund stolz auf seine Schildkrötenanlage und diverse Terrarien daheim in Radebeul. Es kam auch vor, dass der Herpetologe OBST mit dem Terrarianer OBST rang, wenn es darum ging, gesammelte lebende Tiere als Belegexemplare zu töten und zu konservieren – oder doch erst einmal zu versuchen, diese in menschlicher Obhut zu vermehren. So verdankt die Terraristik eben diesem Umstand, dass das Herz des Terrarianers OBST die Oberhand behielt, den Bestandszuwachs um viele interessante Terrarienarten. Oftmals wurden vertraute Terrarianer mit der Haltung solcher Arten betraut. Die überlassenen Tiere gingen nach deren Ableben in den Bestand des Museums über. Nachzuchten durften üblicherweise behalten werden. Etliche Nattern und Vipern des fernen und mittleren Ostens eroberten dadurch die deutschen Terrarien. Man denke da beispielsweise an *Elaphe schrencki*, *Elaphe climacophora* oder *Elaphe bimaclata*. Die feldherpetologische Arbeit darf bei der Würdigung des Wirkens von Prof. OBST auf keinen Fall vergessen werden. Er zeichnete für diverse großangelegte Projekte mitverantwortlich. Auch in lokal angelegten feldherpetologischen Studien vertraute man auf Herrn OBST zumindest als Tippgeber. Auch wanderte so manches Script vor der Veröffentlichung zur fachlichen Begutachtung über seinen Schreibtisch. F. J. OBST fungierte als Vizepräsident der DGHT und in deren verschiedenen Untergruppierungen. Dies waren insbesondere die AG-Literatur und Geschich-



Abb. 2: F. J. OBST in seinem Molchkeller
(Foto: RALF HÖROLD)

te der Herpetologie und vor allem auch die Regionalgruppe Dresden. Rückblickend muss auch ich persönlich feststellen, dass ich niemals eine Regionalgruppe oder Arbeitsgemeinschaft geleitet hätte ohne F. J. OBST'S Einfluss. Er begann seine Karriere als Pädagoge, was man, wenn man sich an Ihn mit Fachfragen wendete, zunächst gar nicht mal mitbekam. Er verstand es aber, wenn er ernsthaftes Interesse am Thema vermutete, geschickt den Anfragenden so anzuleiten, dass dieser mit Unterstützung des Herrn OBST sein Problem irgendwann selbst lösen konnte. Wenn ich mich bei DGHT-Veranstaltungen so umschaue, dann darf ich feststellen, dass da nicht wenige Terrarianer mit fundierter herpetologischer Basis sind, die sich auf Prof. F. J. OBST als Mentor berufen. Da kaum jemand alle Interessengruppen der DGHT in einer Person so verband wie Prof. F. J. OBST, muss an dieser Stelle von vielen festgestellt werden: Wir vermissen Ihn und gedenken seiner in Ehren.



Autorenrichtlinien für „Ophidia“ Zeitschrift der DGHT-AG Schlangen

„Ophidia“ ist die Zeitschrift der AG Schlangen der DGHT e.V. und ist offen für ein breites Themenspektrum. Publiziert werden vorwiegend Originalarbeiten, die sich in irgendeiner Weise mit Schlangen beschäftigen. Themen könnten z.B. Haltung, Vermehrung, Lebensweise, Verhalten, Verbreitung, Systematik, Tiergesundheit, Schutz oder Bibliographien sein.

Vorweg möchten wir darauf hinweisen, dass Sie uns gern auch nicht „druckreife“ Manuskripte einsenden können, wenn Sie eine interessante Beobachtung gemacht haben. Wir helfen bei der Überarbeitung. Damit möchten wir potentielle Autoren, die vielleicht noch nie einen Artikel geschrieben haben, ermutigen, ihr oft sehr umfangreiches Wissen zu Papier zu bringen.

Bitte reichen Sie Ihr Manuskript als WORD- oder ASCII-Datei (1,5-zeilig, Times, Schriftgröße 12) bei der Schriftleitung ein. Die im Text zitierten Quellen sind am Ende des Textes nach Autoren sortiert aufzuführen, wobei mehrere Arbeiten eines Autors/Autorenteams aus dem selben Jahr durch a, b, c usw. gekennzeichnet werden. Wissenschaftliche Gattungs- und Artnamen werden kursiv, zitierte Autoren und Personennamen in KAPITÄLCHEN geschrieben. Nehmen Sie bitte keine weiteren Formatierungen und auch keine Silbentrennung vor. Die Zitierweise entspricht der der SALAMANDRA.

Beispiele:

KNÖPFER, L.-P. (1976): Food habits of *Aubria subsigillata* in Gabon. – *Zoologie Africaine*, 11: 369-371

KÖHLER, G. (2003): Reptiles of Central Amerika. – Offenbach (herpeton), 367 S.

Abbildungen und Tabellen sollten nicht in den Text eingearbeitet werden, sondern gesondert und fortlaufend nummeriert beigelegt sein. Eine dazugehörige Legende ist auf einer eigenen Seite anzufertigen. Fotos sollten bevorzugt als ausreichend große JPG-, BMP-, oder TIF-Dateien eingeschickt werden. Für eingeschicktes Material kann die Redaktion keine Haftung übernehmen.

Wir ermuntern Sie ausdrücklich dazu, alle Texte, Bilder und Grafiken elektronisch einzureichen. Computergrafiken sollten eine Strichdicke von 0,1 mm nicht unterschreiten. Fotos können mit einer Auflösung von 300dpi und Grafiken mit 600 dpi eingereicht werden. Dateien bis zu einer Größe von 10 MB können per Mail eingeschickt werden. Bei größeren Dateien bitten wir um Zusendung auf geeignetem Datenträger (Stick, CD oder DVD). Nach Einsendung der Dateien erhalten Sie eine Eingangsbestätigung. Bitte geben Sie für eine schnellere Kommunikation stets auch Ihre E-Mailadresse an.

Die Redaktion behält sich vor, einzelne Artikel an Rezensenten weiterzugeben und gegebenenfalls so oft wie nötig zur Korrektur an den Autor zurückzusenden oder abzulehnen. Wir leisten in jedem Fall gern Hilfe bei der Korrektur.

Bitte geben Sie stets die vollständige Adresse des (Erst-)Autors an. Jeder Autor erhält nach Erscheinen der jeweiligen Auflage 5 Extra-Hefte mit seinem Artikel. Bei weiteren Fragen stehen Ihnen die Mitglieder der Schriftleitung gerne zur Verfügung.

Bitte reichen Sie Ihr Manuskript postalisch oder per E-Mail bei einem der nachfolgend aufgeführten Lektoren ein.

Schriftleitung:

RALF HÖROLD (verantwortlich)

Stichelgasse 2a

D-67229 Gerolsheim

ralf-hoerold@t-online.de

JOSEF BRUNS

Kornstraße 12

D-31535 Neustadt a. Rbg

josef.bruns@yahoo.de

Layout:

Dr. Beat Akeret

Katzenrütistraße 5

CH-8153 Rümlang

beat@akeret.ch

