

ophidia

Jahrgang 4 / Ausgabe 1 / 2010

Zeitschrift für Schlangenkunde



Impressum und AG-Info

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

Mitglied kann jeder werden, der sich für diese faszinierende Gruppe von Reptilien interessiert. Die Mitgliedschaft in der DGHT ist dabei keine Bedingung. Jedoch ist die Satzung der DGHT bindend.

Die Aufgaben der AG sind:

- Vermehrung von Schlangen zur Vermeidung von Naturentnahmen,
- Verbreitung fachlicher Kenntnisse und Erfahrungen,
- Ausrichtung von zwei Fachtagungen im Jahr, zusammen mit dem SDB e.V.
- Herausgabe von zwei Ausgaben der Zeitschrift „Ophidia“ pro Jahr

Unsere Ziele sind:

- Erweiterung des Kenntnisstandes im Fachgebiet durch Publikationen in Fachzeitschriften, durch Erfahrungsaustausch und Vorträge.
- Aufklärungsarbeit und der Abbau von Aversionen gegenüber Schlangen in der Öffentlichkeit.
- Die AG soll Ansprechpartner für Privatpersonen, Wissenschaftler und Behörden für Fragen zu Biologie, Taxonomie, Haltung und Zucht sowie zur Bedrohung einzelner Arten sein.

Impressum:

Herausgeber: AG Schlangen in der Deutschen Gesellschaft für Herpetologie und Terrarienkunde e.V.

Leiter der AG: BERND SKUBOWIUS, Mülhauser Str. 49, D-44627 Herne

Kontakt: MAIK DOBIEY, Oberdorf 34, D-53347 Alfter;
E-Mail: m.dobiey@uni-bonn.de

Kassenwart: MARCO SCHULZ

Schriftleitung: MAIK DOBIEY, Oberdorf 34, D-53347 Alfter;
E-Mail: m.dobiey@uni-bonn.de
DR. GUIDO WESTHOFF, Trierer Str. 55, D-53115 Bonn;
E-Mail: gwesthoff@uni-bonn.de

Redaktionsbeirat: DR. LUTZ DIRKSEN, DR. MARKUS MONZEL, FRANK WEINSHEIMER

Layout: ANDREA K. ROHDE, Gustav-Mahler-Str. 31, D-04109 Leipzig,
E-Mail: rohde@photobox-graphics.de, ANDREAS MENDT

Editorial

Liebe Leserinnen und Leser,

in die vorliegende Ausgabe der *Ophidia* haben wir einen langen Artikel über die Haltung und Zucht vom Grünen Baumpython genommen; eine der wenigen Schlangen, deren Beliebtheit in den vergangenen 30 Jahren kaum nachgelassen hat. Autor dieses Artikels ist Daniel Sickmann, der am 12. Mai 2008 auf tragische Weise bei einem Motorrad-Unfall ums Leben gekommen ist. Ich (GW) war seit 20 Jahren mit Daniel befreundet und war zur Zeit des Unglücks leider in Australien. Den vorliegenden Artikel hat Daniel mir einige Monate vor seinem Tod für die *Ophidia* geschickt. Wir wollten ihn eigentlich in mehreren Teilen publizieren und viele Bilder einfügen. Zu den Bildern ist es nun nicht mehr gekommen, aber den Artikel wollen wir trotzdem nicht länger in der Schublade lassen. Daniel Sickmann war ein sehr hilfsbereiter und freundlicher Mensch, der sich in den letzten 10 Jahren eine schöne Baumpythonzucht aufgebaut hat und nie müde wurde, Menschen am Telefon, im Internet oder im persönlichen Gespräch auf Börsen mit seinen Erfahrungen zu helfen. Ich habe den Artikel in der originären Zeitform des Präsens gelassen wie Daniel ihn geschrieben

hat und hoffe, dass seine Erfahrungen vielen Schlangen-Haltern ein letztes Mal zu Gute kommen.

Wir sind froh, die *Ophidia* nun im vierten Jahr präsentieren zu können und rufen unsere Leser erneut dazu auf, ihre Erfahrungen rund um unser Hobby mit uns zu teilen. Schreiben Sie auf, was Sie mit Gleichgesinnten teilen wollen und irgendwie mit Schlangen zu tun hat. Sie als Leser sind es, die unsere Zeitschrift am Leben halten.

Die ausgebrochene Kobra in Mühlheim hat unserem Hobby nachhaltig geschadet, Statements dazu sind schon überall gedruckt. Rufe werden laut nach Verboten, Genehmigungen und verpflichtenden Kursen im Umgang mit fast jeder Art von Reptilien, die einem auch nur einen Kratzer zufügen können. Möge dieser Sturm der Entrüstungen und teilweise befremdlichen Motivationen für eine Regelung nicht in irrationalen Restriktionen enden. Aber nun viel Spaß beim Lesen der *Ophidia*

Maik Dohley

&

Dr. Guido Westhoff
Schriftleitung

Inhalt

DANIEL SICKMANN: Anmerkungen zur Haltung und Zucht des Grünen Baumpython (Morelia viridis)	2
AG-Ankuendigung	32

Anmerkungen zur Haltung und Zucht des Grünen Baumpythons (*Morelia viridis*)

DANIEL SICKMANN † 12.05.2008

Einleitung

Seit der Erstbeschreibung durch SCHLEGEL im Jahre 1872 mit dem Taxonom *Python viridis* fanden einige Revisionen innerhalb der Systematik statt. Bis zur aktuellen Einordnung in die Gattung *Morelia* war die wissenschaftliche Bezeichnung *Chondropython viridis*. Umgangssprachlich hat sich der Trivialname „Chondro“ bei den Terrarianern verbreitet.

Dieser schlanke, mittelgroße und arborial lebende Python ist ein nachtaktiver Lauerjäger aus den Regenwäldern von Neuguinea und einiger Inseln von Indonesien. In Australien ist *Morelia viridis* im Norden auf der Halbinsel Cape York zu finden.

Die Erstnachsichten dieses Pythons fanden Anfang der 1970er Jahre statt. Seit dem wurden, bis in die Mitte der 1980er Jahre, eher zufällige Zuchterfolge verzeichnet. Die hierbei gemachten Erfahrungen führten zur stetigen Verbesserung der Nachzuchterfolge von *Morelia vi-*

ridis. Insbesondere in den USA werden seit dieser Zeit, vermehrt *Morelia viridis* auch von kommerziellen Züchtern nachgezogen.

Beschreibung

Typisch für einen Baumbewohner sind der schlanke Körper, die weit überlappenden Bauchschilder, sowie die überwiegend grüne Färbung. *Morelia viridis* verbringt sein Leben vorwiegend auf Ästen von Sträuchern und Bäumen.

Ausnahmen sind:

1. Wechsel der Territorien, ausgelöst durch
 - Präsenz von Prädatoren
 - Seltene oder keine Beute
 - Dominanz durch Artgenossen
2. Paarungstrieb der Männchen
3. Suche nach geeignetem Eiablageplatz
4. Trinken



5. Suboptimale Temperaturverhältnisse. Bei Männchen kann man vor den beginnenden Paarungen und während der Paarungsunterbrechungen beobachten, dass diese dann gelegentlich den kühleren Boden aufsuchen
6. Mangelnde Vitalität. Erkrankte, geschwächte oder verletzte Tiere verlassen oftmals ihre angestammten Plätze und sind dann auch am Boden zu finden.
7. Parasiten. Befall durch Ektoparasiten, wie den Blutmilben, veranlasst die Tiere sich zu baden.

Die Tiere verbringen den Tag in ihrer typischen eingerollten Ruheposition auf höher gelegenen Stammplätzen, um dann in der Nacht ihre Jagdplätze aufzusuchen. Diese Stellen sind meistens waagerechte Äste, die sich knapp über dem Boden befinden.

Hier lauern sie insbesondere bodenbewohnenden Kleinsäugetern auf, welche ihre bevorzugte Beute ist. Vögel werden seltener erlegt. Jungtiere erbeuten wohl bevorzugt Echsen und gelegentlich auch Käfer oder Falter.

Morelia viridis ist in der freien Wildbahn für seine hohe Verteidigungsbereitschaft bekannt, auf Störungen reagiert er mit vehementen Bissen. Sein gut entwickelter Greifschwanz ermöglicht ihm hierbei, auch auf größere Distanz, vermeintliche Feinde mit großer Reichweite zu attackieren, ohne dabei seinen Ast verlassen zu müssen. Die langen, nach hinten gebogenen Zähne können sehr schmerzhaft und stark blutende Wunden hinterlassen, die manchen Gegner zum Rückzug veranlassen.

Die Kombination von gutem Bewegungsehen, hochentwickelten Wärmesensoren in den Labialgruben, sensiblem Geruchssinn und hohe Feinfühligkeit auf Erschütterungen erlauben *Morelia viridis* selbst bei absoluter Dunkelheit erfolgreich Beute zu schlagen.

Die enorm schnellen Reaktionen und die hohe Geschwindigkeit des Zuschlagens überrascht das Opfer oftmals so, dass es nicht mehr entkommen kann. *Morelia viridis* ver-

folgt bei Fehlschlägen die Beute nur solange sich diese in seinem Aktionsradius befindet. Eine aktive Verfolgung findet nicht statt.

Die schnellen Reaktionen führen dazu, dass auch nicht immer differenziert wird, ob es sich um Beute oder anderes handelt. Selbst Lichtreflexe können Attacken auslösen.

Die klimatischen Verhältnisse in den Verbreitungsgebieten von *Morelia viridis* ohne jahreszeitliche Unterteilungen, sondern nur in der Unterscheidung von Regen- und Trockenzeit, lässt eine asaisonale Reproduktion zu. Außer in der heißen Trockenzeit werden ganzjährig Gelege abgesetzt. In welchen Abständen oder Zyklen freilebende *Morelia viridis* Nachkommen produzieren, ist nicht geklärt. Auch zur Gelegegröße, Schlupfquote und der Mortalitätsrate der Jungtiere, fehlen noch genauere Untersuchungen und somit verwertbare Daten.

Morelia viridis im Terrarium

Im Jahre 1994 erhielt ich meine ersten *Morelia viridis*. Es handelte sich um 2 Paare im Alter von 9 Monaten, die gerade mit der ontogenetischen Umfärbung begonnen hatten. Die Tiere fraßen Mäuse und Ratten direkt aus der Pinzette.

Im Jahre 1998 stellte sich der erste Nachzuchterfolg ein. Heute ist noch ein Pärchen der ersten Gruppe in meinem Bestand und das Weibchen hat diesjährig wieder ein Gelege mit 34 befruchteten Eiern produziert.

Vor der ersten eigenen NZ erweiterte ich meinen Bestand um einige weitere *Morelia viridis*, und ziehe nun die verschiedenen Varianten dieser Art regelmäßig nach.

Unterbringung der adulten Baumpythons

Adulti halte ich entweder einzeln oder zu zweit in einem Terrarium. Bei zwei Tieren in einem Becken sind einige wichtige Voraussetzungen zu beachten.

1. Bei zwei Männchen in einem Terrarium kann es schnell zu schweren Beißereien kommen, wenn nur eines der Tiere in Paarungsstimmung kommt. Männliche *Morelia viridis* führen nur kurze oder gar

keine Kommentkämpfe. Heftige Beschädigungskämpfe sind hierbei keine Seltenheit. Das Risiko von schwersten, bis zu tödlichen Verletzungen sollte nicht unterschätzt werden.

2. Wenn in einem Becken mit zwei Tieren, eines dabei ist, welches nur lebende Beute akzeptiert, ist eine kontrollierte Fütterung schwierig bis unmöglich. Denn Chondros, die tote Futtertiere annehmen, nehmen in der Regel auch lebende. Wenn sich nun beide auf dasselbe Futtertier stürzen, sind Bissverletzungen schon vorprogrammiert. Erschwerend ist, dass viele Exemplare nicht unbedingt Nahrung außerhalb ihres Territoriums annehmen, wie man es bei anderen Arten aus dem *Morelia*-Komplex kennt. Daher funktionieren Trennungen, zum Zweck der separaten Fütterungen in den seltensten Fällen. Füttere ich in einem Becken mit zwei Tieren, dann ist der Abstand der Tiere so groß, dass ich gegebenenfalls einen Sichtschutz (in Form eines Stück Pappe) zwischen die beiden Tiere halten kann.
3. Mehrfach habe ich feststellen müssen, dass es Chondros gibt, die nicht miteinander harmonieren. Das unterdrückte Tier stellt entweder die Nahrungsaufnahme ein oder/und hält sich nur am Boden des Terrariums auf.

Unabhängig vom Geschlecht, reagierten die so untergeordneten Tiere auch auf andere Störungen erheblich nervöser. Ein weibliches Exemplar reagierte dabei auf Routinetätigkeiten im Becken mit Zischen und vermehrter Speichelbildung, die dann anhand von Bläschen an Nase und Maulspitze erkennbar war.

Wurde das unterdrückte Tiere separiert, stellten sich alle Auffälligkeiten in maximal einer Woche wieder ein. Wird aber das dominante Exemplar entfernt, kann es Wochen dauern, bis sich eine positive Veränderung bemerkbar macht.

Gravide Weibchen müssen immer einzeln gehalten werden. Die Anwesenheit eines weiteren Tieres führt zu erhöhter Reizbarkeit. Die angebotenen Eiablageplätze werden

unter Umständen auch von dem anderen Insassen aufgesucht, so dass die Eiablage erschwert und das Gelege dann von den Ästen oder aber an suboptimalen Plätzen abgelegt wird.

Die Terrarien

Die Terrarien haben alle einen Wärmestrahler (Heatpanel 110 Watt) innen am Deckel, die knapp die gesamte Tiefe und 1/3 der Terrarienbreite abdecken. Hierdurch erziele ich einen horizontalen Temperatur-Gradienten, der tagsüber 28° C - 32° C und nachts 23° C - 26° C (außerhalb der Paarungszeit) abdeckt. Die Heatpanels haben eine separate Einstellung für die maximal zu erreichende Oberflächentemperatur. Die Steuerung erfolgt über dimmende Thermostate mit frei einstellbarer Nachtabsenkung. Die Fühler sind ca. 10 cm unter den Heatpanels angebracht. Mit außenliegenden digitalen Thermometern wird über einen Fernfühler die Innentemperatur ermittelt.

Beleuchtet wird mit einer Leuchtstofflampe T5, 21 Watt und die Beleuchtungsdauer beträgt außerhalb der Nachzuchtssaison 12 Stunden.

Zur Versorgung mit Trinkwasser habe ich in jedem Terrarium einen Edelstahl-Wassernapf mittels einer Clip-Halterung an einer Seite des Beckens auf halber Höhe befestigt. Im Gegensatz zu Näpfen, die sich auf dem Boden befinden, werden diese auch nicht als WC missbraucht.

Es ist ein weit verbreiteter Irrtum, dass Chondros ihren Durst durch trinken des Wassers auf ihrem Körper oder von den Wänden und Blättern löschen. Richtig ist, dass die meisten Exemplare gezielt die Näpfe aufsuchen, um dann manchmal stundenlang daraus zu trinken.

Die Äste sind massive Korkkäste mit einem Durchmesser von ca. 5 - 15 cm (nicht die hohlen Röhren) und mit künstlichen Pflanzen versehen. Sie sind so angeordnet, dass die Tiere in den verschiedensten Temperaturzonen eine waagerechte Liegemöglichkeit vorfinden.

Als Bodengrund verwende ich Pinienborke in der Körnung von 7-15 mm.

Die Lüftungen befinden sich in der Rückwand (oben und unten) jeweils auf der linken und rechten Seite.

Die relative Luftfeuchtigkeit (60-90%) erreiche ich durch tägliches (1 bis 2 mal) versprühen von warmen Leitungswasser von Hand, mittels 5 l Drucksprüngerät. Der Bodengrund wird dabei so befeuchtet, dass er innerhalb von 24 Stunden wieder abgetrocknet ist. Spätestens zwei Stunden bevor das Licht ausgeht, sprühe ich letztmalig, damit die Kombination von Nachtabsenkung der Temperatur und Verdunstungskälte die Tiere nicht unnötig belastet.

Da immer wieder von Chondrohaltern (und Haltern anderer Arten) zu hören oder lesen ist, dass die Tiere kein direktes Ansprühen mögen und auf dieses dann mit schnappen reagieren, erkläre ich meine Vorgehensweise.

1. Die Wassertemperatur beträgt ca. 40-45° C. Zur Überprüfung sprühe ich meine Hand an, wobei der Abstand zur Düse ungefähr 20 cm beträgt. Wenn der Nebel hier lauwarm ist, dann ist die Temperatur akzeptabel. Ein Blick auf das Thermometer bei den Tieren (10 - 15 min. nach dem sprühen) gibt dann noch genaue Auskunft. Ein Abfallen um mehr als 3° C ist schon suboptimal.
2. Der austretende Nebel sollte fein und kein Strahl sein.
3. Ich beginne immer an der entferntesten Stelle zum Tier. Vom Boden ziehe ich dann langsam nach oben und letztendlich besprühe ich das Tier. So wird das Tier nicht überrascht und bekommt früh genug mit, dass nichts bedrohliches passiert.

Fütterungen

Meine Tiere bekommen ausschließlich Mäuse und Ratten in den verschiedensten Entwicklungsstadien. Echsen werden grundsätzlich nicht angeboten und Eintagsküken dienen nur zur Eingewöhnung von Neuzugängen, wenn diese partout alle anderen

Angebote verweigern und keine Fütterungstechnik mehr funktioniert. Ausnahmen sind Neonaten, aber dazu später mehr.

Bis auf wenige Ausnahmen, bekommen alle Baumpythonen bei mir tote Futtertiere. Den überwiegenden Teil deckt Frostfutter ab, welches ich in heißem Leitungswasser (55-60° C) auftaue. Vor der Fütterung werden die Futtertiere mit einem Frotteetuch abgetrocknet. Ein Anteil von 10-20 % der Nahrung sind dann noch frisch tote Nager.

In der Regel muss ich die Beute (mit Pinzette/Zange) den Tieren nur vorhalten, um den Beutereflex auszulösen. Ich habe aber auch Tiere, denen muss ich das Futtertier neben ihnen auf den Ast legen, damit sie diese dann ungestört in der Nacht fressen. Gefüttert wird nach dem die Beleuchtung mindestens 1 Stunde aus ist.

Die Fütterungsintervalle der Adulti betragen 10 - 20 Tage und ist abhängig von der Größe der Futtertiere und der Phase, in der sich die Chondros befinden. Weibchen vor der Paarung und nach der Eibalge werden in kürzeren Abständen gefüttert, genauso wie die Männchen nach den Paarungen.

Viele *Morelia viridis* sind regelrechte Fressmaschinen und daher ist hier auch eine gewisse Disziplin vom Halter wichtig, damit die Tiere nicht verfetten und dieses dann zu Gesundheitsschäden führt.

Verhalten und Handhabung

Tagsüber ruhen eingewöhnte Tiere auf ihren Schlafplätzen und reagieren kaum bis gar nicht auf Störungen im oder außerhalb des Terrariums. Exemplare, die weniger Kooperationsbereitschaft zeigen, werden mit einem Griff direkt hinter dem Kopf fixiert. Da Baumpythonen sich mit dem Hinterleib und insbesondere mit ihrem Greifschwanz an den Ästen festhalten, ist eine ruhige und besonnene Vorgehensweise oberstes Gebot, um die Tiere unversehrt aus dem Becken zu bekommen. Haken verwende ich nur, um die Tiere zu animieren, dass sie sich mit ihrem Schwanz von dem Ast lösen. Hierzu berühre ich sie leicht mit dem Haken an den Stel-

len, die sich um den Ast gewickelt haben. Dies geschieht ohne großen Druck, sondern es ähnelt mehr einem Streicheln. Grundsätzlich gilt hier: Handling nur wenn nötig und so wenig wie möglich!

Morelia viridis ist standorttreu und somit reduzieren sich die Aktivitäten von subadulten und adulten Exemplaren auf die abendliche Einnahme des Jagdplatzes und morgens wird dann der Ruheplatz aufgesucht. Die Position des Jagdplatzes liegt i.d.R. tiefer als der Ruheplatz. Viele Tiere verlassen nicht einmal den Schlafast, sondern begeben sich nur mit dem Vorderkörper auf einen tiefer gelegenen Ast, um dort auf Beute zu lauern.

Ausnahmen sind hier paarungswillige Männchen auf der Suche nach Weibchen. Eine erhöhte Aktivität zeigen auch gravide Weibchen kurz vor der Eiablage, wenn sie einen geeigneten Ablageort für ihre Eier suchen.

Während der Dunkelheit vermeide ich es, innerhalb der Terrarien noch irgendwelche Verrichtungen vorzunehmen, denn dann wird die Hand schnell mit Beute verwechselt und ein Biss ist schnell platziert.

Zucht

Wichtigstes Kriterium ist zunächst einmal, dass die Geschlechter einwandfrei bestimmt sind. Ich sondiere die Tiere denn andere Methoden sind entweder nicht praktikabel, führen zu Verletzungen oder sind zu ungenau.

„Spermplugs“ (Samenpropfen) in der Kloakenregion abgestreiften Haut besagen, dass es sich um ein potentes Männchen handelt. Das Fehlen dieser „Spermplugs“ bedeutet im Umkehrschluss aber nicht, dass es sich um ein Weibchen handelt.

Ob die Tiere paarweise oder einzeln gehalten werden und zur Paarung zusammengeführt werden, macht bei meinen Tieren keinen Unterschied. Auch stelle ich keinen Unterschied fest, ob Männchen zum Weibchen oder umgekehrt gesetzt werden.

Es gibt aber Männchen, die brauchen die Motivation durch ein anderes Männchen, um sich dem Weibchen zu widmen. Hierzu nehme ich dann ein männliches Tier und halte es unter Zuhilfenahme von zwei Schlangenhaken, in das Terrarium des Paares, dass zur Paarung angeregt werden soll. Hier achte ich darauf, dass das Tier nicht die Haken verlässt und sich in die Äste begibt.

Sobald der Revierinhaber das fremde Männchen in seinem Reich bemerkt und dieses durch erhöhte Aufmerksamkeit signalisiert, warte ich noch eine kurze Zeit und entferne den „Eindringling“ wieder. Das Resultat ist i.d.R., dass der Revierinhaber dann völlig hektisch und wild stoßend durchs Terrarium jagt. Führt dieser und 2 - 3 folgende Versuche nicht zum Erfolg, dann setze ich einen anderen Partner für den Zuchtversuch ein. Bleiben dann auch hier die erhofften Kopulationen aus, dann ist das Weibchen nicht paarungsbereit.

Ein guter Zeitpunkt einer erwünschten Paarung ist unmittelbar nach einer Häutung des Weibchens gegeben.

Ab Oktober bis in den April des folgenden Jahres erfolgen die meisten Paarungen. In diesem Zeitraum senke ich die Nachttemperatur auf 21° C bis 24° C. Aufgrund der Umgebungstemperatur im Zuchtraum reduziere ich die Dauer des Tageslichtes in dieser Zeit zusätzlich auf 8 Stunden.

Vor den geplanten Verpaarungen bekommen die Weibchen 3 Monate lang mehr Futter angeboten, da ich die Erfahrung gemacht habe, dass die Gelegegröße, Vitalität der Eier und auch die Qualität der Schlüpflinge hierdurch positiv beeinflusst wird. Weibchen, die während der Zuchtsaison Fettreserven mitbringen, bringen größere Gelege mit einer höheren Schlupfrate und die Neonaten sind kräftiger. Ich füttere die Weibchen, während der Paarungspausen weiter bis sie die angebotene Beute nicht mehr annehmen. Die Männchen fressen in der Paarungszeit nur selten.

Wenn das Weibchen in der letzten Häutung vor der Eiablage ist, wird das Männchen

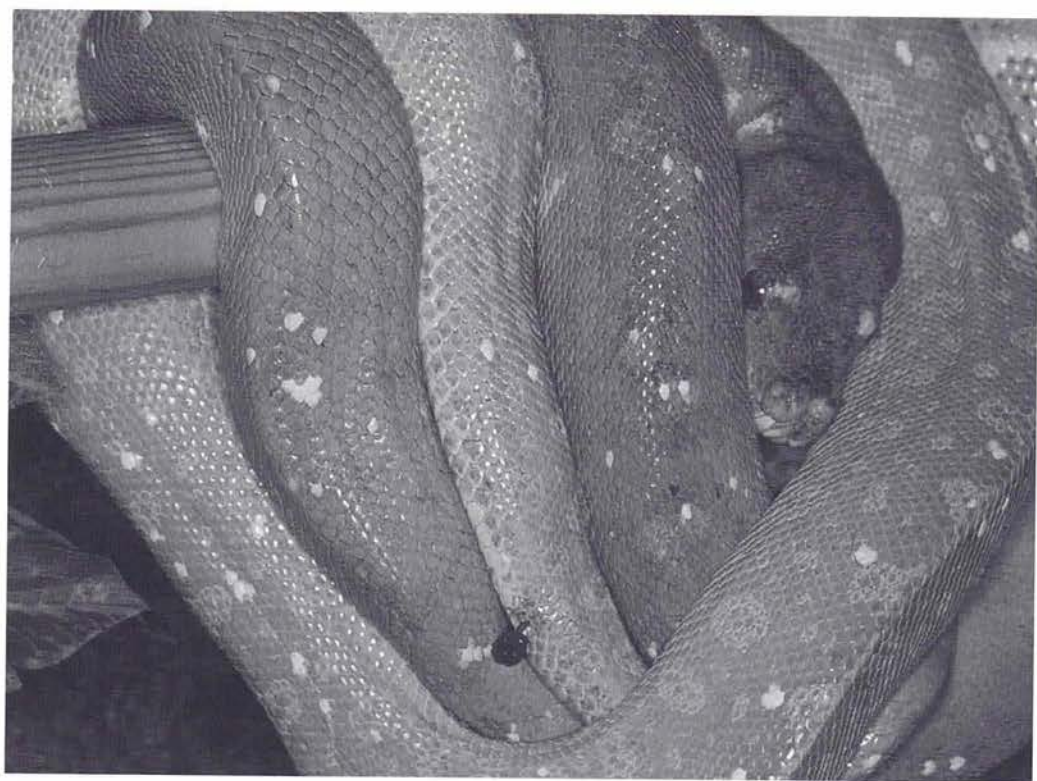


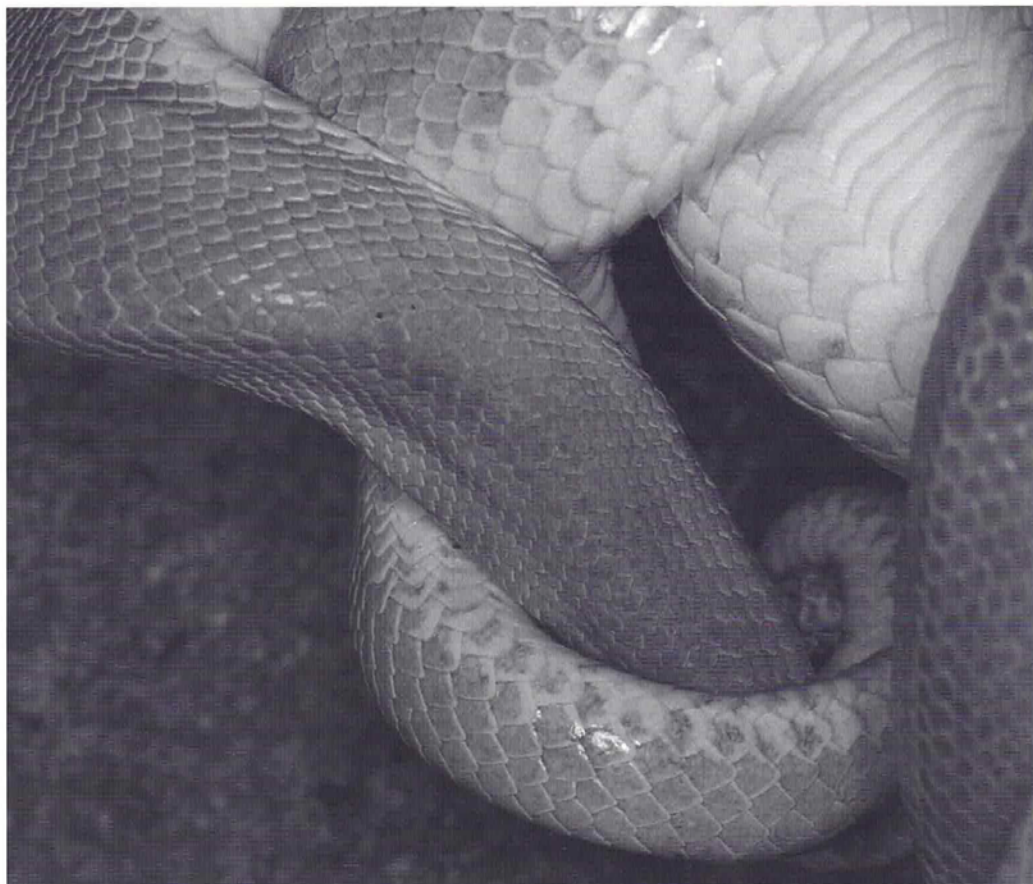
aus dem Becken entfernt und dem Weibchen biete ich einen Ablageplatz an. Dieser ist bei mir ein Kunststoff-Blumentopf mit Deckel, welcher ca. 10 cm hoch mit trockenem Spaghnummoos gefüllt ist. Der Durchmesser ist 28 cm, die Höhe beträgt auch 28 cm und in 15 cm Höhe ist ein Loch mit einem Durchmesser von 7 cm. Die Maße haben sich bei mir bewährt, da sich das Tier während der Ablage noch bewegen kann und somit die Kontraktionen leichter ausfallen als in einem engen Behältnis. Dennoch haben die Tiere ihr Bedürfnis an Deckung befriedigt. Ein großer Vorteil ist, dass zwischen Tier und den Topfwänden noch genügend Platz bleibt um das Muttertier von seinem Gelege nehmen zu können.

Chondro-Weibchen lassen nicht immer eindeutig erkennen, ob Follikel heranreifen, dafür ist aber die Ovulation fast nie zu übersehen. Leider sagt diese nichts über den Erfolg der Paarungen aus.

Das Gelege

Ich inkubiere die Eier künstlich, so dass es erforderlich ist, das Weibchen von seinem Gelege zu nehmen. Wenn das Weibchen sich kegelförmig um sein Gelege gewickelt hat und der Kopf obenauf liegt, ist die Ablage beendet. Bei größeren Gelegen kommt es vor, dass sich –ebenso wie unbefruchtete- Eier abseits neben dem brütenden Muttertier befinden. Um das Tier und Gelege zu trennen ist nun eine besonnene und dennoch zügige Vorgehensweise wichtig. Je länger das Weibchen schon auf dem Gelege liegt, desto höher ist seine Verteidigungsbereitschaft. Daher nehme ich ein feuchtes Tuch und lege es dem Tier auf den Kopf, dann fixiere ich diesen und beginne nun das Tier vom Gelege abzuwickeln. Hierbei achte ich darauf, dass das Weibchen nicht mit seinem Schwanz ins Gelege greift und dieses dann auseinander reißt oder aber anhebt. Eine zweite Person ist dabei sehr hilfreich.





Die Inkubation

Nachdem nun Mutter und Gelege getrennt sind, nehme ich die schon verklebten Eier und überführe sie in die Brutdose. Ich lasse den verklebten Eiklumpen zusammen und trenne diesen nicht auf. Eier die nicht miteinander verklebt sind, werden ohne Positionsveränderung in die Brutdose gelegt. Ich durchleuchte die Eier nicht und markiere sie auch nicht mit einem Stift.

Die Brutdose ist eine verschliessbare runde Kunststoff-Dose ohne Lüftungen mit 30 cm Durchmesser und 15–18 cm Höhe. In der Dose habe ich ca. 2-4 cm hoch feuchtes Vermiculite mit einer mittleren Körnung eingefüllt. Darüber liegt ein Gitter aus Draht oder Kunststoff, damit die Eier nicht direkt auf dem feuchten Substrat liegen. Da der Inku-

bator schon mindestens seit der letzten Häutung läuft, ist das Substrat und die Dose vorgewärmt wenn die Eier überführt werden.

Der Brutvorgang findet in einem Um-/Ab-luft-Inkubator statt, der sich in einem kühlen Raum befindet, um auch bei hohen Außentemperaturen eine Überhitzung zu vermeiden. In dem Brüter befinden sich Ablagebleche, die durch Auswahl der Einschübe höhenverstellbar sind. Es handelt sich um eine s.g. Trocken-Inkubation, da im Brutschrank selbst keine Steuerung der Luftfeuchte stattfindet. Über Schieber kann auf Umluft und variable Abluft umgestellt werden. Die Temperatursteuerung findet über ein integriertes Thermostat statt, dessen Genauigkeit bei 0,2° C liegt. Zur Überwachung der Temperatur kommt ein digitales Thermometer mit einer ähnlichen Genauigkeit < 0,2° C zum Einsatz.



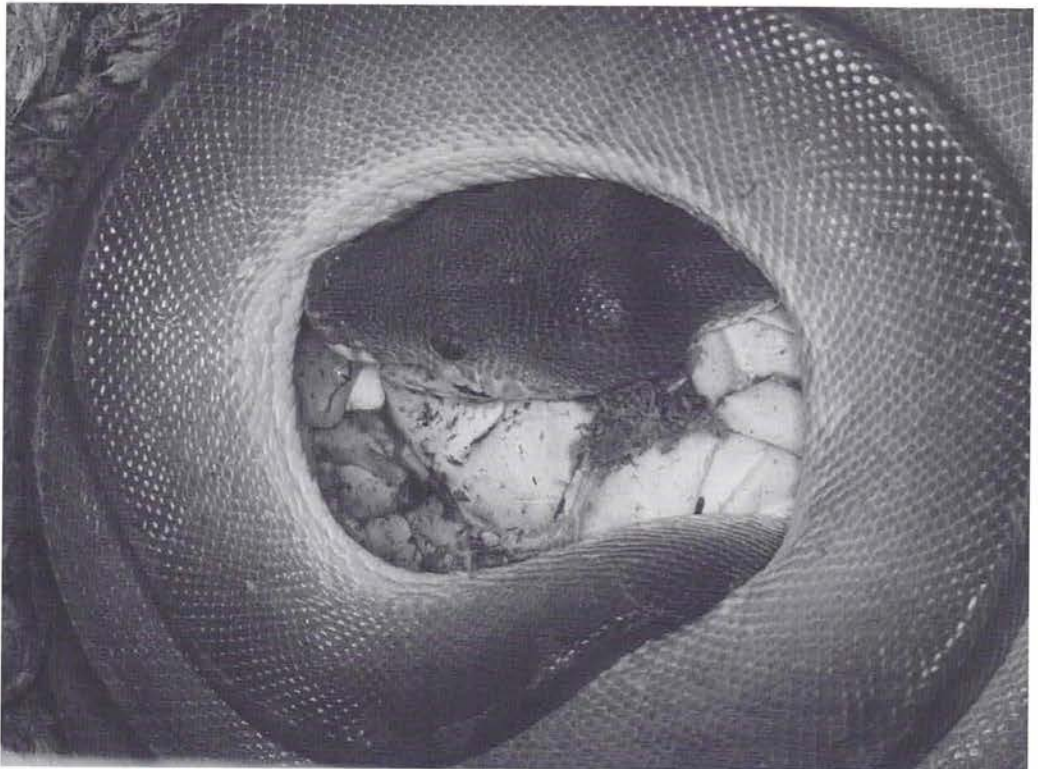


Bei Bruttemperaturen von 30,5° C - 31,8° C habe ich keine signifikanten Unterschiede in der Schlupfrate oder der Vitalität der Neonaten bemerken können. Die Brutdauer beträgt dann zwischen 50 und 57 Tagen. Ich variiere die Temperatur nicht während der Inkubation, sondern behalte die gleiche Temperatur von Brutbeginn bis Brutende bei.

Eier, die während der Inkubation schimmeln und sich grünlich verfärben sind entweder unbefruchtet oder abgestorben und verbreiten einen fauligen Geruch. Gelegentlich bildet sich auch ein feiner „Schimmelteppich“ auf einem Ei, der ohne Verfärbung der Eischale einher geht. Solche Eier reinige ich mit einem trockenen Papiertuch und belasse sie weiter im Inkubator, da sie weder abgestorben sind, noch Schaden bei dem restlichen Gelege anrichten.

Abgestorbene Eier werden nur entfernt, wenn diese problemlos aus dem Gelege entnommen werden können.

Sobald das erste Tier ein Ei angeritzt hat, öffne ich alle Eier des Geleges mit einer spitzen (sterilisierten) Nagelhautschere, indem ich vorsichtig einen V-förmigen Schnitt mit jeweils 1cm Länge in die Eischale setze. Hierbei kommt es vor, dass eines der Blutgefäße in der Eihaut verletzt wird und Blut im Eiklar zu sehen ist. Dieses hat aber i.d.R. keine weiteren Auswirkungen. Mit einer Knopfsonde stoße ich die Babys leicht an, um festzustellen, ob sie leben. Eier mit abgestorbenen Embryonen werden entfernt und das restliche Gelege verbleibt weiterhin im Brüter. Wenn ein Neonat sein Ei verlassen hat, überprüfe ich sofort, ob der Eidotter vollständig resorbiert wurde, oder ob Neonat und Dotter noch über die Nabelschnur miteinander verbunden sind. Neonaten mit eingezogenem Dotter werden in warmen Wasser von der Eiflüssigkeit befreit, abgetrocknet, gewogen und in ihr Aufzuchtbecken gesetzt. Bei den Tieren, die noch mit dem Dotter verbunden



sind, aber dennoch das Ei verlassen haben, löse ich den Dotter aus der Schale und verfare mit dem Tier und seinem Dotter, wie vorher beschrieben. In diesem Fall wird im Aufzuchtbecken feuchtes Küchenpapier ausgelegt und keine Klettermöglichkeit eingebracht. Gewöhnlich fällt der Dotter innerhalb der nächsten 48 Stunden ab und wird dann sofort aus dem Becken entfernt, damit die schnell einsetzende Verwesung nicht zu einer Brutstätte von pathogenen Keimen wird. Danach wird das Tier erneut gewogen und dieses Gewicht dann als Schlupfgewicht in der Dokumentation geführt. Das Schlupfgewicht liegt zwischen 8 Gramm und 14 Gramm und ist abhängig davon, ob der Dotter resorbiert wurde. Mit eingezogenem Dotter wiegen die Schlüpflinge meist über 10 Gramm (Durchschnittlich 12 Gramm). In der Nachzucht 2006 waren zwei Tiere dabei, die nur jeweils 5 Gramm (Dotter war nicht resorbiert) wogen. Weiteres zu diesen Tieren im Abschnitt *Zwillinge*.

Aufzucht

Jeder Neonat wird einzeln gehalten und aufgezogen! Die Babys sind sehr agonistisch und schon leichte Störungen führen zu Bissattacken, welche zur Folge haben können, dass diese tödlich enden. Überwachung und Buchführung zu Fütterungen, Häutungen oder andere Beobachtungen sowie stressfreie Fütterungen sind nur bei separierter Haltung möglich.

Die Unterbringung erfolgt in Glasterrarien mit den Maßen 25 * 25 * 30 cm (b * t * h) und bei einer Temperatur von 23° C bis 31° C. Die Differenz ergibt sich aus dem niedrigsten Nachtwert und dem Tageshöchstwert. Alle Neonaten werden von mir im gleichen Temperatur-Regime wie die Adulti gehalten. Lediglich die relative Luftfeuchtigkeit ist hier bis nach der ersten Häutung höher und sinkt in dieser Zeit nicht unter 80%.

Die Terrarien haben vorne-unten und oben-hinten jeweils auf der gesamten Länge eine drei cm breite Lüftung aus Drahtga-

ze und eine Falltür. Mittels eines Heizkabels unter den Terrarien erziele ich tagsüber eine Grundtemperatur von 26° C – 28° C und die Leuchtstofflampen über den Becken erwärmen den oberen Bereich dann bis ca. 31° C. Nachts wird nicht geheizt.

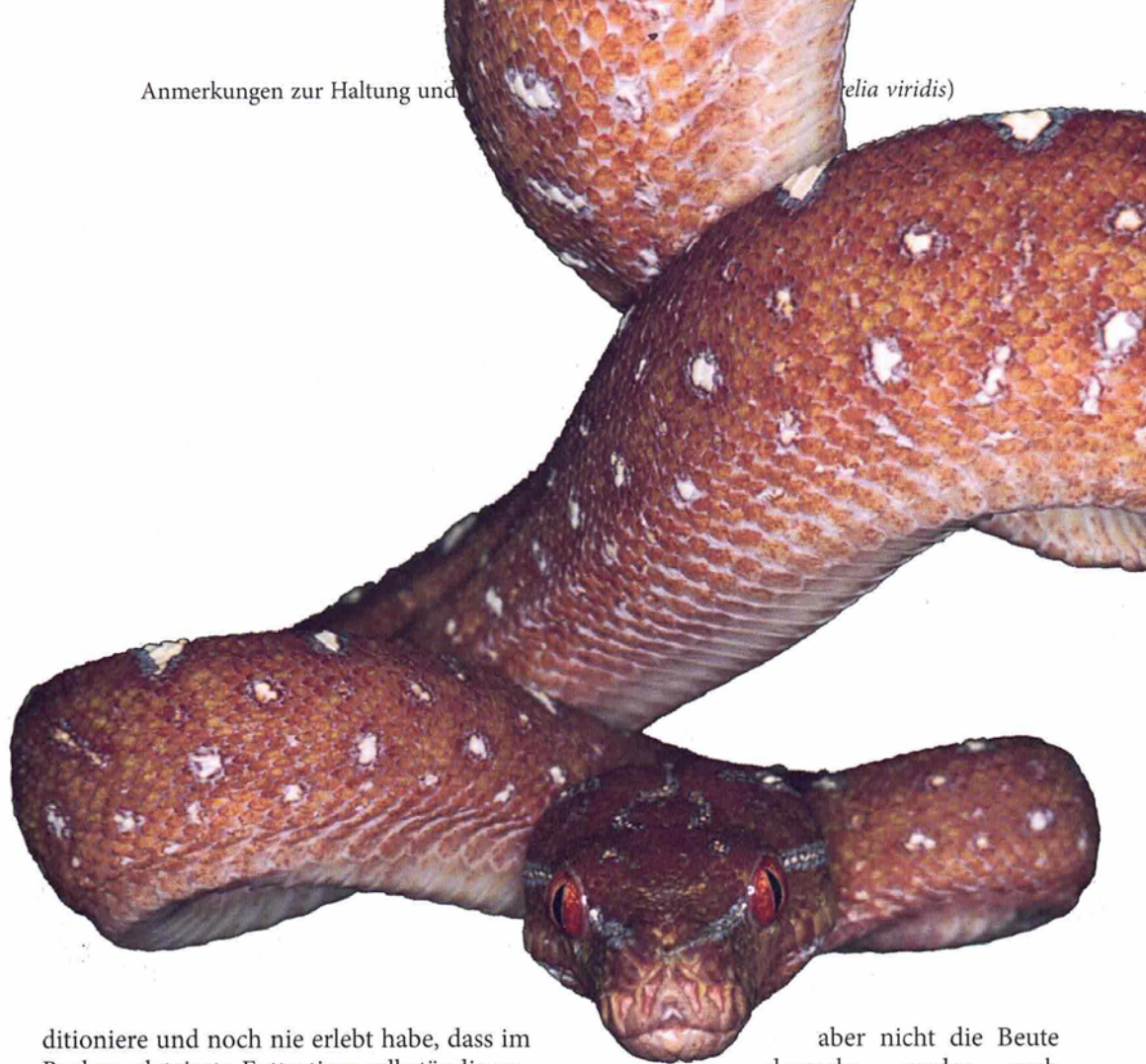
Ausgestattet sind die Aufzuchtbecken jeweils mit Pinienborke als Substrat, einem Wassernapf und einer Leiter aus einer Blumenrankhilfe aus Plastik.

10 bis 20 Tage nach dem Schlupf findet die erste Häutung statt und bis dahin wird grundsätzlich kein Futter angeboten. Die Exuvie und der Neonat wird genau inspiziert um festzustellen, dass auch die Häutung komplett ist. Besonderes Augenmerk schenke ich den Nasenlöchern, Augen, Kloake und der Schwanzspitze. Bei unvollständiger Häutung setze ich das Baby in eine verschlossene (aber Lüftungslöcher) Plastikbox mit Deckel, die ca. zwei cm hoch mit sehr feuchtem Moos oder Küchentuch gefüllt ist. Die Box wird an einem warmen Platz deponiert, um die Temperaturen stabil zu halten. Nach 2 – 3 Stunden nehme ich dann das Tier und ziehe es vorsichtig durch ein raues Tuch. Wenn hierbei nicht alle Häutungsreste entfernt wurden, löse ich diese dann mit den Fingern, die ich hierzu mit Wasser befeuchte. Niemals mit Werkzeugen wie Pinzette, Zangen oder gar Scheren am Tier hantieren! Ebenso darf kein großer Druck oder Zug ausgeübt werden, denn die filigranen Babys können hierbei dauerhafte körperliche Schäden davon tragen.

Gelegentlich kann es vorkommen, dass ein Neonat sich gar nicht häutet und man dieses (insbesondere bei gelben Exemplaren) nicht sofort bemerkt. Nicht alle dieser Tiere häuten sich, wenn man die vorgenannte Methode anwendet. In einem solchen Fall unternehme ich bis zur nächsten Häutung keine weiteren Maßnahmen.

Einen Tag nach der ersten Häutung biete ich dann erstmalig Futter in Form von einem Mäusebaby (Pinky) an. Dieses erfolgt immer von der Pinzette aus, da ich die Tiere von Anfang an auf Pinzettenfütterung kon-





ditioniere und noch nie erlebt habe, dass im Becken platzierte Futtermiere selbständig gefressen wurden. Um die Motivation zu erhöhen, stoße ich das Tier im vorderen Körperdrittel mit der Pinzette nicht zu zögerlich an. Entweder erfolgt ein Biss in die Beute oder aber der Chondro wendet zumindest seinen Kopf in Richtung der Störung. Hierbei ist wichtig, dass der Pinky so gehalten wird, dass die Schlange nach Möglichkeit in den Kopf der Maus und nicht in die Pinzette beißt. Erfolgt ein Biss, lasse ich blitzschnell die Maus los und ziehe mich sehr langsam und ruhig zurück und beobachte die Sache aus der Distanz, denn jede Störung, die jetzt erfolgt, kann dazu führen, dass der Chondro die Beute los lässt und die Prozedur von vorne beginnt. Tiere die nicht zubeißen, werden solange gereizt, bis die Aggressivität über die Passivität siegt. Exemplare, die zubeißen,

aber nicht die Beute drosseln, werden auch nicht gestört, da nicht selten der Fressreflex einsetzt und die spontane Nahrungsaufnahme einsetzt. In ganz seltenen Fällen reagieren auch solche Babys auf vorsichtige Berührung des Pinkies mit der Pinzette, in dem sie die Beute drosseln und dann fressen.

Das Futter biete ich grundsätzlich nur von unten oder aber auf gleicher Höhe mit dem Chondro an, denn von oben angebotenes Futter wird eher als Aggressor, denn als Beute eingestuft. Fressende Babys werden alle 5 – 7 Tage gefüttert und nichtfressenden Tieren biete ich im selben Rhythmus etwas an und wenn dann verweigert wird, werden diese Tiere nach den erfolglosen Versuchen gestopft. Ich stopfe nur (natürlich tote) Pinkies, die ich vorher in warmen Wasser gleitfähiger gemacht habe.



Tipps und Tricks bei Futterverweigerern:

- Gefrostete, frisch tote oder als letzte Möglichkeit lebende Mäuse anbieten
- Die toten Mäuse mit Kükenfedern am Kopf anbieten
- Kükenteile ausprobieren; sauber ausgelöste Schenkel oder Flügel
- Das Futtertier in eine Körperschlinge legen
- Ein totes Futtertier (mit und ohne Federn) auf dem Ruheast des Fressunwilligen platzieren
- Tote Futtertiere in warmen Wasser ($>40^{\circ}\text{C}$) erwärmen
- Reflexfütterung: Den Kandidaten mit dem Futtertier anstoßen, so dass der Chondro in Richtung der Störung schnappt und den Kopf der Beute erwischen kann
- Reizfütterung: Den Chondro mit Stößen durch das Futtertier so lange reizen, dass dieser so aggressiv reagiert, dass er in die Beute beißt
- Mit dem Futtertier leicht um die Schnauze

des Neonaten streichen, aber nicht gegen das Maul stoßen

- Verschiedene Tageszeiten testen. Manche Exemplare fressen nur in der Aktivitätszeit, andere wiederum reagieren auf Störungen in der Ruhephase dermaßen wütend, dass ich mir diese Reaktion zu Nutze mache und daher auch schon mal mittags oder nachmittags einen Fütterungsversuch teste.

Andere Methoden, wie aufgeschnittene Pinkies, oder den Chondro mit Maus in eine kleine Box sperren, haben bei mir noch nie funktioniert. Auch die Verwitterung mit Echsenduft oder anbringen von Echsenhaut blieben erfolglos.

Meine Erfahrungen haben mir gezeigt, dass langes hungern nicht zur selbständigen Nahrungsaufnahme führt. Daher stopfe ich die Verweigerer spätestens, wenn sie vier Wochen alt sind. Vor jeder Zwangsfütterung stehen selbstverständlich jedes Mal die vorgenannten Versuche zur selbständigen Auf-

nahme. Da Rattenbabies zumeist eher als Mäusebabies selbständig gefressen werden, werden Futtermittelweigerer genauso häufig zwangsernährt, wie die fressenden Tiere gefüttert werden. So wachsen die Schlüpflinge schnell heran und ich kann kurzfristig auf Ratten wechseln.

Tieren mit einem Gewicht über zehn Gramm biete ich auch schon als Erstfutter Ratten an. Ohne weiteres vertilgen dies Tiere hierbei Rattenpinkies, die fünf Gramm schwer sind.

Weiteres zu den Fütterungsintervallen und der Futtermittelgröße bei Jungtieren wird im Kapitel *Prolaps* erläutert.

Besondere Anmerkungen zur Haltung, Nachzucht, Aufzucht und Problemen bei *Morelia viridis*

Tod durch Substrat?

Im Jahre 2004 hatte ich von einem meiner Weibchen des Gläser-Typs einen Schlupf von 18 Jungtieren. Zehn der Tiere brachte ich in zwei Terrarienblöcken von einem Meter Breite und 20 cm Tiefe bei einer Höhe von 30 cm unter. Die Blöcke waren unterteilt in fünf Terrarien mit je 20 cm Breite. Hinten im Deckel verlief eine Lüftung von 5 cm Tiefe und vorne habe ich zwischen Falltür und Schüttkante einen 5 mm breiten Spalt gelassen. Die Beheizung erfolgte wie oben beschrieben. Als Substrat verwendete ich -in neun Becken- aus dem Terraristik-Bereich die gepressten Kokos-Ziegel, welche in Wasser aufquellen und dann ein mehrfaches ihres Ursprungvolumens annehmen. Dieses Substrat füllte ich ca. 2 – 3 cm hoch in die Becken. Das zehnte Terrarium erhielt Pinienborke als Substrat.

Auch hier achtete ich darauf, dass dieser Bodengrund immer abtrocknete, bevor ich ihn wieder gründlich befeuchtete. Die erste Auffälligkeit bemerkte ich bei diesem Substrat, dass es nach einiger Zeit, an der Oberfläche einen schimmeligem Eindruck macht.

Die restlichen acht Schlüpflinge brachte ich in den o.g. Aufzuchtbecken unter. Auch hier kam Pinie zum Einsatz.

Alle Tiere fraßen von Beginn an selbständig und waren in einem völlig vitalen Zustand. Als die Neonaten ungefähr sechs Wochen alt waren, fand ich morgens ein Tier tot auf dem Terrarienboden. Einzige Auffälligkeit war das geöffnete Maul und das darin befindliche Bodensubstrat.

Eine Sektion durch Herrn Dr. Mutschmann (EXOMED, Berlin) ergab keinen differenzierten Hinweis auf die Todesursache, denn pathogene Keime wurden nicht gefunden, aber eine mögliche Viruserkrankung konnte nicht ausgeschlossen werden.

Zwischen Versand des Tierkörpers und dem schriftlichen Befund verstarben zwei weitere Tiere direkt unter meinen Augen. Beide Babies verließen ihre Ruheplätze im oberen Bereich des Beckens und suchten den Boden auf, und dann dort unter Anzeichen starker Atemnot verstarben. Die Atemnot äußerte sich durch aufreißen des Maules und starkes pumpen in der Brustgegend, bei gleichzeitigem drehen des Körpers in der Längsachse. Dieses Geschehen dauerte nicht mal 1 Minute und die hierbei versuchten Atemzüge erstreckten sich auf ca. drei bis fünf mal. Ein sofortiges Herausnehmen und öffnen des Maules zeigte, dass die Glotti sich zwar öffnete, aber nicht wieder schloss. Es war kein Schleim oder eine sonstige Auffälligkeit erkennbar.

Einer dieser Kadaver wurde dann in Absprache mit Frau Dr. Blahak (Staatliches Veterinäruntersuchungsamt, Detmold) dann dort seziiert und folgende Untersuchungen vorgenommen: Pathologisch-anatomisch, Pathologisch-histologisch, Mikrobiologisch, Parasitologisch.

Hierbei wurde lediglich eine leichte Nierenveränderung festgestellt, die aber nicht die Todesursache sein konnte.

Bei einem Teil der noch lebenden Geschwistertiere nahm ich Rachenabstriche und ließ diese mikrobiologisch auf Bakterien und Pilze untersuchen. Auch hier wurden keine Auffälligkeiten diagnostiziert. Es folgten noch etliche Telefongespräche mit den vorgenannten und weiteren reptilien-





kundigen Tierärzten und Institutionen, ohne dass hierbei die möglichen Todesursachen geklärt werden konnten.

Zwischenzeitlich waren neun Tiere auf die gleiche Weise verstorben, ohne dass vorher ein Tier irgendwelche Krankheits-symptome zeigte. Nachdem nun ein Terrarienblock ohne Besatz war, entfernte ich den Bodengrund und stellte beim Rausnehmen einen eigenartigen, fauligen Geruch fest. Dieser Geruch verbreitete sich nur wenn ich das Substrat mit der Schaufel durchwühlte, aber nicht während dieser sich nur im Becken befand. Ebenso musste ich feststellen, dass die unteren Schichtbereiche völlig durchnässt waren und hier eindeutig die Ursache des üblen Geruches lag.

Diese Sachverhalte führten mich zu dem Gedanken, die unten stehende Nässe in dem Humus, in Verbindung mit der unterseitigen Heizung, zur Zersetzung/Gärung geführt haben muss. Hierbei entstand vermutlich CO_2 , welches sich (weil es schwerer als die Umgebungsluft ist) am Terrarienboden gesammelt hat und zunehmend aufgestiegen ist, bis die Tiere damit in Kontakt kamen und diese daraufhin in Atemnot gerieten. Diese Sauerstoffunterversorgung führte dann zur plötzlichen Aktivität und die Tiere verließen in der Panik ihre Ruheplätze und kamen so auf den Boden, um dann fataler Weise hier eine noch höhere Konzentration einzuatmen, die dann in kürzester Zeit den Tod herbei führte.

Es handelt sich natürlich nur um eine These, die ich nicht wissenschaftlich belegen oder beweisen kann. Da aber alle Tiere in den Becken mit Pinienborke unauffällig und am Leben blieben, sehe ich nur im Substrat den Zusammenhang mit diesen Todesfällen.

Gelegeanzahl und Gelegegröße

Weibchen von *Morelia viridis* produzieren bei optimalen Haltungsparemtern und guter Ernährung jährlich ein Gelege. Bei Tieren guter Kondition nimmt hierbei

auch die Anzahl der Eier zu und die Fertilitätsrate bleibt stabil. Nach zwei Gelegen pausiere ich mit den Weibchen für mindestens eine Saison, um den Tieren eine Phase der Regeneration einzuräumen.

Die Gelegegröße meiner Weibchen lag zwischen 16 und 34 Eiern. Es waren darunter Gelege, die sowohl komplett unbefruchtet, teilweise befruchtet und komplett befruchtet waren.

Im Jahre 2004 legte ein Weibchen am 11. März ein Gelege mit 17 unbefruchteten Eiern ab. Es handelte sich um sogenannte Wachseier, die anhand ihrer geringen Größe und ihrer glatten Oberfläche erkennbar waren. Drei Tage nach der Eiablage nahm das Tier wieder seine Nahrungsaufnahme auf und fraß bis zum 16. August 14 Ratten und Mäuse der verschiedensten Größe. Da ich nach dem ersten Gelege nicht mit erneuten Paarungen rechnete, setzte ich den männlichen Partner 2 Wochen nach der Ablage, wieder zum Weibchen.

Nach nur sieben Monaten, am 17. Oktober des gleichen Jahres, erfolgte ein weiteres Gelege mit 18 befruchteten Eiern, welches eine Schlupfrate von 100% erzielte. Mir ist nicht bekannt, dass ein ähnliches Ereignis dokumentiert wurde.

Zwillinge und Drillinge

Am 30.01.2005 begann der Schlupf aus einer Verpaarung von Sorong-Typ (Vater) x Biak-Typ. Nachdem alle Eier offen waren, überprüfte ich durch anstoßen der Schlüpflinge, ob sich vielleicht abgestorbene Tiere in den Eiern befanden. Alle Schlüpflinge reagierten mit Lebenszeichen und in einem Ei bemerkte ich ein Tier, dass sehr klein aussah. Da ich schon bei anderen Gelegen erlebt habe, dass sich manchmal „Spätentwickler“ im Ei befinden, und diese dann später als die Geschwister das Ei verlassen, wunderte mich dieses nicht. Nachdem am folgenden Tag der größte Teil der Tiere sein Ei verlassen hatte, überprüfte ich nochmals die restlichen Eier und stellte bei dem „Spätentwickler“ keine Lebenszei-

chen fest. Als ich das Tier dann aus dem Ei entfernte, bemerkte ich ein weiteres Tier in dem Ei. Es stellte sich aber heraus, dass es noch zwei Tiere waren. Alle drei Tiere waren abgestorben und ein Tier war sehr stark deformiert und verwachsen, während sich die beiden anderen nur anhand ihrer geringen Größe von den anderen Neonaten unterschieden. Es fanden sich drei Dotter, die also nicht resorbiert wurden im Ei und das Gewicht der Drillinge lag bei je 2 Gramm.

Am 02.09.2006 schlüpfen aus einem Gelege mit noch verbliebenen neun Eiern (von 16 gelegten) insgesamt zehn kleine Chondros. Die Eltern waren Biak-Typ (Vater) x Sorong-Typ und es war die erste NZ mit diesem Weibchen. Da die Schlüpflinge mehrheitlich den Dotter nicht resorbiert hatten, lag das durchschnittliche Schlupfgewicht (ohne die Zwillinge) bei 9,4 Gramm und das Gewicht der Zwillinge betrug gerade mal fünf Gramm je Tier. Im Ei befanden sich zwei Dotter, die im Vergleich zu den anderen Dottern relativ klein waren. Die Beiden sahen sich zwar sehr ähnlich, aber waren nicht komplett gleich und daher ist es sehr spannend, die weitere Entwicklung zu beobachten.

Im Alter von 14 Tagen häuteten sich die beiden und nahmen am selben Abend jeweils eine gefrostete Maus mit einem Gewicht von zwei Gramm. Mit drei Monaten erfolgte der Wechsel auf Rattenbabies und nach fünf Monaten hatten sie sich sechs mal gehäutet und ihr Gewicht auf ~ 40 Gramm erhöht; das achtfache ihres Schlupfgewichtes.

Darmvorfall (Prolaps)

Gelegentlich kann bei juvenilen Chondros ein Darmvorfall auftreten und den Halter gehörig erschrecken, weil dieser Anblick nicht alltäglich ist. Es besteht aber kein Grund zur Panik, wenn man weiß,

1. dass es sich nicht immer um einen „echten“ Prolaps handelt und
2. im Falle eines „echten“ Prolaps die Heilungschancen sehr hoch sind

Zu 1.

Chondros stülpen bei der Darmentleerung fast immer einen Teil des Enddarmes aus und behalten diese Position des Darmes mitunter auch noch nach Beendigung der Entleerung bei. Bei juvenilen Tieren kommt es vor, dass diese Prozedur mit starken, pressenden Muskelkontraktionen in Richtung Kloake verbunden ist. Hierbei ist der Darm mal mehr oder weniger sichtbar (0,5 – 1,5 cm sind möglich) und die Dauer dieses Pressens kann sich über etliche Stunden hinziehen. Das ausgestülpte Darmstück ist blass-rosa und hat eine kegelförmige oder zylindrische Form und ist hierbei ziemlich formstabil. Unter Umständen kann dieser Vorgang bis zu 24 Stunden dauern und dann ist von dem Darm nichts mehr zu sehen. Das Tier nimmt seine normale Ruheposition ein und zeigt keine Anzeichen des Unwohlseins. Wenn dieser Fall eingetreten ist, dann darf auf keinen Fall ein kontrollierender Blick ausbleiben, um sicherzugehen, dass nicht doch ein „echter“ Prolaps eingetreten ist.

Zu 2.

Beim „echten“ und somit behandlungsbedürftigen Prolaps wird der Enddarm nicht mehr eingezogen und im Aussehen und/oder Konsistenz unterscheidet er sich auch oftmals von dem vorgenannten Darmvorfall.

- Die Farbe ist von blass-rosa bis blut-rot
- Die Form ist zylindrisch mit Ein- und Ausbuchtungen und wirkt am Kloakenbereich wie abgeschnürt
- Nicht selten ist es aber auch ein Prolaps in Form einer Kugel, die auch im Kloakenbereich abgeschnürt aussieht

Zur Reinigung verwende ich kaltes Wasser, welches ich mit einer Drucksprühflasche aus 1 – 2 cm Abstand direkt auf den ausgetretenen Darm sprühe. Wichtig ist hierbei, dass sich nachher keine Fremdkörper, wie Kot, Urat oder Substrat mehr am Darm befinden.

Den nun gereinigten Darm tupfe ich dann mit Haushaltspapier (Papiertaschentücher eignen sich nicht, da sie am Darm verkleben) sehr vorsichtig ab.





Zur Abschwellung benutze ich kaltes Wasser und gewöhnlichen Haushaltszucker, da dieser hygroskopische und antibakterielle Eigenschaften hat.

Nachdem das ausgestülpte Stück Darm gereinigt und abgetrocknet ist, streue ich über diesen soviel Zucker, bis der Darm hier-von völlig bedeckt ist. Nach einigen Minuten ist der Zucker soweit mit Gewebeflüssigkeit gesättigt, dass er keine weitere Feuchtigkeit mehr aufnehmen kann. Nun spüle ich den Zucker mit kaltem Wasser restlos vom Darm ab und tupfe diesen dann mit dem Papier trocken.

Diese Vorgänge wiederhole ich solange, bis der Zucker kein Gewebewasser mehr aufnimmt und der Darm sichtbar abgeschwollen ist. Anschließend reponiere ich den Darm mittels einer Knopfsonde (die nicht zu dünn sein darf), die ich vorher eingefettet habe. Hier achte ich darauf, dass ich die Öffnung des Darmendes finde und durch diese dann sehr behutsam die Sonde in den Darm führe und dabei ganz langsam den Darm mitziehe. Der Vorgang ähnelt der Vorgehensweise, wenn man einen Gummihandschuh auf links zieht und nun mit einem Finger ein Fingerstück des Handschuhes wieder in seine richtige Position schiebt. Da die Tiere hierbei nicht immer sehr kooperativ sind, darf diese Prozedur nur mit höchster Konzentration und Ruhe durchgeführt werden. Eine Verletzung des Darmes muss unter allen Umständen ausgeschlossen werden. Nachdem die Sonde entfernt ist, massiere ich das Tier von der Kloake aufwärts. Hierzu nehme ich es in der Rückenlage in die Hand und bewege den Daumen mit leichtem Druck von der Kloake in Richtung Vorderkörper.

Nun setze ich das Tier wieder auf seinen Liegeplatz im Becken und beobachte es. Sollte es erneut zu einem Prolaps kommen, dann wiederhole ich die Prozeduren. Bei manchen Exemplaren kann es nach Stunden oder auch Tagen erneut zu einem Darmvorfall kommen und ich beginne dann wieder von vorne. Gefüttert wird frühestens 10 Tage nach der Behandlung. Letztendlich habe ich noch kein

juvenilen Chondro durch einen Prolaps verloren.

Ursachen

Es gibt innerhalb des Kreises von Züchtern mehrere Annahmen warum es zum Prolaps kommen kann. Diese Annahmen sind aber alle spekulativ und nicht bewiesen.

Diese Annahmen sind:

1. Zu große Futtertiere
2. Zu kurze Fütterungsintervalle
3. Suboptimale Temperaturen –zu niedrig/hoch-
4. Suboptimale relative Luftfeuchtigkeit –zu niedrig/hoch-
5. Zu dünne Liegeäste
6. Stress
7. Genetische Disposition

Beobachtungen bei meinen eigenen NZen ergaben, dass ich manche Theorie zu den Ursachen nicht bestätigen kann.

Zu 1:

Bei mir hatten nur Tiere einen Prolaps, die mit kleinen Mäusebabys (Pinkies) gefüttert wurden. Bei Futter in der Größe eines Mäusespeckies, Kükenflügel, -schenkel oder Rattenbabys trat bei keinem Tier ein Prolaps auf.

Zu 2 :

Eine Kürzung der Fütterungsabstände von 7 – 10 Tagen auf 5 – 7 Tagen machte sich insbesondere bei den ersten Fütterungen nach der Ersthäutung positiv bemerkbar. Die Tiere reduzierten schneller das Darmausstülpen während der Darmentleerung. Es wird auch immer wieder empfohlen, dass die Tiere erst Kot absetzen sollen, bevor sie erneut gefüttert werden. Hier ist festzustellen, dass die Babys auch nach zweiwöchiger Futterpause einen Prolaps bekommen, obwohl zu diesem Zeitpunkt die Verdauung längst abgeschlossen ist.

Zu 3:

Einen Unterschied, der im Zusammenhang mit der Temperatur steht, kann ich

nicht bestätigen. Solange die Tages-Temperaturen im Bereich von 28 – 31° C liegen, tritt dieses Phänomen auf. Eine ganztägige (Tag und Nacht) konstante Temperatur verhinderte auch nicht das Auftreten eines Prolaps. Temperaturen die außerhalb der optimalen Werte liegen, können natürlich das Problem fördern, wobei hier wohl eher ein Auswürgen des Futters die Folge sein würde.

Zu 4:

Eine zu niedrige RLF kann durchaus auch eine Ursache für ein Prolaps (wie für andere Gesundheitsprobleme auch) sein. Ich habe aber festgestellt, dass Tiere, die ich bei mindestens durchschnittlich 80% RLF hielt, waren genauso betroffen waren, wie die Tiere, die bei unter 80% gehalten wurden.

Zu 5:

Auch hier waren keine Unterschiede festzustellen. Ich habe Äste verwendet, die im Durchmesser kleiner und Äste, die im Durchmesser größer als die Tiere waren. In beiden Fällen bekamen die Tiere einen Darmvorfall.

Die letzten 40 – 50 Nachzuchten halte ich auf Rankgittern für Pflanzen, die einen Durchmesser von 5 – 6 mm haben und keines der Tiere hatte einen Prolaps.

Zu 6:

Da Stress nicht quantifizierbar ist, kann ich das nicht objektiv beurteilen. Wenn aber Zwangsfütterungen als Stress eingestuft wird, dann stelle ich fest, dass ich bei den letzten 40 – 50 Nachzuchten auch Tiere dabei hatte, die ich gestopft habe und keines hat einen Darmvorfall gehabt.

Zu 7:

Eine genetische Disposition kann bestimmt nicht außer acht gelassen werden. Mir ist aufgefallen, dass insbesondere Varianten vom Sorong-Typ oder Tiere aus Verpaarungen mit diesem Typus wohl häufiger betroffen sind. Aufgrund der hohen Beliebtheit bei Chondro-Interessierten wurde und wird gerade auf das Merkmal der blauen Rücken-

zeichnung gezüchtet. Mögliche genetische Defekte werden eventuell nicht erkannt und wenn nun kein neues Blut eingekreuzt wird, kann sich dieser Gendefekt in diesem Typus manifestieren. Auch hier gilt: Es ist nur eine Vermutung!

Persönliches Fazit:

Nachdem sich bei meinen Tieren gezeigt hat, dass Veränderungen der Haltung, wie Temperatur, RLF oder Durchmesser der Liegestäbe zu keiner Reduzierung des Problems führte, habe ich das Fütterungsregime geändert und habe seit dem keinen Darmvorfall mehr bei meinen Nachzuchten.

Die nun relativ großen Futtertiere werden binnen 3 – 5 Tagen verdaut und die Ausscheidungen erfolgen ohne irgendwelche Auffälligkeiten. Auch das typische Pressen, welches nach der Verdauung von kleinen Futtertieren zu sehen ist, tritt nur noch selten auf. Meine Vermutung ist, dass die Tiere eher Probleme beim Ausscheiden von kleinen Kotmengen haben und somit länger und heftiger pressen, bis es unter Umständen dann zum Darmvorfall kommt.

Die höhere Energiezufuhr führt auch dazu, dass über den Energiegrundbedarf hinaus, mehr Reserven für Wachstum und Ausbildung der Muskulatur, mit den dazugehörigen Bändern zu Verfügung stehen. Laut Aussage der Tiermedizin sind bei einem Prolaps oftmals die Bänder und Muskeln gedehnt, bzw. geschwächt, die den Darm an seiner angestammten Position fixieren. Bei einem Fütterungsregime, das soeben den Grundbedarf und ein wenig die körperliche Entwicklung abdeckt, können sich Muskeln und Bänder eventuell nicht so ausbilden, dass eine stabile Fixierung gewährleistet ist.

Das andere Extrem, die Überfütterung - das sogenannte „Powern“ - muss hierbei natürlich unterbleiben, denn dadurch sind andere gesundheitliche Probleme vorprogrammiert. Juvenile Chondros sollten weder drahtig oder hager, noch rundlich oder fett aussehen, sondern sie müssen einen muskulösen Eindruck machen.





Wirbelsäulen-Dislokation /Knickschwanz

Bei der Deformierung der Wirbelsäule, die insbesondere im hinteren Körperdrittel auftritt, lassen sich verschiedene Ausprägungen unterscheiden:

1. Ertastbar aber kaum sichtbar
2. Gut sichtbar in leicht welliger Erscheinung
3. Gut sichtbar und deutliche Einkerbungen oder buckelartige Veränderungen

Die verschiedenen Ausprägungen können für das betroffene Tier von unterschiedlicher Bedeutung sein und somit die Lebensqualität dementsprechend beeinflussen. Die Ausprägung und die Ursache müssen hier im Kontext gesehen werden, denn bei gleicher Ausprägung kann die Beeinträchtigung stark differenzieren, je nach Ursache der Dislokation.

Ursachen können sein:

- Genetische Veranlagung
- Suboptimale Inkubation
- Übergewicht
- Verletzung
- Unsachgemäße Geschlechtsbestimmung

Im Falle einer genetischen Veranlagung treten diese Deformationen bei einem, mehreren oder aber auch allen Schlüpflingen des gleichen Geleges auf und bei gleicher Verpaarung kommt dieser Gendefekt wieder zum tragen. Bei Verpaarungen von Geschwistertieren oder der Eltern mit Kindern dieser NZ erhöht sich das Risiko der Dislokation erheblich, da hierbei Tiere eingesetzt werden, die wahrscheinlich beide den Gendefekt in sich tragen. Bei Verpaarung mit blutsfremden Tieren minimiert sich dann im Umkehrschluss das Risiko und die hieraus resultierende NZ ist eventuell frei von diesem Defekt. Aufgrund mangelnder Daten kann dies aber nicht sicher bestätigt werden.

Liegt die Ursache in der suboptimalen Inkubation, besteht hier die Schwierigkeit, dass nicht immer zu unterscheiden ist, ob es sich vielleicht doch um ein genetisches Problem handelt. Bemerkte man nur bei einem oder zwei Tieren des Geleges das Problem

und alle anderen Neonaten haben sich völlig normal entwickelt, dann ist die Wahrscheinlichkeit groß, dass es sich um ein zufälliges Ereignis handelt. Hilfreich zur Beurteilung ist es, wenn schon erfolgreich Gelege inkubiert wurden und die Daten hierzu verfügbar sind.

Ein Merkmal für eine abweichende Entwicklung, während der Inkubation, ist die Ausprägung der Anomalien. Oft sind die Verkrümmungen der Wirbelsäule nicht nur im hinteren Körperdrittel erkennbar, sondern sie beginnen schon kurz hinter dem Kopf. Ebenso können weitere Deformationen auftreten, wie beispielsweise ein deformierter Schädel (Vor-,Überbiss, Einäugigkeit, starke Schädelwölbungen) oder der Körper ist an mehreren Stellen miteinander verwachsen.

Knickschwänze, die durch genetische Disposition oder suboptimale Inkubation auftreten, können häufig unmittelbar nach dem Schlupf ertastet werden und gelegentlich verwachsen sie mit zunehmendem Lebensalter.

Heranwachsende Chondros mit Übergewicht sind dem Risiko der Dislokation erheblich stärker ausgesetzt als seine „normal“ ernährten Artgenossen. Erhebliches Übergewicht kollidiert mit der aborealen Lebensweise und dem Jagdverhalten von *Morelia viridis*. Der filigrane Greifschwanz dient den Tieren beim Schlagen der Beute oftmals als einziger Halt im Geäst. Dieser muss nun den vorschnellenden Körper des Tieres abfangen und anschließend das Gewicht von Jäger und Beute halten. Tragischerweise bekommen die schon verfetteten Tiere nun auch noch große Futtertiere, die passend zu ihrem Umfang sind. Wird hier dann noch die (fast immer unnütze) Lebendfütterung praktiziert, bedeutet das für den Greifschwanz, dass dieser auch noch die Belastungen durch das sich wehrende Futtertier aufnehmen muss.

Kommt es dann zu der fatalen Kombination von großer Beute und zu kurzen Fütterungsintervallen, dann reduzieren sich die Aktivitäten auf fressen, trinken, verdauen und häuten. Bewegungen, die dem Muskelauf-

bau, der Stärkung der Bänder und Sehnen dienen, werden auf ein Minimum reduziert oder bleiben ganz aus. So entsteht der Teufelskreis: Kaum Bewegung + Überfütterung = Verfettung -> Knickschwanz!

Da die Deformationen hierbei nicht spontan, sondern erst später auftreten, wird das Problem erst erkannt, wenn eine Verhaltensänderung beim Fütterungsregime durch den Halter, keinen Einfluss mehr auf die Dislokation hat. Die Symptome sind ab dem 6. bis 18. Lebensmonat erkennbar und oft so massiv, dass die Tiere Beeinträchtigungen aufweisen. Die Tiere haben häufig Probleme bei der Kot- und Uratabgabe. Oft liegen sie in normaler Chondroposition auf den Ästen und das hintere Körperdrittel hängt baumelnd herunter, während vor der Kloake eine deutliche Verdickung erkennbar ist. Die Verdickung sieht „birnenförmig“ aus und kann im Durchmesser die Ausmaße der kräftigste Stelle der Körpermitte überschreiten. Die Tiere beginnen schon (nicht selten) Tage vor der tatsächlichen Darmentleerung mit dem Pressen in Richtung Kloake und haben dann oft Mühe ihren Darm vollständig zu entleeren.

Einige der so gebeutelten Tiere überleben nicht einmal ihr drittes Lebensjahr. Tiere die diese Altersgrenze überschreiten sind zwar durchaus paarungsfähig, aber bei den Weibchen ist eine komplikationsfreie Eiablage mehr als fraglich. Dass Weibchen mit solch starken Deformationen zucht-untauglich sind, sollte wohl selbstverständlich sein. Dennoch gibt es Leute die solche Weibchen verpaaren und somit das Leid oder den Tod des Tieres billigend in Kauf nehmen. Es scheint ihnen nicht zu reichen, dass die Tiere durch ihr Verschulden in diesem desolaten Zustand sind.

Ich habe Bestände gesehen, in denen Tiere der verschiedensten Altersgruppen und Verpaarungen anzufinden waren, ohne ein Tier zu entdecken, dass nicht stark überfüttert war. Außer den ursprünglichen Zuchttieren hatten fast alle anderen Chondros ausgeprägte Knickschwänze. Der Höhepunkt war

ein Männchen - von unter zwei Jahren - mit einem Gewicht von 1.200 Gramm!

Eine Verletzung durch unbefestigte Gegenstände (Äste, Blumentöpfe, Wassernäpfe, Lampen) die auf die Tiere fallen, können schnell zu einer Schädigung der Wirbelsäule führen. Weitere Verletzungsgefahren sind Futtertiere, Artgenossen, Terrarienscheiben oder Stürze aus großer Höhe auf Wassernäpfe, Äste oder Kanten.

Halter können durch unvorsichtigen Umgang mit ihren Chondros, diese massiv verletzen. Beispielsweise durch unsachgemäßen Gebrauch von Haken oder durch ziehen am Tier, um dieses dann vom Ast zu lösen.

Richtig ist hier:

Niemals ziehen wenn der Chondro sich mit dem Greifschwanz irgendwo festhält!

Ansonsten gilt: Das Tier gleitet selbständig auf die Hand oder Haken und der Schwanz wird vorsichtig berührt (selbst anpusten oder mit Wasser spritzen kann schon reichen), um den Chondro zum Loslassen zu motivieren. Hilft das nicht, dann wickelt man den Schwanz von Hand ab.

Als Hauptursache der Knickschwänze wird oft die Geschlechtsbestimmung durch Sondierung oder „Poppen“ angeführt. Diese Annahme ist stark diskussionsbedürftig, weil bei anderen arboricolen Arten -mit ähnlichem Körperbau und feingliedrigem Greifschwanz- diese Methoden i.d.R. folgenlos bleiben.

Bei der Methode „Poppen“ habe ich grundsätzlich Bedenken, diese bei Tieren mit sensiblen Greifschwänzen, durchzuführen. Da der ausgeübte Druck auch auf die Wirbel geht und der Grat zwischen erfolgreicher Geschlechtsbestimmung und Schädigung der Wirbelsäule sehr schmal ist. Erschwert wird die Prozedur hierbei noch durch das unkooperative Verhalten des Chondros.

Die Geschlechtsbestimmung mittels einer Knopfsonde wird in der Literatur und bei den Terrarianern als eine der Hauptursachen einer Dislokation bei *Morelia viridis*



angesehen. Eine nachvollziehbare Begründung wird dabei nie angeführt. Lediglich die Aussage, dass durch die Sonde die Wirbelsäule verletzt werden könnte, wird als Argument gebracht. Da aber, bei einer fachkundig durchgeführten Sondierung, weder in Richtung Kloake noch auf die Wirbelsäule Druck ausgeübt wird, ist hier nicht die Ursache für einen Knickschwanz zu suchen. Die Problematik sehe ich eher in der Fixierung (für die Sondierung) des Probanden. Um eine Verletzung in Form einer Perforation, der Hemipenistaschen beim Männchen oder Moschusdrüsen beim Weibchen, auszuschließen, muss der hintere Körperteil und Schwanz fixiert werden. Die Fixierung erstreckt sich von ca. 3 cm vor der Kloake bis mindestens zur 15. subkaudalen Schuppe und muss so fest sein, dass hier keine Bewegung mehr möglich ist. Und genau hier sehe ich das wirkliche Risiko!

Wenn hier ohne das nötige Fingerspitzengefühl fixiert und/oder die Wirbelsäule überstreckt wird, dann ist eine dauerhafte Schädigung nicht auszuschließen. Durch die Abwehrreaktionen, die sich in Muskelanspannen und starkes Winden äußern, kann es leicht passieren, dass die sondierende Person nun noch fester zufasst und dieser Druck eine Verschiebung der Wirbel herbei führt.

Nur besteht diese Möglichkeit auch bei allen anderen Schlangenarten, und Dislokationen durch Sondierungen werden bei diesen nicht thematisiert. Ein Blick auf Arten, die in ihrer anatomischen Beschaffenheit, *Morelia viridis* sehr nahe kommen, werden bereits als Babies sondiert, aber dennoch bleiben Dislokationen aus; z.B. Bei *Corallus caninus* oder *Corallus hortulanus*. Da die Deformierungen sehr häufig nicht nur am Schwanz auftreten, sondern schon vor der Kloake, lässt dies darauf schließen, dass die Ursache nicht unbedingt auf die Sondierung zurück zu führen



ist. Mir sind etliche *Morelia viridis* bekannt, die im Alter von ein bis drei Jahren noch nicht geschlechtsbestimmt sind, aber dennoch extreme Knickschwänze tragen.

Meine ersten sechs Chondros waren alle sondiert als ich sie mir bei den Züchtern aussuchte und das im Alter von drei und vier Monaten. Zwei dieser Tiere sind noch heute in meinem Bestand und im Alter von 14 Jahren legte das Weibchen ein Gelege von 34 Eiern ab.

Ich sondiere alle meine Nachzuchten sobald sie ca. 50 Gramm wiegen und dennoch bilden sich keine Deformierungen in Form von Wirbelsäulen-Dislokationen. Vor und während der Zucht von *Morelia viridis* habe ich auch viele andere Arten gezüchtet und hierbei auch die jeweiligen Nachzuchten sondiert. Die hierbei gewonnene Routine und das erarbeitete Fingerspitzengefühl ist die Basis für verletzungsfreies sondieren bei *Morelia viridis*.

Daniel Sickmann
† 12.05.2008



AG-Schlangen

Liebe Mitglieder und Interessenten der AG,

Die Pressemeldungen aus dem März 2010 über die entkommene Monockelkobra *Naja kouthia* in Mülheim hat leider unser Hobby wieder stark in Misskredit gebracht und es wird immer aufwändiger, die Freiräume für unser schönes Hobby zu erhalten.

Die DGHT spricht sich schon seit 15 Jahren für eine generelle Sachkundeprüfung, vor allem für Gefahrtiere aus und distanziert sich solch verantwortungsloser Haltung. Die Pressearbeit läuft zum Glück sehr gut. Wir arbeiten derzeit in Zusammenarbeit mit den zuständigen Behörden an neuen Entwürfen und übertriebenen Restriktionen zuvorzukommen.

Im Laufe des letzten Quatals erreichte uns unter anderem eine interessante Nachricht aus Gran Canaria wegen der dort mittlerweile zahlreich lebenden, eingeführten Nattern *Pantherophis guttatus* und *Lampropeltis getula californie* – die eine potenzielle Gefahr für die dort endemischen Echsen der Gattung *Galotia* darstelle. Diese Schlangen, die ja die

einzigsten sind auf dieser sonst schlangenenfreien Insel, leben zwischen den schwer zugänglichen Lavasteinen. Die Schlangen werden auf Gran Canaria mittlerweile bejagt und abgesammelt, aber viele Schlangen können sich gut verstecken und werden dann übersehen. Klebe- und Trichterfallen sind zum Einfangen der Schlangen leider nur mäßig geeignet, da sie keinen Unterschied zwischen Eidechse und Schlange machen. Eimerfallen scheiden auch aus, da sich die Schlangen aus ihnen zu einfach befreien können. Man denkt derzeit über das Aufstellen von feuchten Dosen (moist boxes) nach, in die sich die Schlangen dann zur Häutung und zur Eiablage zurückziehen können. Hierbei können sie und ihre Eier dann bei regelmäßigen Kontrollgängen abgesammelt werden – bevor die Korn- und Kettennattern die Inselformation an Echsen vernichtet haben.

Sobald es neues zu diesem Thema gibt, werden wir es an dieser Stelle publizieren.

Maik Dobiey

Autorenrichtlinien für „Ophidia“ Zeitschrift der DGHT-AG Schlangen

„Ophidia“ ist die Zeitschrift der AG Schlangen in 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, Zucht, Lebensweise, Verhalten, Verbreitung, Systematik, Krankheiten, Schutzprobleme oder Bibliographien sein.

Neben neuen Erkenntnissen werden auch fundierte Zusammenfassungen bereits erschienener Arbeiten sowie Reiseberichte und Kurzmeldungen akzeptiert.

Der „Magazin-Teil“ bietet Platz für allerlei Kurzmeldungen, Neuigkeiten, kreative Texte und anekdotische/humoristische Erzählungen.

Vorweg möchten wir darauf hinweisen, dass Sie uns gerne auch nicht „druckreife“ Manuskripte einsenden können, wenn Sie eine interessante Beobachtung gemacht haben. Wir helfen gerne bei der Überarbeitung. Damit möchten wir potenzielle 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 ASCII- oder WORD-Datei (1,5-zeilig, Times, Schriftgröße 12) bei der Schriftleitung ein. Jede Originalarbeit oder Zusammenfassung von Originalarbeiten sollten eine deutsche und englische Zusammenfassung mit Schlüsselwörtern beinhalten. Die im Text zitierten Quellen sind am Ende des Textes nach Autoren sortiert aufzuführen, wobei mehrere Arbeiten eines Autors/Autorenteams aus demselben Jahr durch a, b, c usw. gekennzeichnet werden. Wissenschaftlichen Art- und Gattungsnamen werden *kursiv*, zitierte Autoren und Personennamen in **KAPITÄLCHEN** geschrieben. Nehmen Sie bitte keine weiteren Formatierungen und auch keine Silbentrennung vor. Die Zitierweise richtet sich nach der SALAMANDRA.

Beispiele:

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

KÖHLER, G. (2003): Reptiles of Central America. – Offenbach (herpeton), 367 pp.

Abbildungen und Tabellen sollten nicht in den Text eingearbeitet werden, sondern gesondert und fortlaufend nummeriert beigefügt sein. Eine dazugehörige Legende ist auf einer eigenen Seite anzufertigen. Fotos sollten bevorzugt als glaslos gerahmtes Dia oder aber als ausreichend große JPG-, BMP- oder TIF-Datei eingeschickt werden. Zeichnungen sollten mit schwarzer Tusche auf weißem Papier angefertigt sein. Für eingesandtes Material kann die Redaktion leider keine Haftung übernehmen.

Wir ermuntern Sie ausdrücklich dazu alle Texte und Bilder sowie Grafiken elektronisch einzureichen.

Computergrafiken sollten eine Strichdicke von 0,1mm nicht unterschreiten. Photos können mit einer Auflösung von 300dpi und Grafiken mit 600dpi eingereicht werden. Dateien bis zu einer Größe von 10Mb können per Mail eingeschickt werden. Bei größeren Dateien bitten wir um Zusendung auf einer CD oder DVD. Nach Einsendung der Dateien erhalten Sie eine Eingangsbestätigung. Wenn Sie eine E-Mail-Adresse haben geben Sie uns diese bitte für eine schnellere Kommunikation an.

Um einen breiten Leserkreis ansprechen zu können, sollten die Texte möglichst allgemeinverständlich gehalten werden.

Die Redaktion behält sich vor einzelne Artikel an Rezensenten weiterzugeben und gegebenenfalls so oft wie nötig zur Korrektur an den Autor zurück zu senden oder abzulehnen. Wie bereits erwähnt leisten wir gerne Hilfestellung bei der Korrektur.

Bitte vergessen Sie auch nicht die vollständige Adresse des (Erst-)Autors anzugeben.

Jeder Autor erhält nach Erscheinen der jeweiligen Ausgabe 5 Extra-Hefte mit seinem Artikel.

Bei weiteren Fragen steht Ihnen die Schriftleitung gerne zur Verfügung.

Bitte reichen Sie Ihr Manuskript postalisch oder elektronisch bei **einer** Adresse der Schriftleitung ein.

Schriftleitung:

Maik Dobiey

Oberdorf 34, 53347 Alfter

E-Mail: m.dobiey@uni-bonn.de

Dr. Guido Westhoff

Trierer Str. 55, 53115 Bonn

e-mail: gwesthoff@uni-bonn.de



Titelportrait: Wagler's Sipo - *Chironius scurrulus*

Fotos: Maik Dobiey