

Beitrag zur Fortpflanzungsbiologie einiger Nattern (Colubridae)

FRIEDRICH GOLDER

Mit 8 Abbildungen

Einleitung

Entsprechend der Zunahme herpetologischer Veröffentlichungen innerhalb der letzten Jahre ist auch die Zahl derjenigen Arbeiten gewachsen, die der Fortpflanzungsbiologie von Natternarten gelten. So seien etwa die Publikationen von KABISCH (1967), ZINGG (1968) und PETZOLD (1969) erwähnt. FITCH (1970) hat eine sehr große Zahl von Angaben früherer Autoren in einem Werk über Fortpflanzungszyklen von Eidechsen und Schlangen zusammengefaßt. Aus seiner Darstellung ergibt sich nun besonders augenfällig, daß trotz der Zunahme von Veröffentlichungen derzeit eine Fülle von Einzelheiten bezüglich des Fortpflanzungsverhaltens bei sehr vielen Schlangenarten noch nicht oder nur ungenügend bekannt sind. Im folgenden möchte ich daher einen Beitrag zur Fortpflanzungsbiologie verschiedener Colubriden leisten, der aus meiner 25jährigen Praxis in der Haltung und Zucht von Angehörigen dieser Schlangenfamilie resultiert. Alle nachfolgend über Nattern gemachten speziellen Aussagen beziehen sich nur auf die von mir selber nachgezogenen Tiere. Zum Vergleich füge ich Angaben über bei mir erfolgte Würfe zweier Boiden-Arten bei.

Haltung

Die kosmopolitisch verbreitete Familie der Colubriden umfaßt bekanntlich die Mehrzahl aller rezenten Schlangenarten, die sehr verschiedene Lebensräume erobert haben und dementsprechend auch im Terrarium jeweils mehr oder weniger differenzierte Umweltbedingungen und Pflege benötigen, falls sie sich fortpflanzen sollen. Bei der großen Zahl der von mir gepflegten Natternarten ist an dieser Stelle eine genaue Behandlung der vorgenannten Faktoren im Hinblick auf die verschiedenen Colubriden nicht möglich. Ich möchte hier aber einige Gesichtspunkte nennen, deren Berücksichtigung bei allen Colubriden nach meinen Erfahrungen wesentlich zu einer erfolgreichen Haltung und Zucht beigetragen haben. Einmal sollten die Terrarien nicht zu flach konstruiert sein, damit sie eine möglichst große Luftmenge aufnehmen können. Sehr von Vorteil und in vielen Fällen zu einer erfolgreichen Pflege wohl unumgänglich ist eine zuerst durch MOLLE (1957) praktizierte Zuführung von Frischluft. Dazu kann man diese vor dem Zimmerfenster mittels eines Schlauches ansaugen, der an eine Aquariumpumpe angeschlossen ist. Zur Reinigung von Schwebstoffen und wasserlöslichen schädlichen Gasen leite ich die Luft durch eine mit Wasser gefüllte Waschflasche.

Zur Erreichung der benötigten Luftfeuchte baue man, wenn möglich, großflächige Wasserbecken ein. Eventuell stellen wir den Heizer des Wasserbeckens mittels Regler auf einen höheren Wert ein, als die Lufttemperatur hat. Je nach Größe des Temperaturgefälles zwischen Wasser und Luft sind alle erforderlichen Feuchtigkeitsgrade leicht einzustellen.

Für Schlangen aus den gemäßigten Zonen senke man die Lufttemperatur nachts um mehrere Grade ab. Dies gilt in gewissem Maße natürlich auch für Tropentiere und, den Wohngebieten entsprechend, für Gebirgsbewohner stärker als für Schlangen aus dem Tiefland. Durch diese Temperaturabsenkung wird gleichzeitig auch die notwendige Erhöhung der relativen Luftfeuchte während der Nachtzeit erreicht. Zu beachten ist, daß der Bodenteil von Terrarien, die im Freien oder auf einer Veranda stehen, nachts wesentlich stärker auskühlt als der gewachsene Erdboden. Deshalb sollte der Bodenteil solcher Behälter mit Isoliermaterial abgeschirmt werden.

Sehr wichtig ist ein passender Unterschlupf für die Nattern. Ich verwende dafür einen in den Bodengrund eingelassenen halbhohen Blumentopf aus gebranntem Lehm. Langgestreckte Unterschlupfmöglichkeiten halte ich für weniger geeignet. Für baumbewohnende Nattern genügt eine gute Bepflanzung, die entsprechende Versteckmöglichkeiten bietet. Der vorgenannte Blumentopf ist mit einer aufgelegten Natursteinplatte als Abdeckung versehen. Diese Abdeckung kann für Regenwaldtiere auch als Baumstumpf mit Hilfe von Zement (wegen des Gewichtes) und Korkrinde hergestellt werden. Das Schlupfloch befindet sich an der Unterseite der Steinplatte. Steinplatte oder Baumstumpf müssen so schwer sein, daß es den Tieren nicht möglich ist, diese hochzuheben. Dieser Unterschlupf sollte nur so groß sein, daß die Schlangen gerade hineinpassen. Ein zu großer Topf wird daher, entsprechend der Tiergröße, teilweise mit Sand oder Erde gefüllt. Zweckmäßig ist das Anbringen eines schwachen Heizkabels um Topfwände und -boden. Dieser Blumentopf dient auch als Eiablageplatz. Töpfe, die versuchsweise auf der Erde statt in ihr standen, wurden bei mir nie als Ablageplatz angenommen. Vermutlich hängt dies mit dem Umstand zusammen, daß solche erhöhten Stellen in der freien Natur vielfach sehr leicht austrocknen. Dies hätte naturgemäß ein Absterben der dort deponierten Eier zur Folge.

Bezüglich der Pflanzen bin ich nach vielen Versuchen von einer biotopgerechten Einrichtung der Terrarien wieder abgekommen. Gründe dafür sind die oft schwierige Beschaffung dieser Pflanzen, ihre oft unmögliche Kultur im Terrarium mit künstlicher Beleuchtung und die große Empfindlichkeit der meisten Pflanzen gegen die Exkremente der Schlangen. So möchte ich zum Beispiel dringend vor den so häufig empfohlenen Bromelien im Baumschlagenterrarium warnen, zumindest dann, wenn es sich um wertvolle Pflanzen handelt. Überall dort, wo die Exkremente der Schlangen auf diese Pflanzen fallen und dadurch auch zwangsläufig in die Trichter gelangen, gehen die Bromelien unweigerlich ein. Hinzu kommt noch, daß diese Epiphyten oft stark bestachelt sind, was vielen Tieren sehr unangenehm ist. Das kann sogar so weit gehen, daß sich ausgesprochene Baumtiere entgegen ihrer Lebensweise lieber am Boden aufhalten als in diesen stark bestachelten Pflanzen. Nach meiner Erfahrung ist es für eine erfolgreiche Haltung und Zucht von Baumschlangen unwesentlich, ob das Terrarium mit Pflanzen aus dem Biotop der betreffenden Tiere besetzt ist oder aber mit anderen,

wenn diese Pflanzen den ersteren darin entsprechen, den Lebensraum zu füllen und zu gliedern. In meinen Terrarien, die fast nur mit Kunstlicht beleuchtet werden, haben sich mehrere *Philodendron*-Arten, *Syngonium* sp. und *Scindapsus* sp. bewährt. Gleiches gilt für *Chamaedorea* sp., eine dekorative Zwergpalme, die optisch besonders zur Geltung kommt, wenn 2-3 Exemplare zusammengepflanzt werden. Auch *Sansevieria hahnii*, eine kleinwüchsige, bromelienähnliche Form, sowie die Stammformen als auch die Varietäten von *Cryptanthus acaulis* und *Cryptanthus bivittatus* gedeihen in meinen Terrarien gut. Diese kleinen, erdbewohnenden Bromeliaceen eignen sich auch als Rasenbildner. Selbstverständlich müssen alle Pflanzen, wenn sie durch Exkremente der Schlangen verschmutzt wurden, möglichst bald mit Schwamm und Wasser abgewaschen werden.

Unterscheidung der Geschlechter

Obwohl bei manchen Schlangenarten verhältnismäßig auffällige Geschlechtsunterschiede hinsichtlich Körperform und -länge, Schwanzlänge, Zahl der Ventral- und Subcaudalschilder, Färbung, Zahl der Schuppenreihen, weiterhin bezüglich des Auftretens von Tuberkeln auf dem Kinn und in der Schwanzgegend, Sporen an der Afterspalte und besonders ausgebildeten Kielen in der Supraanalregion bestehen, ist bei manchen Colubriden eine Unterscheidung der Geschlechter nicht immer leicht. Das bei Nattern vielfach sicherste äußere Geschlechtsmerkmal stellt die Form der Schwanzbasis dar, die — möglichst in Verbindung mit vorgenannten sexualdimorphen Merkmalen — zumindest dem erfahrenen Pfleger als Hinweis dienen kann. Bekanntlich ist nämlich bei den männlichen Tieren vieler Schlangenarten die Schwanzwurzel dicker als bei den Weibchen. Angaben über äußere Geschlechtsmerkmale bei Nattern machen BLANCHARD (1931), soweit sie nordamerikanische Vertreter betreffen, und POPE (1935) hinsichtlich chinesischer Arten. DAVIS (1936) gibt eine zusammenfassende Übersicht und MERTENS (1937) behandelt diesbezügliche Unterschiede bei Vertretern europäischer *Natrix*-Arten, bei dem neuweltlichen Sipo (*Chironius carinatus*) und den Angehörigen der südostasiatisch-australischen Gattung *Dendrelaphis*.

Paarung

Der Behälter sollte möglichst nur mit einem ♂ und einem ♀ besetzt sein. Ich habe es schon erlebt, daß ein brünstiges ♂ in einem mit fünf Schlangen verschiedener Arten besetzten Terrarium wahllos versuchte, alle Schlangen, gleichgültig ob ♂ oder ♀, zu begatten. Die Ablenkung ist doch in einem solchen Falle sehr groß, und es könnte passieren, daß das ♂ das ihm zuge dachte ♀ verfehlt. Was bei Schlangen allgemein Gültigkeit hat, nämlich die Tiere so wenig wie möglich zu stören, gilt beim Zuchtversuch erst recht. Für Schlangen aus den gemäßigten Zonen ist, sofern man einen Zuchterfolg anstrebt, unbedingt eine Winterruhe zu empfehlen.

Der Paarungstrieb selbst wird offensichtlich sowohl durch allgemeine Temperatur- und Lichtverhältnisse, als auch durch das Temperaturgefälle zwischen Tag und Nacht und den Jahreszeiten beeinflusst. Somit wäre eine künstliche Veränderung entsprechender Umweltfaktoren im Hinblick auf einen Zuchterfolg denkbar. So paarten sich bei mir *Lampropeltis getulus holbrooki* nach einer Eiablage

im Juni am 6. Juli 1962 nochmals. Anlaß dazu war, so vermute ich, eine längere, ca. 3½ Wochen dauernde Kaltwetterperiode mit Temperaturen von tagsüber 14-16°C und nachts von 8-10°C. Nach dem Ansteigen der Temperaturen auf tagsüber etwa 24-26°C fand dann die Paarung statt. Ich könnte mir deshalb denken, daß es möglich wäre, zumindest bei besonders paarungswilligen Arten, die Brunst durch eine Haltungsperiode mit niederen Temperaturen und verringertem Licht nach Anhebung der Temperatur und Verstärkung des Lichtes hervorzurufen. Wichtig ist, daß beide Geschlechtspartner gleichzeitig in Brunst und dadurch auch paarungsbereit sind.

Die Paarung selbst ist schon öfter beschrieben worden (so von DAVIS 1936), und es erübrigt sich, hierauf näher einzugehen. Sie kann bis zu einigen Stunden dauern und an mehreren Tagen wiederholt werden. Bei allen Schlangen der gemäßigten Zonen findet sie bekanntlich im zeitigen Frühjahr, oft kurz nach dem Erwachen aus der Winterruhe statt und ist normalerweise mit Ablauf des Monats Mai beendet. Ausnahmen kommen im Terrarium, wahrscheinlich durch die Gefangenhaltung bedingt, auch vor. So paarten sich bei mir *Natrix maura* den ganzen Sommer über mehrmals. Die letzte beobachtete Paarung fand am 5. September statt. Nach der Paarung stellen wir allmählich das Gießen fast ganz ein, so daß der Bodengrund, soweit wie für die Bepflanzung noch zuträglich, austrocknet.

Bemerkenswert ist im Zusammenhang mit der Paarung noch die von KOPSTEIN (1938) erstmals beschriebene Tatsache, daß, im Gegensatz zu vielen anderen Wirbeltieren, bei Schlangen, ähnlich wie bei manchen Schildkröten (HILDEBRAND 1929), das Sperma über verhältnismäßig lange Zeit im Eileiter der Weibchen lebensfähig sein kann. Der sich daraus ergebende Vorgang der verzögerten Befruchtung, auch als Amphigonia retardata bezeichnet, wurde nicht nur bei Viperiden (wie bei *Causus rhombeatus*: WOODWARD 1935) und Crotaliden (zum Beispiel *Agkistrodon halys*: HU und Mitarbeiter 1966), sondern auch bei Colubriden gefunden. So erwähnt etwa MERTENS (1940, 1960), daß eine *Leptodeira annulata* noch fünf Jahre nach der letzten Paarung befruchtete Eier legte. Während jedoch normalerweise fast alle Eier in einem Gelege befruchtet sind, ist die Fertilität bei Amphigonia retardata wesentlich geringer. In jedem Falle sollte man aber einen Versuch der Zeitigung auch solcher Eier machen, die von einem Weibchen stammen, das bereits längere Zeit von einem entsprechenden männlichen Partner getrennt lebte.

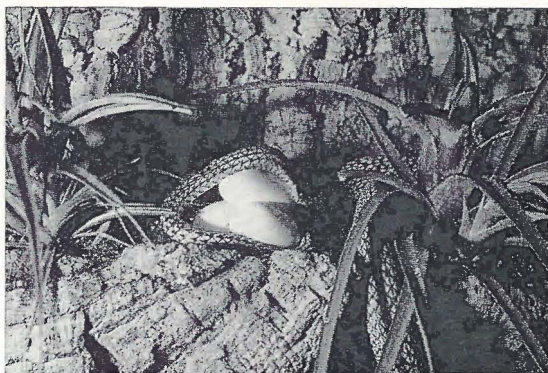
Eiablage

Den Erfolg der Paarung zeigen die ♀ bald durch ihren zunehmenden Leibesumfang an. Die Ablage der Eier findet bei den Schlangen aus den gemäßigten Zonen Europas und Amerikas normalerweise etwa von Mitte Juni bis Ende Juli statt. Hier können im Terrarium auch wieder Ausnahmen vorkommen, die aber selten zu sein scheinen. Ich habe nur zwei Fälle dieser Art erlebt. Aus der schon erwähnten Paarung von *Natrix maura* vom 5. September legte das ♀ am 6. Oktober sieben befruchtete Eier ab. Der zweite Fall war, ebenfalls schon erwähnt, bei *Lampropeltis getulus holbrooki*.

Einige Zeit vor der Eiablage, etwa 15 bis 30 Tage, stellen die ♀ die Futteraufnahme ein. Werden dann die Tiere auffallend unruhig, durchsuchen sie den ganzen Behälter und graben im Bodengrund, so kann man sicher sein, daß die

Abb. 1. *Chrysopelea ornata ornatissima* bei der Eiablage. Etwa $\times 1/3$.

Chrysopelea ornata ornatissima during depositing the eggs.



Eiablage unmittelbar bevorsteht. Die Schlangen suchen eine für die Eiablage geeignete feuchte, warme Stelle. Diese Tatsache nutzen wir aus. Der Bodengrund, den wir ja nach der Paarung trocken gehalten haben, ist für die Eiablage ungeeignet. Wenn man deshalb einige Tage vor der vermuteten Eiablage das Substrat in dem als Unterschlupf dienenden Blumentopf feucht hält sowie das Heizkabel für den Topf einschaltet, werden die Eier in diesem Topf abgelegt. Die Eiablage selbst ist an keine bestimmte Tages- oder Nachtzeit gebunden (Abb. 1). Sie zieht sich meistens über eine bis mehrere Stunden hin. Entweder werden die Eier, je nachdem, welcher Gattung die Schlange angehört, in ungeordnet traubenartigen Klumpen deponiert oder geordnet, wie an einer Schnur aufgereiht, aufrecht stehend oder liegend abgelegt. Die Form des Eies schwankt zwischen lang zylindrisch und elliptisch. Die Eihaut erscheint bekanntlich sehr oft fein granuliert, sie kann jedoch, wie ich dies etwa bei den Eiern von *Philothamnus irregularis* sah, auch eine deutlich geriefte Struktur besitzen, die etwa an die Linien auf der Innenseite menschlicher Fingerbeeren erinnert. Ähnliches beschrieb ZINGG (1968) für die Eier der Boomschlange (*Dispholidus typus*).

Anzahl, Größe und Gewicht der Eier

Die Zahl der abgelegten Eier steht nicht in direktem Zusammenhang mit der Größe der Schlangenart. Wie Tab. 1 zeigt, schwankt sie nicht nur innerhalb der einzelnen Gattungen und Arten, sondern auch zwischen den Individuen ein und derselben Species.

Bei einem Vergleich der abgelegten Eier hinsichtlich ihrer Größe ergeben sich stärkere Schwankungen in der Länge und nur kleinere beim Durchmesser (Tab. 2). Dies wird dadurch verständlich, daß der Durchmesser vom Umfang der Geburtswege her gegeben ist, während die Größenzunahme in Längsrichtung davon weit weniger berührt wird. Die Größe der abgelegten Eier steht in keinem arithmetischen Verhältnis zu der Größe der Muttertiere. Bei einem Größenvergleich der Eier von *Natrix natrix persa* mit denen von *Natrix maura* ergibt sich, daß die Eier der letzteren größer sind als die der größeren *Natrix natrix persa*. Sehr deutlich wird der Unterschied bei einem Gewichtsvergleich. Hier lie-

gen die Eier von *Natrix maura* rund 40% über dem Gewicht der Eier von *Natrix natrix persa*. Sehr starke Schwankungen bestehen sogar bei den verschiedenen Gelegen ein und desselben Muttertieres (*Natrix maura*).

Befinden sich unter den Eiern eines Geleges solche, die wesentlich kleiner sind als die übrigen und manchmal auch noch deformiert, so können wir sie als unbefruchtet aussortieren. Der Größenunterschied muß aber schon beträchtlich sein. Ein Beispiel: *Elaphe longissima* legte sechs Eier ab, fünf davon waren normal

Tab. 1. Körperlänge der Muttertiere und Anzahl der Eier bzw. Jungen bei einigen Colubriden und Boiden.

Head and body lengths of female snakes and number of eggs respectively young snakes of some colubrid and boid snake species.

Schlangen-Art	Länge des Muttertieres in cm	Anzahl der Eier	ovovivipar, Anzahl der Jungtiere
<i>Boaedon fuliginosus</i>	86	8	
<i>Chrysopelea ornata ornatissima</i>	128	9	
<i>Chrysopelea ornata ornatissima</i>	132	14	
<i>Chrysopelea ornata ornatissima</i>	115	8	
<i>Coluber constrictor flaviventris</i>	114	9	
<i>Coluber hippocrepis</i>	140	6	
<i>Corallus caninus</i> (Boidae)	168		7
<i>Elaphe guttata guttata</i>	102	16	
<i>Elaphe guttata guttata</i>	114	12	
<i>Elaphe longissima longissima</i>	140	6	
<i>Elaphe obsoleta obsoleta</i>	185	11	
<i>Elaphe obsoleta spiloides</i>	146	8	
<i>Elaphe obsoleta quadrivittata</i>	141	18	
<i>Elaphe quatuorlineata quatuorlineata</i>	173	3	
<i>Gonyosoma oxycephalum</i>	178	7	
<i>Lampropeltis getulus holbrooki</i>	145	13	
<i>Lampropeltis getulus holbrooki</i>	145	9	
<i>Lampropeltis triangulum triangulum</i>	92	8	
<i>Lampropeltis triangulum subsp.</i>	52	4	
<i>Natrix maura</i>	74	7	
<i>Natrix maura</i>	76	8	
<i>Natrix maura</i>	74	10	
<i>Natrix natrix helvetica</i>	96	11	
<i>Natrix natrix helvetica</i>	92	26	
<i>Natrix natrix helvetica</i> (melanotisch)	95	19	
<i>Natrix natrix persa</i>	86	18	
<i>Philothamnus irregularis</i>	86	6	
<i>Sanzinia madagascariensis</i> (Boidae)	140		7
<i>Thamnophis sauritus proximus</i>	83		12
<i>Thamnophis sirtalis sirtalis</i>	87		27

groß, 3,4-4 cm lang und im Durchmesser 2,0-2,1 cm. Das sechste jedoch war bei einem Durchmesser von 1,2 cm nur 1,7 cm lang und mit Sicherheit unbefruchtet. Unbefruchtete Eier zeigen auch oft wachsartige, tranige, etwas transparent erscheinende, gelbliche bis bräunliche Flecke.

Tab. 2. Körperlängen der Muttertiere sowie Größen und Gewichte der abgelegten Eier bei einigen Nattern. Zu den Messungen wurden nur befruchtete Eier verwendet. Die Längenmaße stammen sämtlich von lebenden Tieren. Es können deshalb trotz eines angegebenen Mittelwertes aus drei Messungen kleine Differenzen vorhanden sein, da lebende Schlangen bekanntlich nur sehr schwierig zu messen sind.

Head and body lengths of female snakes and measurements and weights of their eggs produced. Only fertile eggs have been measured. The body lengths are taken from living snakes, measurements are therefore less accurate than usual.

Schlangen-Art	Länge des Muttertieres in cm	Größe der Eier		Durchschnitts- gewicht in g
		Länge in cm	Ø in cm	
<i>Boaedon fuliginosus</i>	86	3,8-4,2	2,3-2,4	11,82
<i>Chrysopelea ornata ornatissima</i>	128	3,4-3,6	1,3-1,4	4,9
<i>Chrysopelea ornata ornatissima</i>	132	2,8-3,3	1,5-1,6	4,75
<i>Chrysopelea ornata ornatissima</i>	115	2,9*	1,45*	3,95
<i>Coluber constrictor flaviventris</i>	114	3,1-3,5	1,8-1,9	7,4
<i>Coluber hippocrepis</i>	140	4,76*	2,11*	11,4
<i>Elaphe guttata</i>	102	2,5-2,9	1,7-1,8	5,0
<i>Elaphe guttata</i>	114	3,7-3,9	1,9-2,0	8,33
<i>Elaphe longissima longissima</i>	140	3,4-4,0	2,0-2,1	11,2
<i>Elaphe obsoleta obsoleta</i>	185	4,6-5,3	2,6-2,8	18,1
<i>Elaphe obsoleta spiloides</i>	146	4,6-5,2	2,3-2,4	16,8
<i>Elaphe obsoleta quadrivittata</i>	141	3,5-3,9	2,2-2,3	13,2
<i>Elaphe quatuorlineata quatuorlineata</i>	173	6,6-6,8	2,4-2,5	30,6
<i>Gonyosoma oxycephalum</i>	178	5,8*	2,5*	25,1
<i>Lampropeltis triangulum triangulum</i>	92	2,7-2,9	1,3-1,4	4,2
<i>Lampropeltis triangulum subsp.</i>	52	2,8-3,1	1,1-1,2	2,0
<i>Lampropeltis getulus holbrooki</i>	145	3,6-4,2	2,3-2,4	8,46
<i>Lampropeltis getulus holbrooki</i>	145	3,5-4,2	2,2-2,4	8,2
<i>Natrix maura</i>	74	3,4-3,7	1,8-1,9	8,0
<i>Natrix maura</i>	76	2,8-3,4	1,4-1,6	5,44
<i>Natrix maura</i>	74	2,9-3,1	1,5-1,6	5,45
<i>Natrix natrix helvetica</i>	96	2,8-3,0	1,6-1,8	5,3
<i>Natrix natrix helvetica</i>	92	2,7-3,1	1,6-1,7	5,2
<i>Natrix natrix helvetica</i> (melanotisch)	95	2,74*	1,82*	5,26
<i>Natrix natrix persa</i>	86	2,8-3,2	1,8-2,0	5,8
<i>Philothamnus irregularis</i>	86	2,94*	1,67*	5,36

* Durchschnittsmaße

Eizeitigung

Die Eier nehmen wir mit Hilfe eines Löffels aus dem Blumentopf und überführen sie in den Brutapparat, der sehr einfach gehalten ist (Abb. 2). Er besteht aus drei Teilen: dem Heizuntersatz, dem Wasserbad und dem Eibehälter. Als Heizuntersatz wähle ich der Einfachheit halber eine größere Blechdose, in die ich eine Glühlampe montiere. Je nach Größe des Brutapparates genügen 15-25 W. Die Dose bleibt oben offen. Auf diesem Heizuntersatz steht eine flache Aluminiumschüssel und darin der Eibehälter, für den sich ein halbhoher Blumentopf aus zwei Gründen besonders eignet: einmal wegen der Wasserdurchlässigkeit und -leitfähigkeit (Kapillarwirkung) und zum anderen wegen der Möglichkeit des Gasaustausches durch die porösen Wände. Unter dem Topf liegen zwei flache Holzleisten, so daß zwischen Topf und Schüsselboden ein Zwischenraum von etwa 1-2 cm entsteht. Den Blumentopf selbst füllen wir zu etwa $\frac{2}{3}$ mit Erde, Sand oder einem Gemisch von beidem. Eine Beimischung von feinkörniger Holzkohle ist zur Verhütung von Fäulnisvorgängen zu empfehlen. Die Aluminiumschüssel wird so hoch mit Wasser gefüllt, daß der Blumentopfboden etwa 3-4 cm im Wasser steht. Das Abzugsloch im Blumentopf wird nicht verschlossen. Eine Sterilisation des Substrats im Topf ist nicht erforderlich, jedoch sei eine Untersuchung auf Insektenlarven und andere, unter Umständen schädlich werdende Wirbellose angeraten.

Die Eier legen wir in kleine, in die Erde eingedrückte Vertiefungen, damit sie nicht wegrollen können. Sie bleiben auf der Oberfläche der Erde liegen, wodurch eine leichte Kontrolle ermöglicht wird. Licht schadet ihnen nicht, dagegen

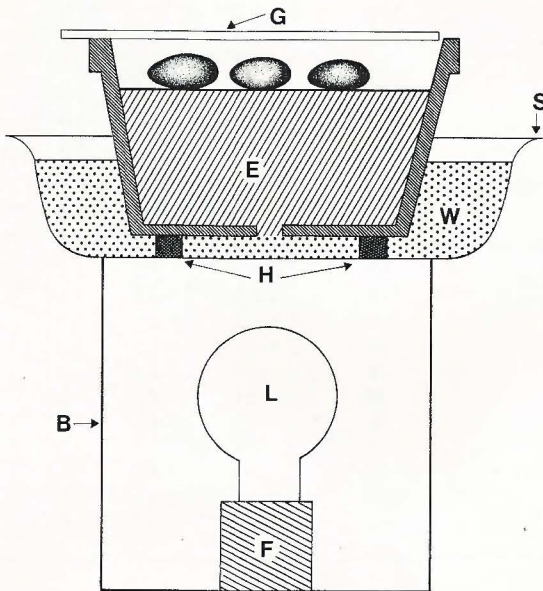


Abb. 2. Schematische Darstellung der Anlage zur Zeitigung von Nattereiern. B = Blechbüchse; E = Erde; F = Fassung; G = Glascheibe; H = Holzleiste; L = Glühlampe; S = Aluminiumschüssel; W = Wasser. — Zeichn. W. SCHLICHER, nach einer Skizze des Verf.

Model of the apparatus for breeding snakes eggs. B = box; E = soil; F = lamp screw; G = glass; H = wooden ledge; L = bulb; S = aluminium dish; W = water.

Tab. 3. Gewichtszunahme eines Eies von *Natrix maura* bei verschiedenen Temperaturen. Temperaturangaben im Text.

Weights of a single egg of *Natrix maura* bred at different temperatures.

Anfangs- gewicht	Gewicht in g nach Wochen														
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
7,0 g	7,1	7,3	7,5	7,6	8,3	8,3	8,3	8,4	8,5	8,6	8,7	9,0	9,4	9,75	9,89

ist natürlich direkte Sonneneinstrahlung zu vermeiden. Sind die Eier stark verklebt, so trennen wir sie nicht, weil sonst die Eihaut eventuell zerreißen könnte. Die Hülle des Schlangeneies bietet keinen guten Verdunstungsschutz. Deshalb liegt zur Erreichung der nötigen Luftfeuchtigkeit eine Glasscheibe auf dem Topf, die nur einen 2-3 mm breiten Spalt zum Gasaustausch freiläßt. Nach etwa 3½ Wochen, vor dem frühesten Schlüpfzeitpunkt, legen wir unter diese Glasscheibe noch ein enges Maschendrahtgitter, damit unbeobachtet ausschlüpfende Schlangen nicht entweichen können. In den ersten Wochen ist dieses Gitter nicht notwendig und stört nur bei der Kontrolle der Eier.

Die tägliche Pflege besteht darin, daß wir die Deckscheibe, an der sich durch die hohe Luftfeuchtigkeit Kondenswassertropfen bilden, zwei bis mehrere Male umdrehen. Wir vermeiden dadurch, daß die Eier durch abfallende Wassertropfen zu stark durchnäßt werden. Selbstverständlich muß man auch das im Wasserbad verdunstete Wasser von Zeit zu Zeit auffüllen. Wir brauchen dabei jedoch nicht allzu besorgt zu sein, da sich im Topf durch das sehr feuchte Substrat noch ein größerer Wasservorrat befindet. Dieser einfache Apparat arbeitet mit hundertprozentiger Sicherheit. Beim Einbringen der Eier brauchen wir diese nicht in derselben Lage, in der sie abgelegt wurden, zu deponieren. Ich setze dabei voraus, daß sie nicht schon einige Tage im Terrarium gelegen haben. Sollte das jedoch der Fall sein, so sind sie sicherheitshalber in ihrer Lage nicht mehr zu verändern. Wir markieren sie deshalb vor dem Umbetten mit einem Bleistift.

Als Bruttemperatur empfehle ich etwa 25-26°C. Versuchsweise habe ich schon Eier bei Temperaturen von 9,5-26°C zur Entwicklung gebracht. Naturgemäß dauert die Entwicklung bei niederen Wärmegraden länger. Wie sehr die Temperatur die Entwicklungsgeschwindigkeit der Eier beeinflusst, zeigt Tab. 3 für *Natrix maura*. Sie beweist aber auch gleichzeitig, daß die Eier gegen niedere Temperaturen nicht so anfällig sind, wie allgemein angenommen wird. Die Eier wurden bei einer Temperatur von 19°C in den Brutapparat eingelegt. Zu Beginn der fünften Woche versagte die Heizung. Die Temperatur fiel (im November) auf 9,5°C ab und wurde dann versuchsweise bis zum Ende der achten Woche beibehalten. Von der neunten Woche an erhöhte ich die Temperatur wieder langsam auf 20°C. Aus Tab. 3 ist zu ersehen, daß wohl ein Entwicklungsstop bei der extrem niederen Temperatur von 9,5°C eintrat, der Embryo aber nicht abstarb, sondern sich nach der Temperaturerhöhung wieder normal weiterentwickelte. Die Entwicklungszeit betrug 106 Tage. Im Vergleich dazu nahm sie bei 24°C nur 53 Tage in Anspruch.

Auch gegen mechanische Verletzungen sind die Eier anscheinend bis zu einem gewissen Grade unempfindlich. Ich kann dies jedoch nur mit einem einzigen Fall belegen. Nach 35 Tagen Entwicklungszeit fiel ein Ei von *Natrix maura* bei einer Kontrollwägung von der Waage, platzte auf und verlor etwa 3-4 Tropfen Eiweiß. Aus diesem Ei schlüpfte nach 53 Tagen ein völlig normales, vollentwickeltes Jungtier.

Embryonalentwicklung

Die Entwicklungsdauer der Eier ist nicht nur von der Umgebungstemperatur abhängig, sondern auch artverschieden. Sie kann sogar innerhalb ein und derselben Art bei den gleichen Umweltfaktoren differieren. Der Grund für diese Tatsache liegt darin, daß schon die Tragezeit der Eier im Muttertier verschieden lang sein kann und der Embryo infolgedessen bei der Eiablage eine mehr oder weniger fortgeschrittene Entwicklung aufweist. Nach einem eventuellen Öffnen der Eihaut können wir deutlich den Kopf mit den großen Augen unterscheiden, der wie bei allen Embryonen verhältnismäßig groß ist, sowie den zu einer kegelförmigen Spirale aufgerollten Körper (Abb. 3). Die Länge eines solchen Embryos von *Chrysopelea ornata* betrug zum Beispiel schon etwa 30 mm (geschätzt).

In Tab. 4 sind die Entwicklungszeiten für die Embryonen einiger Colubriden-Arten angegeben¹. Während der Entwicklung des Embryos im Ei nimmt mit

¹ Vom Zeitpunkt der Eiablage an.

Tab. 4. Entwicklungsdauer der Embryonen einiger Colubriden-Arten.
Breeding periods of the eggs of some colubrid species.

Schlangen-Art	Durchschnitts- temperat. in °C	Entwicklungs- dauer in Tagen
<i>Boaedon fuliginosus</i>	25	59
<i>Chrysopelea ornata ornatissima</i>	25	70
<i>Chrysopelea ornata ornatissima</i>	26	92
<i>Coluber constrictor flaviventris</i>	26	62
<i>Elaphe guttata guttata</i>	25	55
<i>Elaphe guttata guttata</i>	26	56
<i>Elaphe longissima longissima</i>	26	60
<i>Elaphe obsoleta obsoleta</i>	24	64
<i>Elaphe obsoleta quadrivittata</i>	23	51
<i>Lampropeltis getulus holbrooki</i>	24	62
<i>Lampropeltis triangulum triangulum</i>	24	59
<i>Lampropeltis triangulum subsp.</i>	26	48
<i>Natrix maura</i>	24	53
<i>Natrix natrix helvetica</i>	24	49
<i>Natrix natrix helvetica</i> (melanotisch)	24	51
<i>Natrix natrix persa</i>	26	42
<i>Philothamnus irregularis</i>	24	65

Abb. 3. Schlangembryo, geöffnetes Ei zum Zeitpunkt der Eiablage. Etwa $\times 6$.

Embryo of a snake at the time shortly after the deposit of the egg.



dessen Wachstum auch die Größe der Eier und vor allem deren Gewicht zu. Sie wachsen jedoch nicht so sehr in der Länge, sondern hauptsächlich im Durchmesser. Die Gewichtszunahme ist, wie die Tab. 5 und 6 zeigen, recht erheblich und beträgt im allgemeinen etwa rund 50%. Die von KLINGELHÖFFER (1959) erwähnte Zunahme des Eigewichtes zum drei- bis fünffachen des ursprünglichen Wertes, die allerdings keine Schlange, sondern die Ruineneidechse (*Lacerta sicula*) betreffen soll, halte ich für höchst unwahrscheinlich.

Braune bis schwärzliche Flecken, die bei Schlangeneiern eventuell in der letzten Zeit der Zeitigung auftreten, sind kein Grund zur Beunruhigung. Sie zeigen nur an, daß der Schlupf bald bevorsteht.

Schlupf

Ist die Zeit des Schlüpfens gekommen, so bringen die Jungnattern bekanntlich mit dem Eizahn meist auf der nach oben liegenden Eihälfte einen oder mehrere gradlinige Schnitte an, die auch stern- oder V-förmig verlaufen können. Eine Ausnahme hiervon machte bei mir *Chrysopelea ornata*. Die Jungschlangen aus drei Gelegen schlüpften bemerkenswerterweise sämtlich durch Schnitte an den



Abb. 4. Kurz vor dem Schlupf geöffnetes Ei. Etwa $\times 2$.

Embryo in an egg just before hatching.

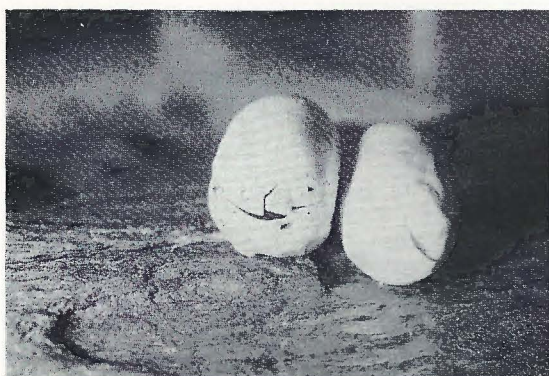


Abb. 5. Schlupflöcher von *Chrysopelea ornata*. $\times 1$.

Cuttings in the egg shell made by *Chrysopelea ornata*.

Eipolen (Abb. 5). Durch diese Schnitte steckt dann die junge Schlange zunächst einmal die Schnauzenspitze. Dabei bilden sich, durch die Atmung des Tieres und austretendes Eiweiß bedingt, kleine Schaumbläschen um die Öffnung. Nach einiger Zeit erscheint dann der Kopf der Schlange und wird mehr oder weniger weit vorgestreckt. In dieser Stellung verbleibt das Junge mehrere Stunden bis zu zwei Tagen. Bei Störungen wird der Kopf wieder in die schützende Eihülle zurückgezogen. Wenn das Tier dann die Eihülle endgültig verläßt, ist es bekanntlich noch mit einem mehr oder weniger großen Dottersack behaftet, der entweder durch das Umherkriechen gleich abreißt oder aber erst nach dem Austrocknen verloren geht. Sämtliche Jungnattern eines Geleges schlüpften stets etwa in einem Zeitraum von 1-3 Tagen. Nur einmal habe ich es erlebt, daß eine Schlange 13 Tage vor dem Schlupf der restlichen Tiere des Geleges ihr Ei verließ. Es handelte sich um das *Natrix maura*-Gelege, das wegen der ausgefallenen Heizung extrem lange, nämlich 106 Tage, zur Entwicklung benötigte. Aus diesem Gelege schlüpfte nach 93 Tagen eine vollentwickelte, lebensfähige Natter von 168 mm Länge. Alle restlichen Tiere aus diesem Gelege verließen erst 13 beziehungsweise 14 Tage später ihre Eier.

Größe und Aussehen der Jungtiere

Die Länge der ausgeschlüpften Jungschlangen ist, gemessen an den leeren Eihüllen, erstaunlich groß (Abb. 7). Unwillkürlich muß man sich fragen, wie es möglich ist, daß diese großen Tiere in den kleinen Eiern Platz gefunden haben. Bei den Arten der Gattung *Natrix* schienen mir im Gegensatz zu den adulten Schlangen die ♂ bei der Geburt größer zu sein als die ♀. Nach 1-2 Monaten haben dann die ♀ die ♂ im Längenwachstum überholt, so daß sich das von adulten Tieren her gewohnte Bild ergibt. Es besteht kein direktes arithmetisches Verhältnis zwischen der Größe der Muttertiere und der Jungtiere. In Tab. 7 sind die Durchschnittslängen der frisch geschlüpften Jungen einiger Natternarten angegeben. Zeichnung und Färbung der Jungschlangen entsprechen bekanntlich im allgemeinen denjenigen der adulten Tiere, jedoch gibt es auch artbedingte Abweichungen. In Tab. 8 sind solche für die bei mir geschlüpften Nattern aufgeführt.

Tab. 5. Zunahme der Eigewichte und -größen einiger Natternarten.
Increase of weight and measurement of eggs of some colubrid species.

Schlangen-Art	Anfangs- gewicht in g	Gewicht		Gewichtszu- nahme in %	durchschnittl. Anfangs- größe in cm	durchschnittl. Endgröße in cm
		nach Wo- chen	g			
<i>Chrysopelea ornata</i>	4,9	9	6,6	35	3,48×1,38	3,55×1,72
<i>Chrysopelea ornata</i>	4,75	10	6,5	37	3,08×1,51	3,2 ×1,95
<i>Coluber constrictor flaviventris</i>	7,4	8	10,7	45	3,41×1,86	3,6 ×2,51
<i>Elaphe guttata guttata</i>	5,0	7	7,6	52	2,8 ×1,73	3,0 ×2,41
<i>Elaphe guttata guttata</i>	8,33	7	15,8	90	3,81×1,92	4,01×2,62
<i>Elaphe longissima longissima</i>	11,2	8	16,6	48	3,66×2,08	3,81×2,87
<i>Elaphe obsoleta obsoleta</i>	18,1	9	25,9	43	5,03×2,7	5,32×3,62
<i>Elaphe obsoleta quadrivittata</i>	13,2	7	19,1	45	3,74×2,24	3,9 ×2,83
<i>Lampropeltis getulus holbrooki</i>	8,46	8	14,1	66	3,94×2,35	4,21×3,0
<i>Lampropeltis getulus holbrooki</i>	8,2	8	13,7	68	3,89×2,3	4,16×3,01
<i>Lampropeltis triangulum</i>						
<i>triangulum</i>	4,2	8	6,4	52	2,86×1,34	3,0 ×1,92
<i>Lampropeltis triangulum</i> subsp.	2,0	6	3,2	60	2,93×1,14	3,02×1,56
<i>Natrix maura</i>	8,0	8	11,9	49	3,6 ×1,87	3,81×2,5
<i>Natrix maura</i>	5,44	7	9,05	66	3,07×1,52	3,29×2,28
<i>Natrix natrix helvetica</i>	5,2	7	7,8	50	2,92×1,67	3,1 ×2,38
<i>Natrix natrix persa</i>	5,8	6	8,5	47	3,12×1,91	3,34×2,7

Tab. 6. Gewichtszunahme der Eier einiger Colubriden-Arten, verteilt auf die einzelnen Wochen der Entwicklung.

Increase of weight of eggs of some colubrid species, registered weekly.

	<i>Lampropel- tis getulus holbrooki</i>	<i>Elaphe guttata</i>	<i>Lampropel- tis triangu- lum</i> subsp.	<i>Natrix maura</i>	<i>Chrysopelea ornata ornatissima</i>
Anfangsgewicht in g	8,46	8,33	2,0	5,44	4,75
nach 1 Woche	9,77	8,83	2,33	5,6	4,75
nach 2 Wochen	10,3	9,33	2,6	6,0	4,75
nach 3 Wochen	10,53	10,33	2,73	6,3	4,8
nach 4 Wochen	11,15	11,31	2,82	6,7	4,8
nach 5 Wochen	11,84	12,33	3,0	7,3	4,91
nach 6 Wochen	12,61	13,66	3,2	8,15	5,0
nach 7 Wochen	13,44	15,8		9,05	5,16
nach 8 Wochen	14,1				5,2
nach 9 Wochen					6,1
nach 10 Wochen					6,5



Abb. 6. *Natrix natrix helvetica* (Eltern melanotisch) kurz vor dem Schlupf. Etwa $\times 8$.

Eggs of *Natrix natrix helvetica*, black specimens, just before hatching.

Ein besonders eindrucksvolles Beispiel bieten die Jungen des allerdings zu den Boiden zählenden *Corallus caninus*, die im Gegensatz zu der grünen Grundfarbe der adulten Tiere mit einer gelbbraunen Grundfarbe geboren werden (Abb. 8). Die Umfärbung nach Grün findet verhältnismäßig rasch statt. So wurden meine *Corallus caninus* zum Beispiel am 11. XII. 1967 geboren. Schon kurz vor Beginn der dritten Häutung, die vom 10. bis 23. III. 1968 stattfand, zeigten sich erste Anzeichen einer Umfärbung bei zwei Jungschlangen. Bis Mitte April folgten dann die restlichen fünf Tiere. Interessant ist, daß die Umfärbung nicht an einer bestimmten Stelle einsetzte, sondern individuell an ganz verschiedenen Stellen erfolgte, so beispielsweise an der Kopfoberseite, den Flanken und den Randzonen um die seitwärts verlaufenden, kurzen Querlinien des weißen Mittelstreifens. Schon nach 190 Tagen waren alle Jungen restlos umgefärbt.

Verhalten nach dem Schlupf

Nach dem Verlassen des Eies versuchen die Jungschlangen, einen passenden Unterschlupf zu finden. Da sie sehr versteckt leben, wird man sie nur wenig zu Gesicht bekommen. Es ist daher notwendig, sie in einem kleinen Aufzuchtterrarium unterzubringen, in dem kein Unterschlupf vorhanden sein darf, der für den Pfleger nicht leicht zugänglich ist.

Die erste Häutung findet etwa 6-14 Tage nach dem Schlüpfen statt. Im allgemeinen nehmen die Jungschlangen vor dieser ersten Häutung keine Nahrung

auf. Eine bemerkenswerte Ausnahme — allerdings bei Boiden — machte in bezug auf die erste Häutung *Sanzinia madagascariensis*, bei der sich die Jungschlangen sofort nach der Geburt häuteten. Bei Bedrohung zeigen die jungen Nattern meist schon die Warn- und Abwehrreaktionen, die MERTENS (1946) als charakteristisch für die adulten Angehörigen verschiedener Arten beschrieben hat. Sie beißen teilweise so heftig zu, daß es aussieht als springe das ganze Tierchen vom Boden hoch, so etwa *Elaphe longissima*, *E. guttata*, *E. obsoleta spiloides*, *Coluber constrictor flaviventris*, *Thamnophis sirtalis* und *Chrysopelea ornata*. Die für einige Arten so typische dorsoventrale Abflachung war vor allem bei *Natrix maura* zu beobachten. Auch können alle Jungnattern schon recht vernehmbar zischen.

Tab.7. Körperlängen der frisch geschlüpften Jungen einiger Colubriden-Arten und zweier Boiden.

Head and body lengths of some newly hatched colubrid snake species.

Schlangen-Art	Durchschnitts-Länge der Jungtiere in cm
<i>Chrysopelea ornata ornatissima</i>	20,5
<i>Chrysopelea ornata ornatissima</i>	19,8
<i>Coluber constrictor flaviventris</i>	29,8
<i>Corallus caninus</i> (Boidae)	48,5
<i>Elaphe guttata guttata</i>	26,5
<i>Elaphe guttata guttata</i>	30,5
<i>Elaphe longissima longissima</i>	29
<i>Elaphe obsoleta obsoleta</i>	34,5
<i>Elaphe obsoleta spiloides</i>	33
<i>Elaphe obsoleta quadrivittata</i>	32,5
<i>Elaphe quatuorlineata quatuorlineata</i>	33,5
<i>Gonyosoma oxycephalum</i>	38
<i>Lampropeltis getulus holbrooki</i>	28,5
<i>Lampropeltis triangulum triangulum</i>	20,5
<i>Lampropeltis triangulum</i> subsp.	15
<i>Natrix maura</i>	20
<i>Natrix maura</i>	16,5
<i>Natrix natrix helvetica</i>	21
<i>Natrix natrix helvetica</i>	18,5
<i>Natrix natrix helvetica</i>	19,8
<i>Natrix natrix persa</i>	22
<i>Philothamnus irregularis</i>	25
<i>Sanzinia madagascariensis</i> (Boidae)	39,7
<i>Thamnophis sauritus proximus</i>	25,5
<i>Thamnophis sirtalis sirtalis</i>	20

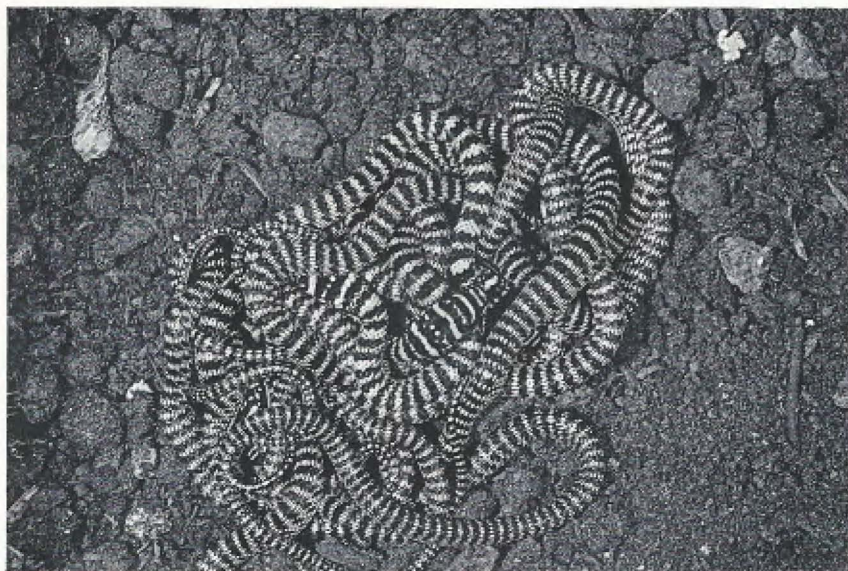
Tab. 8. Abweichende Färbung und Zeichnung der juvenilen Schlangen von den adulten Tieren.

Different pattern and coloration of young snakes compared with adults of the same species.

<i>Chrysopelea ornata ornatissima</i>	Juvenil: Mit heller Querbänderung. Adult: Ohne Querbänderung.
<i>Coluber constrictor flaviventris</i>	Juvenil: Drei Längsreihen schwarzbrauner Flecken, nach dem Rand zu dunkler werdend und nach hinten an Intensität stark abnehmend. Etwa vom Schwanz ab einheitlich graubraun. Adult: Einfarbig dunkelbläulich.
<i>Elaphe longissima longissima</i>	Juvenil: Sechs Längsreihen kleiner, sehr dicht sitzender brauner Flecken. Im hinteren Drittel so dicht, daß fast eine Längsstreifung entsteht. Beiderseits des Kopfes ein großer gelber Fleck, ähnlich <i>Natrix n. natrix</i> . Adult: Einfarbig.
<i>Elaphe obsoleta obsoleta</i>	Juvenil: Hellgraue Grundfarbe. Fünf Reihen dunkelbrauner, nach außen dunkler werdender Flecken. Kopf grau mit dunkelbrauner bis schwarzer Zeichnung. Supralabialia weißlich, schwarz eingefasst. Adult: Einfarbig schwarze Oberseite.

Abb. 7. *Chrysopelea ornata ornatissima*, etwa einen Tag alt. Etwa $\times 1$.

Chrysopelea ornata ornatissima at the age of one day.



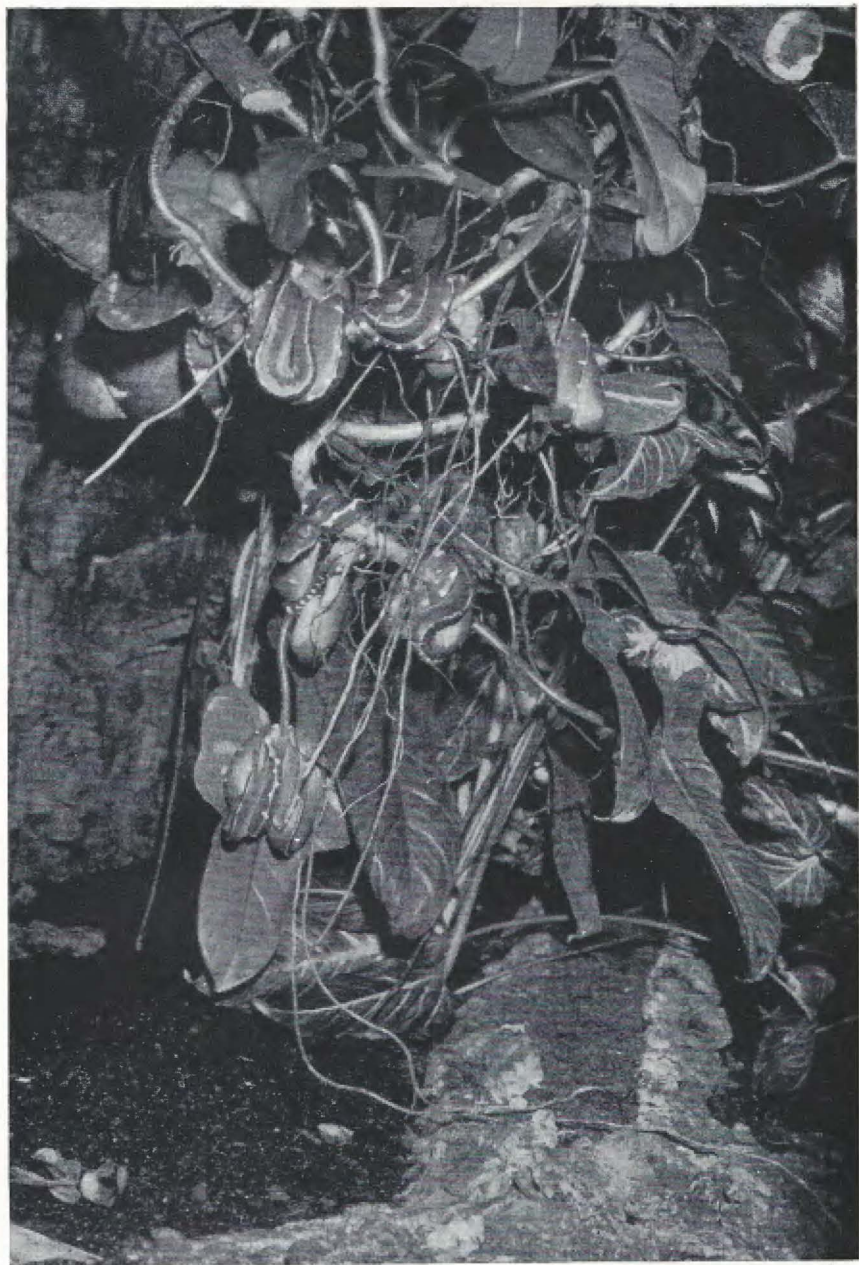


Abb. 8. *Corallus caninus*, etwa 10 Stunden alt. Etwa $\times 1/4$. — Alle Aufn. F. GOLDER.
Corallus caninus at the age of 10 hours.

- Elaphe obsoleta quadrivittata* Juvenil: Hellgrau. Vier Reihen dunkelbrauner bis schwärzlicher Flecken, deren Verbindung zu Längsstreifen teilweise schon angedeutet sein kann. Das Tier erscheint aber in jedem Fall gefleckt.
Adult: Gelblich bis bräunlich, mit vier braunen bis schwarzen Längsstreifen.
- Elaphe quatuorlineata quatuorlineata* Wie *Elaphe obsoleta quadrivittata*.
- Lampropeltis getulus holbrooki* Juvenil: Angedeutete weißliche Querbänderung.
Adult: Querbänderung nicht mehr zu erkennen.
- Lampropeltis triangulum triangulum* Juvenil: Grundfarbe grau mit drei Reihen rötlicher, schwarz eingefäster Flecken.
Adult: Braune, schwarz umrandete Flecken.
- Lampropeltis triangulum* subsp. Juvenil: Schwarze, weiße und rote Ringzeichnung.
Adult: Schwarz, rot und gelb.
-

Zusammenfassung

Im Verlauf von 25 Jahren wurden 20 Colubriden-Arten und -Unterarten und 2 Boiden-Species nachgezüchtet, über deren Fortpflanzung Angaben gemacht werden. Vorteilhaft zur Zucht erwiesen sich nicht zu flache Terrarien, Frischluftzuführung, nächtliches Absenken der Temperatur und Schlupfwinkel im Erdboden, die gleichzeitig der Eiablage dienen. Es folgen Angaben über die Einstellung der Luftfeuchtigkeit und die Bepflanzung der Terrarien. Zur Zucht halte man möglichst jeweils nur ein ♂ und ein ♀ im Terrarium. Es werden Angaben gemacht über die Unterscheidung der Geschlechter, die Voraussetzungen zur Paarung, sowie die eventuelle Möglichkeit, die Paarung künstlich durch Veränderung der Umweltfaktoren herbeizuführen. Es folgen Angaben über die Eiablage, über Anzahl, Größe und Gewicht der Eier, sowie über die Eizeitigung und das Wachstum der Eier. Der Apparat zur Zeitigung der Eier besteht aus Heizuntersatz, Wasserbad und Eibehälter. Eine Temperatur von 25-26°C hat sich als günstig für eine optimale Zeitigung der Eier erwiesen. Jungtiere dreier Gelege von *Chrysopelea ornata* öffneten im Gegensatz zu denjenigen der anderen Natternarten vor dem Schlupf die Hüllen an den Eipolen. Die Jungen bleiben nach dem Öffnen der Eier noch einige Stunden bis zu zwei Tagen in diesen. Die juvenilen Tiere zeigen gegenüber den adulten oft Abweichungen in Färbung und Zeichnung. Zur Aufzucht verwende man kleine Terrarien mit leicht kontrollierbaren Schlupfwinkeln.

Summary

Experiences of 25 years of breeding and raising 22 species of colubrid and boid snakes are summarized. Breeding cages for snakes should not be too lowly built, should have a good air circulation and a daily rhythm of higher temperatures in day-time and lower temperatures in the night. A retreat within the soil provides shelter and a good place for depositing the eggs. For breeding snakes, not more specimens than one couple should be kept in one terrarium. Data are given on sexual maturation of different snake species, ways of how to recognize the sexes, and on the possibility to induce courtship and copulation by changing environmental factors.

Usually 15 to 30 days before depositing the eggs female snakes stop feeding. The number of eggs produced is not correlated with the length of the snake. Eggs notably smaller than usual always proved to be infertile. The dates of egg-laying, number, measurements, and weights of the eggs produced, and the incubation periods are given. A simple apparatus for the incubation of snake eggs at a temperature of 25°C to 26°C is described.

Young snakes of the species *Chrysopelea ornata* are the only ones observed which open their egg shell always at the eggs' pole. Often young snakes rest within their eggs' shell for some hours to two days after cutting the shell by their egg tooth. The pattern of young snakes is sometimes different from those of the adult ones of the same species. For rearing young snakes, smaller cages are useful where the hides can easily be controlled.

Schriften

- BLANCHARD, F. (1931): Secondary sex characters of certain snakes. — Bull. Antivenin Inst. America, 4: 95-104.
- DAVIS, D. D. (1936): Courtship and mating behavior in snakes. — Zool. Ser., Field Mus. natur. Hist., 20: 257-290.
- FITCH, H. S. (1970): Reproductive cycles in lizards and snakes. — Univ. Kansas, Mus. natur. Hist., misc. Publ., 52: 1-247.
- HILDEBRAND, S. F. (1929): Review of experiments on artificial culture of diamond back terrapin. — Bull. U. S. Bureau of Fisheries, 45: 25-70.
- HU, BU-CHIN, HWANG, MEI-WHA, HO, SHO-SING, CHOU, SHE-AN, HSIEH, TSUAN-TAY, TSAI, BURG (1966): A preliminary report on some ecological observations of *Agkistrodon halys* and *Naja naja atra*. — Acta zool. sinica, 18: 187-194. (In Chines. mit engl. Zusammenfassung).
- KABISCH, K. (1967): Massen-Eiablageplätze der Ringelnatter, *Natrix natrix* (L.) in Mecklenburg. — Salamandra, 3: 9-15. Frankfurt am Main.
- KLINGELHÖFFER, W. (1959): Terrarienkunde. Teil 4: Schlangen, Schildkröten, Panzer-echsen, Reptilienzucht. — Stuttgart (Kernen).
- KOPSTEIN, F. (1938): Ein Beitrag zur Eierkunde und zur Fortpflanzung der Malaischen Reptilien. — Bull. Raffles Mus., 14: 81-167.

- MERTENS, R. (1937): Über äußere Geschlechts-Merkmale einiger Schlangen. — *Senckenbergiana*, 19: 169-174. Frankfurt am Main.
- — — (1940): Neuere Beobachtungen über die Fortpflanzung der Schlangen. — *Wschr. Aquar.-Terr.-Kde.*, 37: 489-490. Braunschweig.
- — — (1946): Die Warn- und Drohreaktionen der Reptilien. — *Abh. senckenberg. naturforsch. Ges.*, 471: 1-108. Frankfurt am Main.
- — — (1960): *The world of amphibians and reptiles*. — London, Sydney, Wellington, Toronto.
- MOLLE, F. (1957): Frei-Frischluf-Zufuhr für geheizte Terrarien. — *Aquar.-Terrar.-Z.*, 10: 110-111. Stuttgart.
- PETZOLD, H. G. (1969): Zur Haltung und Fortpflanzungsbiologie einiger kubanischer Schlangen im Tierpark Berlin. — *Salamandra*, 5: 124-140. Frankfurt am Main.
- POPE, C. H. (1935): *The reptiles of China*. — *Natur. Hist. centr. Asia*, 10. New York.
- WOODWARD, S. F. (1933): A few notes on the persistence of active spermatozoa in the African night adder. — *Proc. zool. Soc. London*, 1933: 189-190.
- ZINGG, A. (1968): Zur Fortpflanzung von *Dispholidus typus* (Reptilia, Colubridae). — *Salamandra*, 4: 37-43. Frankfurt am Main.

Verfasser: FRIEDRICH GOLDER, 6500 Mainz-Mombach, Kleine Bogenstraße 1.