

Pflege und Nachzucht der Afrikanischen Dornschwanzagame *Uromastyx acanthinurus* BELL, 1825

(Sauria: Agamidae)

URSULA KRABBE-PAULDURO & ERNST PAULDURO jr.

Mit 5 Abbildungen

Abstract

Keeping conditions and reproduction of *Uromastyx acanthinurus* are described. Mating took place in March, nine fertilized eggs were laid in May. After 122 days (incubation temperature 23,1-33,1 °C) the first of five young hatched 75 mm long, weight 6-7 g. The difficulties during the hatchig process are discussed.

Key words: Sauria; Agamidae; *Uromastyx acanthinurus*; keeping; reproduction in captivity; difficulties during embryonic development.

1. Einleitung

Erfolgreiche Nachzuchten der Afrikanischen Dornschwanzagame sind literarisch kaum belegt. Nach unserem Wissen sind lediglich zwei Berichte (GRIMM 1982, 1986) über die erfolgreiche Fortpflanzung dieser gern gepflegten Echsenart bekannt geworden. Da diese beiden Berichte zwar grundsätzlich sehr informativ sind, jedoch nur wenige Daten zur Eizeitigung von *Uromastyx acanthinurus* zum Inhalt haben, möchten wir mit dem vorliegenden Beitrag das Wissen um die Fortpflanzungsbiologie erweitern, vor allem aber die Probleme bei der Eizeitigung schildern.

Bei den vier im November 1980 erworbenen Dornschwanzagamen handelt es sich um ein Männchen, zwei Weibchen und ein kleineres, sehr scheues Tier, dessen Geschlecht wir anhand äußerer Merkmale nicht bestimmen konnten (Tab. 1).

2. Haltung im Terrarium

Das Terrarium, in dem die vier *Uromastyx acanthinurus* gepflegt werden, hat die Maße 150 × 80 × 40 cm (LBH). Die Einrichtung besteht aus einer 10 cm hohen Bodenschicht Flußsand mittlerer Körnung. Als Versteck- und Schlafplätze dienen

	Juli 1981	Februar 1982	März 1984	September 1986
♂ gelbgrün	64	100	182	247
♀ beige	65	95	212	267
♀ rot	113	155	227	275
? rot	47	60	105	175

Tab. 1. Geschlecht, Färbung und Gewicht (in g) der vier adulten *Uromastyx-acanthinurus*-Exemplare.

Sex, colour and weights (in g) of the four adult *Uromastyx acanthinurus*.

ein hohl liegender Stein und ein mittels Gips zusammengesetzter Steinaufbau (Kalkgestein) mit drei Schlafhöhlen. Alle Wohnhöhlen reichen 10 cm tief in den Boden. Das Substrat in den Wohnhöhlen wird regelmäßig leicht angefeuchtet.

Die Beleuchtung des Terrariums setzt sich aus vier Leuchtstofflampen (2 Philips TL-D 36W/84, 1 True-Lite Power-twist 40 W, 1 Philips UV-A-Leuchtstofflampe TL 40W/09) zusammen, die unmittelbar über dem Terrarium angebracht sind. Als Wärmequelle dient ein 60 W-Spotstrahler, der etwa 15 cm über einem als Sonnenplatz vorgesehenen Stein installiert ist. Die Beleuchtungsdauer variiert von 13 h im Sommer bis 8 h im Winter, wobei die Leuchtstofflampen über eine Zeitschaltuhr gesteuert werden. Der Spotstrahler wird über eine selbst entwickelte, tageslichtabhängige Dimmerschaltung betrieben.

Die Temperaturen reichen tagsüber von 25 bis 35 °C; direkt im Strahlungszentrum des Spotlichtes werden an heißen Sommertagen bis 55 °C erreicht. Die Dornschwanzagamen suchen diesen Bereich dann nur kurzzeitig zum Erwärmen auf. Nachts geht die Temperatur auf Werte von 18 bis 20 °C zurück. Auffallend ist, daß sich die Dornschwanzagamen vermutlich weniger an der im Terrarium vorherrschenden Temperatur und Lichtintensität als vielmehr am Luftdruck orientieren. Das nehmen wir an, da die *U. acanthinurus* oftmals an sogenannten Schlechtwettertagen in ihren Schlafhöhlen verbleiben, obgleich sowohl die Beleuchtung als auch die Heizung des Terrariums in Betrieb sind. Auf die Freiland-situation bezogen, scheint diese Hypothese insofern sinnvoll zu sein, da die Behausungen der Dornschwanzagamen, lange und tiefe Gänge (zum Beispiel OBST et al. 1984), ein relativ gleichförmiges Mikroklima aufweisen. Daher werden Schön- und Schlechtwetterperioden vermutlich anhand anderer Einflüsse erkannt.

Jedes Jahr wird während der Monate November und Dezember eine etwa zwei-monatige Winterruhe bei Zimmertemperatur (circa 18 °C) und ausgeschalteter Beleuchtung durchgeführt. Probleme traten dabei nie auf. Vor der Winterruhe werden die Dornschwanzagamen vier bis sechs Wochen nicht gefüttert, um eine vollständige Entleerung des Darmtraktes bis zum Eintritt der Ruheperiode zu gewährleisten. Zur Vorbereitung auf die Winterruhe wird über einen Zeitraum von zwei Wochen zunächst die Heizung, danach die Beleuchtung stufenweise reduziert. Am Ende der Ruheperiode erfolgt die Zuschaltung der Leuchtstofflampen und des Spotlichtes über den gleichen Zeitraum jedoch in umgekehrter Rei-

henfolge. Es hat sich gezeigt, daß einzelne Dornschwanzagamen auch im Januar, seltener noch im Februar, in ihren Unterschlüpfen verweilen. Trotzdem haben wir die Winterruhe nicht verlängert.

Für eine ausgewogene Ernährung wird eine möglichst vielseitige Nahrungspalette angeboten. So erhalten die Dornschwanzagamen als pflanzliche Nahrung Chicorée, Endiviansalat, Feldsalat, Radiccio, Radieschenblätter, Romanasalat, Feldsalat und Gewürzkräuter wie Boretsch (*Borago officinalis*), Dill (*Anethum graveolens*), Kerbel (*Anthriscus cerefolium*), Liebstöckel (*Levisticum officinale*), Petersilie (*Petroselinum crispum*), Rosmarin (*Rosmarinus officinalis*), Salbei (*Salvia officinalis*), Sauerampfer (*Rumex acetosa*) und Zitronenmelisse (*Melissa officinalis*). Gern gefressen werden außerdem Apfelstückchen, Gänseblümchen (*Bellis perennis*), Huflattich (*Tussilago farfara*), Löwenzahn (*Taraxacum officinale*) und Vogelmiere (*Stellaria media*), wobei die gelben Blüten von Huflattich und Löwenzahn ganz besonders beliebt sind. An tierischer Nahrung erhalten die *U. acanthinurus* Heimchen (*Acheta domestica*), Zweifleck-Grillen (*Gryllus bimaculatus*), Larven der Großen Wachsmotte (*Galleria mellonella*) und Ägyptische Wanderheuschrecken (*Locusta migratoria*). Das Weibchen fraß während seiner Trächtigkeit erstmalig Larven des Mehlkäfers (*Tenebrio molitor*). Gelegentlich nahm das Männchen nestjunge Mäuse. Sämtliche Futtertiere werden vor dem Verfüttern mit einem Kalk/Mineralstoffgemisch (Osspulvit) eingestäubt. Eine Mischung verschiedener Körnersorten (braune und rote Linsen, Hanf, Mais, Mungobohnen und Erbsen) rundet die Nahrungspalette ab. Regelmäßig wird in kleine Stückchen zerbrochene Sepiaschale gereicht.

Festzustellen ist, daß jedes Tier neben der angebotenen Grundnahrung seine spezielle Lieblingsnahrung hat. Wir möchten an dieser Stelle darauf hinweisen, daß wir nach dem Reaktorunfall in Tschernobyl im Frühjahr 1986 kein pflanzliches Freilandfutter verfüttert haben. Während dieser Zeit erhielten die Afrikanischen Dornschwanzagamen Sprossen von Mungobohnen (*Phaseolus aureus*), Luzerne (*Medicago sativa*), Linsen (*Lens esculenta*), Weizen (*Triticum aestivum/durum*) und Sonnenblumen (*Helianthus annuus*), gekeimt in einem handelsüblichen Keimgerät.

Das Trinkwasser, das regelmäßig in geringen Mengen mit kauenden Mundbewegungen aus einem kleinen Wassergefäß aufgenommen wird, enthält einen Zusatz von Calciumlactat (½ Teelöffel/l Wasser) und Vitamin D3 (2 Tabletten Viganol 10 000 zu je 10 000 I. E./l Wasser). Das Trinkwasser wird jeden dritten Tag erneuert.

3. Fortpflanzung

3.1 Verhalten während der Fortpflanzungszeit

Nach der Winterruhe im November und Dezember 1985 nahmen die *U. acanthinurus* im Verlauf von etwa vier Wochen ihre volle Aktivität auf. Nachdem alle Exemplare morgens wieder regelmäßig aus ihren Verstecken erschienen, um sich im Lichtkegel des Spotlichtes aufzuwärmen, wurde mit der Fütterung begonnen.

In den Monaten Februar und März 1986 zeigten sowohl das Männchen als auch die zwei Weibchen erstmals eine gegenüber den Vorjahren gesteigerte Aktivität, die sich darin äußerte, daß sich die beiden Weibchen regelrecht bekämpften. Dabei kam es mitunter zu heftigen Bissen in die Flanken und die Schwänze. Zunächst hielten sich die durch lautstarkes Fauchen begleiteten Auseinandersetzungen in vertretbaren Grenzen, da die Agamen jederzeit in die verschiedenen Versteckplätze fliehen konnten und sofort Ruhe einkehrte, wenn der Sichtkontakt unterbrochen war.

Die vermehrte Aktivität des Männchens äußerte sich in zeitweiligem, rhythmischen Auf- und Abbewegen des Vorderkörpers und in einem von GRIMM (1982) als Kreiseltanz beschriebenen Bewegungsablauf, vornehmlich auf dem als Sonnenplatz dienenden Stein. Wir konnten dabei feststellen, daß diese Aktivitäten bevorzugt bei Anwesenheit des beigefarbenen Weibchens auftraten.

Am Nachmittag des 28. 3. konnten wir erstmalig eine Paarung zwischen dem Männchen und dem beigefarbenen Weibchen beobachten. Dabei biß sich das Männchen seitlich im Nacken des Weibchens fest und schob seinen Schwanz so unter den des Weibchens, daß beide Kloaken aufeinander gepreßt werden konnten. Die Kopulation dauerte knapp 2 min. Kurze Zeit nachdem sich die beiden Dornschwanzagamen getrennt hatten, zog das Männchen den ausgestülpten Hemipenis zurück. Dies war leider die einzige Gelegenheit, eine Kopulation zu beobachten, da wir am Abend des gleichen Tages für 10 Tage verreisten. Möglicherweise hatten sich die Tiere während dieser Zeit mehrere Male gepaart, da der Nacken des beigefarbenen Weibchens beidseitig so stark zerbissen war, daß Teile der Haut fehlten.

Da sich in der Folgezeit die beiden Weibchen die Schwänze blutig bissen, trennten wir das Pärchen von den übrigen Artgenossen. Dazu wurde in der Mitte des Terrariums eine undurchsichtige Trennwand angebracht. Die blutigen Wunden behandelten wir mit Kanamytrex-Salbe, worauf die verletzten Stellen gut verheilten. Vom Zeitpunkt der Trennung an herrschte Ruhe. Das beigefarbene Weibchen nahm in der folgenden Zeit merklich mehr Nahrung auf, die wir nun verstärkt mit Vitaminen (Multimulsin) und Mineralstoffen (Osspulvit) anreicherten. Nunmehr zeigte es eine ausgesprochene Vorliebe für tierisches Futter: Ägyptische Wanderheuschrecken, Heimchen, Mittelmeergrielen und Larven des Mehlkäfers.

Da gut genährte Exemplare von *U. acanthinurus* immer etwas mollig erscheinen, war die Beurteilung einer Trächtigkeit schwierig. Kurz vor der Eiablage waren zwar Eier im Leib des Weibchens fühlbar, etwaige Ausbeulungen am Leib jedoch nicht zu erkennen. Im Gegensatz zu anderen Reptilien- respektive Echsarten nahm das trächtige Weibchen bis kurz vor der Eiablage Nahrung auf.

3.2 Eiablage

Ab dem 3. 5. wurde das trächtige Weibchen sehr unruhig. Aufgeregt lief es, ständig scharrend, im Terrarium umher, wobei es an verschiedenen Stellen den Boden aufzugraben versuchte. Da es demnach einen geeigneten Eiablageplatz

suchte, wurden zwei offensichtlich bevorzugte Stellen mäßig angefeuchtet. Während der gesamten Zeit beließen wir das Männchen im Terrarium, da sich das Weibchen durch die Anwesenheit des Männchens nicht gestört fühlte. Unter dem als Unterschlupf dienenden, hohl liegenden Stein fand am Vormittag des 6. 5. die Eiablage statt, die wir nicht beobachtet haben. Mittags fanden wir das Weibchen mit stark eingefallenem Leib und völlig erschöpft vor. Sowohl der Stein als auch die Eingangsöffnung zum Unterschlupf waren mit Sand zugedeckt. Die nun nicht mehr sichtbare Öffnung des Unterschlupfes wurde weiterhin von dem Weibchen bearbeitet, indem es zunächst mit dem Vorderkörper den feuchtkrümeligen Sand festpreßte und anschließend mit schnellen Vor- und Zurückbewegungen des Kopfes verdichtete. Dieses Verhalten zeigte es selbst nach dem Entfernen der Eier aus der Legemulde noch weitere 14 Tage.



Abb. 1. Eigelege von *Uromastix acanthinurus*.
Clutch of *Uromastix acanthinurus*.

Noch am selben Abend brachten wir die Eier in einen zwischenzeitlich vorbereiteten Brutbehälter. Das Gelege umfaßte neun, nicht miteinander verklebte Eier, die durchschnittlich 3,6 cm lang waren (Abb. 1). Ein Teil der Eier war schon leicht eingefallen, da das Substrat infolge der im Terrarium vorherrschenden hohen Temperatur etwas trockener geworden war. Es sei hier erwähnt, daß wir bis zu diesem Zeitpunkt keinerlei Erfahrung mit der Inkubation von Echseneiern hatten. Wir hatten zwar schon Eier diverser Schlangenarten (*Elaphe guttata*, *Eirenis modestus*, *Opheodrys aestivus*) gezeitigt, was aber Echsennachwuchs betraf, hatten wir bisher nur Erfahrung mit der Nachzucht lebendgebärender Arten wie *Cordylus warreni depressus* (KRABBE-PAULDURO & PAULDURO 1986) und *C. jonesii* (KRABBE-PAULDURO & PAULDURO in Vorber.).

Daß die Eier der Dornschwanzagamen wesentlich dünnchaliger sind als vergleichsweise Eier der genannten Schlangenarten, konnten wir beim Herausnehmen der Eier aus der Legemulde feststellen.

3.3 Brutbehälter

Das Kunststoffbecken, worin die neun schneeweißen Eier inkubiert wurden (Abb. 2), hatte die Maße $23 \times 13 \times 15$ cm (LBH). Als Substrat verwendeten wir feuchtkrümeligen Sand. Wir legten die Eier in kleine Vertiefungen des Substrates, wegen des zu erwartenden Größen- und Volumenzuwachses jeweils mit einem Abstand von 1 bis 2 cm. Über ein in einer Ecke des Inkubators angebrachtes, bis zum Boden reichendes, im Durchmesser 2,5 cm großes Acrylglasrohr, konnte das Substrat indirekt befeuchtet werden. Der Brutbehälter wurde mit einer 4 mm dicken, undurchsichtigen Acrylglascheibe abgedeckt und in ein leerstehendes Becken unserer als Etagenterrarien konzipierten Terrarienanlage gestellt. Erwärmt wurde der Brutbehälter durch Leuchtstofflampen von unten und von oben. Tagsüber konnte die Temperatur durch Öffnen einer Vitrinenscheibe geregelt werden.

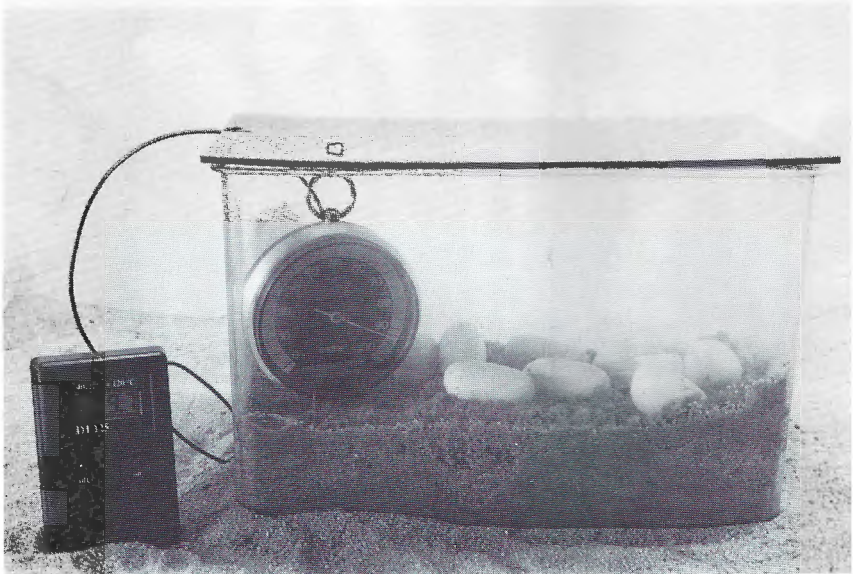


Abb. 2. Brutbehälter.
Incubator.

3.4 Eizeitigung und Schwierigkeiten beim Schlupf

Da die Eier schon etwas eingefallen waren, galt es zunächst, im Brutbehälter eine hohe Luftfeuchtigkeit zu erreichen. Um diesen Vorgang zu beschleunigen, be-

deckten wir die Eier mit feuchtem Fließpapier. Am nächsten Tag waren sie prall geworden. Daß sie befruchtet waren, konnten wir gut an der 1 cm großen, deutlich sichtbaren Keimscheibe erkennen.

Da sich nach einiger Zeit Schwitzwasser unter dem Fließpapier sammelte, entfernten wir es am 6. Tag der Inkubation. Infolge der hohen Luftfeuchtigkeit wölbte sich der Acrylglasdeckel des Brutbehälters, wodurch die Luftfeuchtigkeit auf 80 % sank. Zwei der Eier wiesen erneut leichte Dellen auf. Wie empfindlich die Eier auf ein Abfallen der Luftfeuchtigkeit reagierten, konnten wir daran erkennen, daß sie unmittelbar dann einfielen, wenn die Luftfeuchtigkeit auch nur kurzzeitig auf 80 bis 85 % sank.

Um den Feuchtigkeitsverlust durch die gewölbte Acrylglascheibe zu reduzieren, legten wir zwischen diese und den Beckenrand eine stabile Plastikfolie. Der erforderliche Luftaustausch war sowohl durch das Abheben des Deckels zur täglichen Kontrolle der Eier als auch durch einen kleinen Schlitz, durch den das Verbindungskabel Temperaturfühler/Digitalthermometer führte, gewährleistet.

Woche	mittl. TT	max. TT	mittl. NT	min. NT	rLF
1. 06.05.—11.05.	30,8	31,2	24,9	24,0	90%
2. 12.05.—18.05.	29,5	30,4	24,7	23,5	94%
3. 19.05.—25.05.	30,4	33,0	25,3	26,5	93%
4. 26.05.—01.06.	28,6	31,1	25,4	23,1	94%
5. 02.06.—08.06.	29,0	30,1	25,8	24,8	94%
6. 09.06.—15.06.	29,6	31,9	25,2	24,3	93%
7. 16.06.—22.06.	31,2	33,1	25,8	24,9	93%
8. 23.06.—29.06.	29,8	31,8	25,0	23,6	94%
9. 30.06.—06.07.	30,9	31,9	26,0	24,7	94%
10. 07.07.—13.07.	30,0	31,1	24,7	23,5	94%
11. 14.07.—20.07.	30,5	31,2	25,8	24,6	94%
12. 21.07.—27.07.	30,5	32,5	25,6	24,9	95%
13. 28.07.—03.08.	31,2	32,4	27,0	26,7	95%
14. 04.08.—10.08.	29,8	31,7	26,5	26,0	95%
15. 11.08.—17.08.	28,9	30,2	27,5	26,1	94%
16. 18.08.—24.08.	30,2	31,2	24,6	24,2	93%
17. 25.08.—31.08.	30,5	31,4	24,7	24,3	93%
18. 01.09.—04.09.	29,8	31,4	24,4	24,3	93%

Tab. 2. Daten zur Eizeitigung. (TT = Tagestemperatur; NT = Nachttemperatur; rLF = rel. Luftfeuchtigkeit; max. TT gemessen jeweils zwischen 16.00 und 17.00 Uhr; min. NT gemessen jeweils um 6.30 Uhr; alle Temperaturwerte in °C).

Incubation dates. (TT = day temperature; NT = night temperature; rLF = air moisture; highest day temperature taken between 4.00 and 5.00 p. m.; lowest night temperature taken at 6.30 a. m.; all temperatures in °C).

Nach einiger Zeit hatte sich ein relativ stabiler Zustand der Luftfeuchtigkeit eingestellt. Die Temperatur dagegen war weniger gleichmäßig (siehe Tab. 2), was hauptsächlich auf das abendliche Abschalten der gesamten Beleuchtung zurückzuführen war.

Am 26. 6. (52. Inkubationstag) nahmen wir ein Ei zur Kontrolle aus dem Brutbehälter. Unter dem Ei hatte sich der Sand stark verdichtet, und es war sehr feucht. Nach einer Kontrolle der übrigen Eier zeigte sich, daß sie auf ihrer Unterseite eine glasige rötliche Färbung angenommen hatten. Zusammen mit Herrn Dipl. Biol. R. WICKER durchleuchteten wir daraufhin alle Eier. Deutlich waren Blutgefäße und ein wenig ausgebildeter Embryo zu erkennen. Herr WICKER diagnostizierte einen einwandfreien Zustand der neun befruchteten Eier mit dem Hinweis, das Substrat im Brutbehälter künftig etwas weniger feucht zu halten.

Am 10. 8. (97. Inkubationstag) wurde ein Ei bei der täglichen Kontrolle beschädigt. Dabei riß die Eischale etwa 5 mm weit auf, worauf sofort farblose Eiflüssigkeit aus dem unter hohem Druck stehenden Ei auslief und dieses stark einfiel. Auf die Öffnung legten wir sogleich ein Stück feuchtes Papiertaschentuch und drückten es leicht an. Kurze Zeit später trat keine Eiflüssigkeit mehr aus. Nach 3 h war dieses Ei wieder prall geworden; auf eine Weiterentwicklung durften wir deshalb hoffen.

Nach acht Tagen entfernten wir das Stück Papiertaschentuch, da sich Schimmelpilze auf ihm angesiedelt hatten. Auch das daneben liegende Ei hatte, vermutlich wegen der dorthin ausgelaufenen Eiflüssigkeit, zwei stecknadelkopfgroße Schimmelpilzstellen. Nachdem wir die Schimmelpilze grob mit einem Pinsel von den Eiern entfernt hatten, bestrichen wir die befallenen Stellen zweimal täglich mit einer Nipagin-Lösung (einige Kristalle auf 1 ml Wasser). Ab dem dritten Tag nach dieser Behandlung trat kein Schimmel mehr auf.

Nach 119 Tagen Inkubationszeit (1. 9.) zeigten sich auf einem der Dornschwanzagameneier kleine Wassertropfen; laut Literatur ein Hinweis auf den bevorstehenden Schlupf (ZIMMERMANN 1983). Nach weiteren drei Tagen war bei einem anderen Ei die Oberseite etwa 1 cm in Längsrichtung aufgeschlitzt, und aus der Öffnung ragte der Kopf eines Jungtieres. An diesem Ei waren tags zuvor keine Anzeichen (Wassertropfen) für den bevorstehenden Schlupf zu erkennen. Auf Anraten von Herrn WICKER öffneten wir das Ei, auf dem sich zuvor Wassertropfen gebildet hatten. Im Inneren fanden wir ein vollentwickeltes Jungtier, das jedoch bereits abgestorben war. Frau Dr. E. ZIMMERMANN teilte uns auf Anfrage mit, daß das Auftreten von kleinen Wassertropfen auf der Eioberfläche völlig normal sei und den Schlupf ankündige (siehe ZIMMERMANN 1983). Sofern die Jungen die Eier nach einem Tag nicht selbständig geöffnet haben, sollten wir diese umgehend öffnen. Da das erste Jungtier, dessen Ei Flüssigkeitstropfen gezeigt hatte, im Ei abgestorben war, beschlossen wir, die Eier jeweils dann zu öffnen, sobald sich der geringste Hinweis auf Wassertropfen ergab.

Am 5. 9. (123. Inkubationstag) nachmittags um 15.30 Uhr zeigten sich auf zwei weiteren Eiern Wassertropfen. Wir öffneten die Eier, zunächst mit einem Längsschnitt auf ihrer Oberseite (ab der Mitte). Die Jungen lagen auf dem Rücken mit dem Kopf an einem der beiden Eipole. Direkt über dem Leib befand sich der

Schwanz. Eines der beiden Jungtiere befreiten wir durch Querschnitte an der Eischale halb aus dem Ei, worauf der noch ziemlich große Dottersack sichtbar wurde. Das andere Jungtier verblieb noch in der schützenden Eiflüssigkeit (Abb. 3) und bewegte sich hin und wieder. Wichtig erschien uns, den Kopf der Jungtiere soweit freizulegen, daß sie in der Lage waren zu atmen. In den folgenden Tagen gelang es uns, auf die geschilderte Weise drei weitere Jungtiere aus den Eiern zu befreien (darunter auch die beiden Eier, die Schimmelpilzbefall hatten und wovon eines beschädigt worden war!). Bei den beiden anderen Eiern hatten sich während der Nacht Wassertropfen gebildet, und obwohl wir die Eier alle 2 h kontrollierten, war eines der Jungtiere schon im Ei abgestorben, das andere lebte nach dem Öffnen des Eies noch etwa 2 h. Während dieser Zeit hielt es die Augen geöffnet und atmete in großen Intervallen.

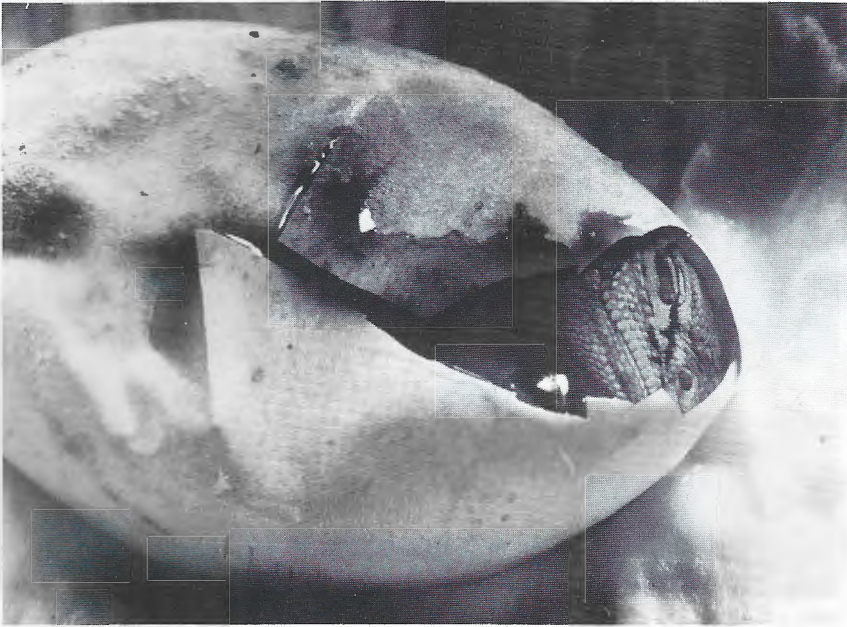


Abb. 3. Geöffnetes Ei mit lebendem Jungtier.
Opened egg containing viable juvenile.

Das erste Jungtier, das einzige, welches das Ei selbständig geöffnet hatte, wuchs förmlich mehr und mehr aus dem Ei. Dabei kam die noch vorhandene Nabelschnur mit dem Sand im Brutbehälter in Berührung. Eine Infektion an dieser Stelle war vermutlich verantwortlich dafür, daß das Jungtier drei Tage später starb. Die verbliebenen fünf *U. acanthinurus* wurden daraufhin auf mit Kamillenlösung getränkte Papiertücher gebettet. Die Luftfeuchtigkeit lag nun bei Werten um 80 %, so daß der Dottersack nicht eintrocknen konnte. Während die Jungtiere

weiterhin im Ei verblieben, wurde der Dottersack innerhalb von circa drei Tagen aufgebraucht. Danach waren die Jungen etwa dreimal so groß wie ursprünglich das Ei. Die verbliebene Nabelschnur von etwa 1 cm Länge wurde bis auf einen Rest von 1 mm (der später eintrocknete und abfiel) in den Leib hineingezogen. Hier waren trotz der Papiertücher doch einige Sandkörner an die Nabelschnur von drei Jungtieren gelangt. Den anhaftenden Sand entfernten wir mit kamillegetränkten Wattestäbchen.

4. Aufzucht der Jungtiere

Erst am 9. 9. wurden die fünf jungen *U. acanthinurus* (Daten siehe Tab. 3) aktiv. Vorher hatten sie mit geschlossenen Augen in Bauchlage im abgedunkelten Brutbehälter gelegen (Abb. 4) und hin und wieder den Kopf von einer Seite auf die

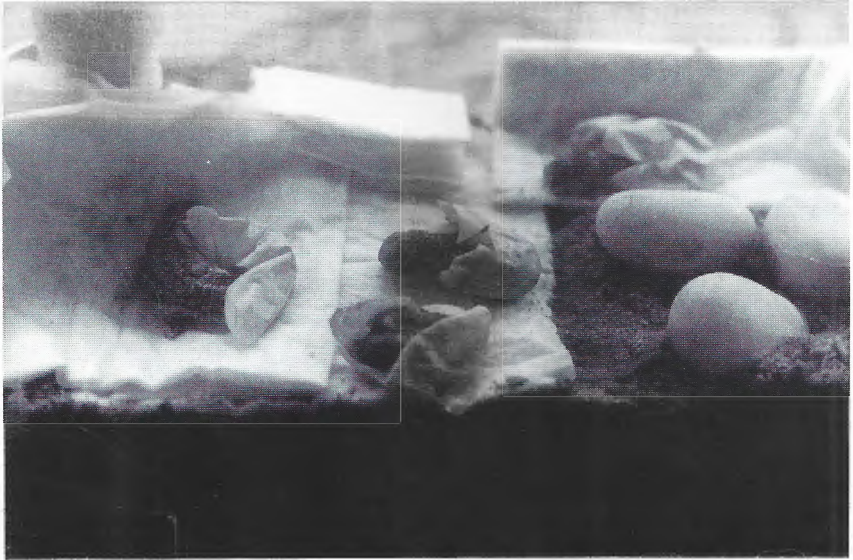


Abb. 4. Schlüpfende *U. acanthinurus*-Jungtiere im Brutbehälter.
Hatchlings of *U. acanthinurus* inside the incubator.

andere gedreht. Zu starker Lichteinfall, beispielsweise bei der regelmäßigen Kontrolle, bewirkte eine beschleunigte und heftige Atmung. Da der Bauchnabel noch ziemlich offen war, setzten wir die fünf Jungtiere zunächst in ein Plastikbecken (36 × 18 × 23 cm LBH) mit Papierunterlage. Zu Anfang bereitete es den jungen Dornschwanzagamen sichtlich Schwierigkeiten, den Bewegungsablauf ihrer Extremitäten zu koordinieren. Sie traten sich häufig mit den hinteren Beinen auf die vorderen und knickten dabei ein. Der Kopf wurde beim Laufen nach unten, der nur im Ansatz bestachelte Schwanz weit nach oben gerichtet: eine für *U. acanthinurus* äußerst untypische Haltungs- und Fortbewegungsweise.

	14. 09. 86	30. 09. 86	26. 10. 86	10. 11. 86	15. 02. 87	29. 04. 87
1	6 g	7 g	9 g	11 g	15 g	17 g
2	6 g	7 g	8 g	9 g	11 g	12 g
3	6 g	6 g	7 g	10 g	13 g	15 g
4	7 g	6 g	7 g	10 g	12 g	13 g
5	7 g	6 g	9 g	10 g	14 g	15 g

Tab. 3. Gewichtsdaten der fünf *Uromastyx-acanthinurus*-Jungtiere. Die Jungtiere hatten am 14. 09. eine durchschnittliche Länge von 7,5 cm. Der anfängliche Gewichtsverlust der Jungtiere 4 und 5 ist auf mangelnde Nahrungsaufnahme zurückzuführen, da diese beiden Exemplare nur sehr schwer zur Futteraufnahme zu bewegen waren.

Weights of the five juvenile *Uromastyx acanthinurus*. On Sept. 14th the juveniles had an average length of 7,5 cm. During the first time specimens 4 and 5 did not take much food; therefore they showed some weight loss.

Am Nachmittag des 14. 9. brachten wir die fünf Jungen in einem mit Sand als Bodengrund ausgestatteten Terrarium unter (75 × 45 × 40 cm LBH). Als Unterschlüpfe dienten flache, hohl liegende Steinplatten. Die Beleuchtung entsprach der im Terrarium der Elterntiere. Wegen der geringeren Größe des Aufzuchtterrariums installierten wir als Wärmequelle lediglich ein 40 W-Minispotlicht. Zwei der Jungtiere bezogen sofort eine Wohnhöhle. Die jungen Dornschwanzagamen wurden zunehmend aktiver, richtig lebhaft aber erst bei Temperaturen über 32 °C.

Die erste Nahrung, die aus Heimchen und Raupen der Großen Wachsmotte bestand, wurde am 13. 9. aufgenommen. Es war kaum möglich, kleinere frei laufende Heimchen zu verfüttern, da schon die geringste Berührung, beispielsweise mit einem der Fühler, Panik bei den Dornschwanzagamen hervorrief. Wir verfütterten daher abgetötete Heimchen von der Pinzette. An pflanzlicher Nahrung erhielten die Jungtiere als erstes frisch gekeimte Luzerne, wovon später auch gern Sprossen gefressen wurden. Richtig zu fressen begannen die Jungen erst, als wir die Abdomen von Larven der Ägyptischen Wanderheuschrecke anboten. Erst nach und nach lernten die Jungtiere, selbständig Beute zu fangen.

Von Anfang an stäubten wir alle Futtertiere, auch Teile derselben, mit einem Kalk/Mineralstoffpräparat (Osspulvit) ein. Auch das Trinkwasser, das regelmäßig aufgenommen wurde, war wie für die Elterntiere angereichert.

Nachdem die fünf juvenilen *U. acanthinurus* (vgl. Abb. 5) drei Wochen gemeinsam das Aufzuchtterrarium bewohnt hatten, entwickelte sich ihr Revierrinn. Ihr



Abb. 5. Drei Wochen altes Jungtier.
Juvenile three weeks old.

anfänglich ängstliches Verhalten wandelte sich schnell. Fauchend und wild um sich beißend verfolgten sie sich gegenseitig. Deutlich wurden drei der Jungtiere unterdrückt. Zeigte sich eines der unterdrückten Tiere auch nur am anderen Ende des Terrariums (immerhin 75 cm entfernt), so öffnete der Angreifer sein Maul, stürzte sich fauchend und mit aufgeblähtem Leib auf seinen Artgenossen und biß diesen in den Schwanz oder die Flanken. Deshalb trennten wir die jungen *U. acanthinurus* zunächst in zwei Gruppen von drei und zwei Jungtieren. Nach wenigen Tagen hatten sich die Tiere so in ihre neue Umgebung eingewöhnt, daß die aggressiven Verhaltensweisen wieder begannen. Um einer Fehlentwicklung durch Streß vorzubeugen, halten wir seitdem alle fünf Jungtiere einzeln. Bei einer Kost aus Heimchen, Larven der Ägyptischen Wanderheuschrecke, Raupen der Großen Wachsmotte sowie frisch gekeimten Sämlingen von Luzerne, Mungobohnen, Sonnenblumen, Linsen und Weizen entwickeln sie sich zu prächtigen Jungtieren.

5. Diskussion

Bedenkt man, daß bei der hier geschilderten Nachzucht der Afrikanischen Dornschwanzagame neun befruchtete Eier abgelegt worden waren und alle Eier vollentwickelte Embryonen enthielten, so ist es sehr schade, daß lediglich fünf Jungtieren zum Schlupf verholfen werden konnte.

Neun vollentwickelte Junge (ohne jegliche Mißbildungen) deuten sicherlich auf eine ausreichende Vitamin- und Mineralstoffversorgung des Muttertieres hin, was auch LANGERWERF (1979) als eine der wichtigsten Voraussetzungen für die erfolgreiche Nachzucht oviparer Echsen betrachtet. Daß die Jungtiere nicht in der Lage waren, selbst aus den Eiern zu schlüpfen, wurde uns klar, als wir später zufällig auf die Arbeit von BRAUNWALDER (1979) stießen. In diesem Bericht über die Eizeitigungsproblematik beim Grünen Leguan (*Iguana i. iguana*) wird genau jenes Problem, das auch während der letzten Phase der Eizeitigung bei *U. acanthinurus* auftrat, diskutiert. So stellt BRAUNWALDER (l. c.) die These zur Diskussion: „Sowohl zu hohe wie auch hohe konstante Luft- und Substratfeuchtigkeit führen zum Absterben der Eier generell und speziell in der allerletzten Zeitigungsphase, und zwar durch Erstickungstod des Embryos.“ Die nachfolgenden Ausführungen BRAUNWALDERS, die unseres Wissens erstmals in dieser Form diskutiert werden, bestätigen größtenteils die Schwierigkeiten, die während der letzten Zeitigungsphase der *U.-acanthinurus*-Eier aufgetreten waren. Hinweise auf die Schwierigkeiten beim Schlupf von *U. acanthinurus* finden sich bei GRIMM (1982). Auch hier „schwitzten“ die Eier kurz vor dem Schlupf, und keines der Jungtiere hatte die Eischale selbst geöffnet.

Wir meinen daher davon ausgehen zu können, daß unsere Afrikanischen Dornschwanzagamen wegen zu hoher Luft- (93 %) und Substratfeuchte am Ende der Inkubation nicht in der Lage waren, sich selbständig aus der Eihülle zu befreien. Sicherlich war auch in diesem Fall der sich auf der Eioberfläche bildende Wasserfilm (zunächst kleine Wassertropfen) dafür verantwortlich, daß ein Teil der Embryonen im Ei erstickte.

Es stellt sich daher die Frage, inwieweit tatsächlich Flüssigkeitstropfen auf der Eioberfläche den bevorstehenden Schlupf ankündigen (ZIMMERMANN 1983) oder

ob bereits in diesem Stadium Schlupfprobleme vorliegen. Daß offensichtlich eine zu hohe Feuchtigkeit auf die Embryonen eingewirkt haben muß, konnten wir an der wässrig aufgequollenen Haut der im Ei abgestorbenen Jungtiere erkennen.

So finden sich in der einschlägigen Literatur vornehmlich Hinweise darauf, daß die Zeitigung von Reptilien — respektive Echseneiern unter hoher Luftfeuchtigkeit (z. T. bis 100%!) erfolgen muß. Daß aber gegen Ende der Inkubationszeit eine Herabsetzung sowohl der Luft- als auch der Substratfeuchte für den Schlupf diverser Echsensarten nötig ist, ist in der einschlägigen Literatur nirgends nachzulesen. Möglicherweise haben schon andere Terrarianer ähnliche Erfahrungen mit Schwierigkeiten bei der Zeitigung von Echseneiern zu verzeichnen gehabt, ohne jemals den Grund für das Absterben der Embryonen kurz vor dem Schlupf erfahren zu haben. So ist uns bezüglich der Nachzucht von *Heloderma suspectum* bekannt, daß Nachzuchterfolge scheiterten, weil ebenfalls voll entwickelte Embryonen während der letzten Inkubationsphase im Ei abstarben.

6. Ausblick

Da unser adultes *U.-acanthinurus*-Männchen im November 1986 innerhalb weniger Stunden an einer generalisierten Bakterieninfektion (FRANK, briefl. Mitt.) gestorben ist, kann daher vorläufig keine Wiederholung einer Nachzucht erfolgen. Wir hoffen, daß es sich bei dem kleineren, sehr scheuen Exemplar um ein männliches Tier handelt, so daß sich unsere Dornschwanzagamen früher oder später vielleicht erneut fortpflanzen werden.

7. Danksagung

Herzlich danken möchten wir Frau U. JANIK und Frau M. REICHEL für die Betreuung der *U.-acanthinurus*-Eier während unseres dreiwöchigen Urlaubs.

Außerdem danken wir Frau Dr. E. ZIMMERMANN, Stuttgart, für ihre Ratschläge bezüglich der Inkubation der Eier.

Ganz besonders möchten wir Herrn Dipl. Biol. R. WICKER (Leiter des Exotariums des Zoologischen Gartens Frankfurt a. Main) dafür danken, daß er uns jederzeit mit Rat und Tat bei der Zeitigung der Eier unterstützte.

Herrn E. PHILIPS (Senckenberg-Museum, Frankfurt a. M.) gilt unser Dank für die Erstellung der Schwarz-Weiß-Vergrößerungen.

Zusammenfassung

Neben der Haltung (Terrarium, Beleuchtung, Heizung und Nahrung) vier adulter Exemplare der Afrikanischen Dornschwanzagame *Uromastix acanthinurus* werden die Inkubation eines Geleges neun befruchteter Eier und der Schlupf der Jungtiere sowie die dabei aufgetretenen Schwierigkeiten beschrieben. Die 3,6 cm langen Eier wurden bei Temperaturen von 23,1 bis 33,1 °C und einer relativen Luftfeuchtigkeit von durchschnittlich 93,6% inkubiert.

Nach einer Inkubationszeit von 122 Tagen schlüpfte das erste von fünf 7,5 cm langen und 6 bis 7 g schweren Jungtieren. Während der ersten Lebenswochen waren die Jungtiere sowohl bei der Nahrungsaufnahme als auch bei der Bewegungskoordination ihrer Extremitäten sehr unbeholfen. Drei Wochen nach dem Schlupf entwickelten die jungen Dornschwanzagamen eine zunehmende

Aggressivität gegenüber ihren Artgenossen. Um streßbedingten Entwicklungsschäden vorzubeugen, wurden die Jungtiere danach einzeln gehalten.

Es wird diskutiert, ob das Auftreten von Flüssigkeitstropfen auf der Eioberfläche während der letzten Inkubationsphase tatsächlich den Schlupf von Jungtieren ankündigt oder ob dies ein Hinweis darauf ist, daß vollentwickelte Jungtiere wegen zu hoher Luft- und Substratfeuchtigkeit kurz vor dem Schlupf nicht in der Lage sind, selbständig das Ei zu verlassen.

Schriften

- BRAUNWALDER, M. E. (1979): Über eine erfolgreiche Zeitigung von Eiern des Grünen Leguans, *Iguana i. iguana*, und die damit verbundene Problematik. — *Salamandra*, Frankfurt/M., 15 (4): 185-210.
- GRIMM, J. (1982): Nachzucht bei der nordafrikanischen Dornschwanzagame, *Uromastyx acanthinurus* BELL. — *Aquar. Terrar.*, Leipzig, 29 (2): 64-69.
- (1986): Afrikanische Dornschwanzagamen, *Uromastyx acanthinurus* — langjährige Erfahrung bei Haltung und Nachzucht. — *Aquar. Terrar.*, Leipzig, 33 (11): 384-386 u. 389.
- KRABBE-PAULDURO, U. & E. PAULDURO jr. (1986): Durch Nachzucht erhalten: Warrens Gürtelschweif. — *Aqu.-Mag.*, Stuttgart, 20 (10): 412-416.
- *Cordylus jonesii* (BOULENGER, 1891). — *Sauria, Amph./Rept.-Kartei*, Berlin; (in Vorber.).
- LANGERWERF, B. (1979): Die erfolgreiche Zucht nichttropischer Echsen. — *elaphe*, Berlin, 1979 (1): 2-5.
- OBST, F. J., K. RICHTER & U. JACOB (1984): *Lexikon der Terraristik und Herpetologie*. — Hannover (Landbuch Verlag), 465 S.
- ZIMMERMANN, E. (1983): *Das Züchten von Terrarientieren*. — Stuttgart (Franckh'sche Verlags-handlung), 238 S.

Eingangsdatum: 20. Mai 1987

Verfasser: URSULA KRABBE-PAULDURO & ERNST PAULDURO jr., Goethestraße 81, D-6457 Maintal 2.