

Diagnostische Möglichkeiten zum Nachweis der Entwicklung bei inkubierten Schildkröteneiern

Die nachfolgenden technischen Hinweise sollen sich auf die Kontrollmöglichkeiten an Schildkröteneiern beschränken, aus denen man Jungtiere erhalten möchte. Inkubationsmethoden gibt es unzählige; sie sollen jedoch besser andernorts im Zusammenhang mit dem Fortpflanzungsgeschehen beschrieben werden. Hier sei nur gesagt, daß der Verfasser sich bislang unter der Vielfalt der empfohlenen Methoden — die ja auch unser noch mangelhaftes Wissen widerspiegelt — meistens sehr konventioneller Mittel, also eines Behälters mit feuchter, lockerer Erde oder Sand, bedient hat. Was die Kontrollen anbetrifft, so besteht wohl Einigkeit darüber, daß bei den in manchen noch nicht genauer erforschten Stadien recht empfindlichen Schildkröteneiern mit der größtmöglichen Vorsicht zu verfahren ist.

In der Ordnung Testudines gibt es morphologisch und physiologisch sehr verschiedenartige Eier. Die hier gegebenen Empfehlungen basieren auf den Beobachtungen an etwa 420 Eiern, die allerdings, da sie von 26 ausgesucht kleinwüchsigen der insgesamt etwa 215 Arten stammen, einen etwas einseitigen Ausschnitt abgeben. Mit Ausnahme derer von marinen Formen sind aber die wesentlichsten Eitypen vertreten. Der Schlupf von bisher 92 Jungtieren, also etwas mehr als jedes fünfte Ei, ist ein geringes, aber kein ungewöhnlich schlechtes Ergebnis, denn bei vielen der Arten handelt es sich wohl um erstmalige Fortpflanzungsversuche in Gefangenschaft. Bei den nicht geschlüpften Eiern fand sich ein breites Spektrum von Entwicklungsstörungen.

Schildkröteneier sind nicht nur innerhalb von Gattungen oder Arten oft recht verschieden, sondern auch in einem Gelege kann die Variabilität beeindruckende Ausmaße erreichen. In Gefangenschaft wird das wohl nicht selten noch verstärkt. Dennoch sollte man sich vor übereilten Diagnosen bezüglich der Entwicklungsfähigkeit hüten. Bei jungen ♀ von *Testudo hermanni* oder *Lissemys punctata* zum Beispiel kann die Eiform von oval, also $\frac{1}{4}$ länger als breit, bis fast rund variieren. Gewachsene Einbuchtungen durch die Lage zahlreicher Eier in einem kleinen Muttertier sind natürlich ebenfalls harmlos. Unterschiede der Oberflächenbeschaffenheit können durch wechselnden Niederschlag von Schleim bedingt sein. Die Menge des kohlensauren Kalkes (CaCO_3), der die Härte der Schale bestimmt und nach YOUNG (1951) in der Form von Aragonit vorliegt, ist ebenfalls physiologischen (siehe unten) und artlichen Schwankungen unterworfen. So beschreibt KOPSTEIN (1938) die Eier von *Trionyx cartilagineus* als hartschalig, während MENDELSSOHN (in DIM'EL 1967) bei Eiern des nahe verwandten *Trionyx triunguis* eine Gewichtszunahme von 10,5% feststellt, was sich bei harten Schalen ausschließt. In der ursprünglichen Gattung *Clemmys* gibt es ebenfalls Arten mit weichen und solche mit harten Eischalen. Geringere Änderungen der Schalentextur treten allerdings bei einer Reihe von Arten auch im

Gefolge der Ablage auf; THILENIUS (1899) beschrieb dies schon bei *Sphenodon punctatus*. Natürlich gibt es auch Mißbildungen; so zeigte mir P. HAUSMANN 1971 den interessanten Fall von zwei mit den Spitzen aneinandergewachsenen Eiern von *Emydura albertisii*. Sie starben im Laufe der Entwicklung ab; leider blieb die Ursache ungeklärt. Manchmal findet man, besonders in großen Gelegen, ähnlich wie beim Huhn (*Gallus domesticus*) ein sehr kleines, unvollständig ausgestattetes Ei, das niemals ein Jungtier ergeben wird.

Nun zur Inspektion des Geleges: Das frisch abgelegte Ei sieht etwas durchscheinend gelblich- bis rosaweiß aus. Diese Färbung verändert sich im Laufe einer normalen Entwicklung zu einem stockigen Weiß wie etwa von altem Porzellan. Manchmal bildet sich die noch winzige Keimscheibe, die schon RATHKE (1848) stets an der jeweils höchstgelegenen Stelle des Schildkröteneies fand, eben sichtbar auf der äußeren Schale ab, jedoch noch nicht beim ganz frischen Ei. GOODE & RUSSELL (1968) beschrieben sie zum Beispiel bei drei australischen Cheliden. Oft sieht man sie bei *Emys orbicularis* (R. PFLEGER, mündl. Mitt.). Bei langgestreckten Eiern erscheint der Dotter als ein unscharfes, breites, gelbes Mittelband. Äußerlich erkennbare, scharf begrenzte Schichtungen sind dagegen immer ein schlechtes Zeichen. Leichte, noch gerundete Dellen in weichschaligen Eiern (wie man sie in der typischsten Ausprägung bei den höher evoluierten Emydiden, z. B. bei *Pseudemys* oder *Malaclemys* findet) können sich durch Wasseraufnahme wieder füllen — hier tritt oft generell eine Gewichtszunahme ein. Tiefe Dellen mit scharfen Knicken weisen aber auf ein abgestorbenes Ei hin. Im Laufe der Entwicklung tritt manchmal ein Netz von Haarrissen auf: Solange nicht die unter der äußeren Schale gelegene Faserhaut zu früh eröffnet ist, bleibt es harmlos. Sollte sich in einem noch ganz geschlossenen, aber schon länger abgestorbenen Ei durch Zersetzung Gas bilden (wegen der reichlich vorhandenen schwefelhaltigen Aminosäuren dann zum Teil das übelriechende H_2S), dann kann es zu einer „Explosion“ kommen. — Vor allen Handhabungen, am besten beim Auffinden, sollte man jedes Ei mit Bleistift oder Tusche zeichnen, um eine Drehung zu vermeiden; sie kann, wenn dies auch noch nicht detailliert untersucht ist, während einiger Zeitabschnitte eine große Gefahr für den Embryo bedeuten (CUNNINGHAM 1922).

Die aufschlußreichste Untersuchung von Eiern ist das Durchleuchten vor einer Blende. Man schneidet dazu mit einem an der Spitze sehr scharfen Messer, etwa einem Skalpell, aus kräftiger, schwarzer Pappe auf einer weichen Unterlage in einem Zuge ein Loch, das rundherum ungefähr 1 mm enger ist als die Maße des Eies. Ein Absetzen beim Schneiden ergibt leicht störende Zipfel. Installiert man eine auf dem Tiesch liegende und eine hoch hängende Glühbirne, dann kann man das Ei von allen Seiten durchleuchten, indem man es immer dicht vor das Loch der etwa 15×15 cm großen Pappe hält — beides aber in genügender Entfernung von der Lampe, um das Ei nicht zu überwärmen. Bei vorhandener Entwicklung wird man zunächst das wachsende Feld von Blutgefäßen des Dottersackes sehen, später, wenn auch schon ein Embryo auszumachen ist, das die Schale größtenteils auskleidende Adernetz der Allantois. (Genauere Zeitangaben sind hier unmöglich, da es aus einer Reihe von Gründen zu große Unterschiede gibt. Die Inkubationsdauer liegt bei Schildkröten etwa zwischen 7 Wochen und 14 Monaten.) Das Wachstum geht nicht linear: füllt der Keim das Ei zur Hälfte,

dann sind gut $\frac{3}{4}$ der Zeit um. Die Durchleuchtung von mehreren Seiten beugt auch durch unterschiedliche Projektion Irrtümern über die Größe des Embryos vor; außerdem braucht man die Schale nicht so gründlich zu säubern. — Die detaillierteste Darstellung der embryonalen Prozesse bei Schildkröten geben RAGOZINA & ZUSSMAN (1965).

Will man absolut sicher gehen, so verwirft man nur die Eier, die nach zwei Monaten noch unverändert sind, bei denen die sich entwickelnden Strukturen zerfallen, oder die eine Gasblase von mehr als $\frac{1}{4}$ des Eivolumens aufweisen. Tritt in einem von einem Jungtier völlig ausgefüllten Ei innerhalb von 3 bis 4 Wochen keine spontane Sprengung ein, dann sollte man es unter weitgehend aseptischem Vorgehen öffnen: es könnte sein, daß die Schale zu dick geworden ist. Das kommt dadurch zustande, daß Schildkröten-Weibchen in Ermangelung von Nistplätzen, die ihrem angeborenen Auswahlverhalten zusagen, also wohl nur in Gefangenschaft, entweder die Eier auf dem Land und im Wasser einfach „verlieren“ oder sie aber zu lange im unteren Abschnitt des Eileiters behalten, wo die nur dort befindlichen Kalkdrüsen dann eine verdickte Schale aufbauen. Auf diese Weise künstlich befreite Junge sind meistens lebensfähig. Gelegentlich kommen aber durch sehr langes Zurückhalten der Eier extrem dicke, geschichtete Schalen bis zu 2 oder 3 mm Durchmesser zustande. Man erkennt diese Eier daran, daß sie sich kaum durchleuchten lassen. Der bei der Ablage stets etwa bis zum Gastrula-Stadium entwickelte Keim muß hier zwar noch nicht abgestorben sein, doch ist sein Wachstum durch den erschwerten Gas- und Wasseraustausch weitestgehend eingeschränkt. Im Muttertier sind solche Eier röntgenologisch gut zu erfassen. ROHR (1970) erhielt sie von mediterranen Testudiniden, der Verfasser besonders von *Kinosternon bauri*, *Lissemys punctata* und *Geoemyda grandis*, letztere als eine dankenswerte Zuwendung von Herrn W. RÖSLI. Manchmal ist aber auch die unter der Kalkschale liegende Faserhaut über die Norm verdickt.

Da für den Pfleger der Tiere bei der Eiablage und Inkubation oft unerwartete Situationen auftreten, sollen hier auch für einige physikalische Faktoren die äußersten, für das Leben des Keimes (oder besser sein Überleben) noch ertragbaren Grenzen angeführt werden: Temperatur (auch etwas abhängig von der Art): zwischen 5° und 37° C (CUNNINGHAM 1922); Lichteinfall: selten exakt geprüft, aber wahrscheinlich harmlos (zum Beispiel HOYT 1941); Wasser: ein Eintauchen von einigen Stunden wird überlebt, für längere Zeit verträgt es sich jedoch nicht mit dem bezüglich seiner Häute gerade für das Landleben strukturierten, sogenannten amniotischen Ei; Austrocknung: siehe oben, der Gewichtsverlust darf also 20 bis 30% nicht überschreiten; Sauerstoffmangel oder -abschluß: Reptilien sind zeitweise zur Anaerobiose befähigt, sie ermöglicht aber naturgemäß keine Entwicklung.

Sinn dieser Mitteilung sollte sein, dem Pfleger von einem Probieren auf gut Glück während der Inkubation abzuraten und statt dessen nach ausreichendem Abwarten gezielt zu kontrollieren. Bei einer eindeutig negativen Diagnose sollte das Ei beschriftet in 70%igem Alkohol konserviert werden. Je geringer nämlich die Verwesung fortgeschritten ist, desto leichter läßt sich durch eine Untersuchung des fixierten Eies eventuell die Ursache der Entwicklungsstörung finden. Falls der Besitzer dieser Untersuchung nicht selbst vornehmen möchte, ist der Verfasser

für eine Zusendung dankbar. Hierbei sind auch, in Zusammenarbeit mit den Herren Dr. W. BÖHME und Prof. Dr. K. KRAMPITZ, Bonn, leere und zerbrochene Eischalen, etwa von schon geschlüpften Reptilien, von Interesse.

Methods of checking turtle eggs during incubation (inspection, candling, weighing), the symptoms for development as well as the limiting physical factors are being discussed.

Schriften

- CUNNINGHAM, B. (1922): Some phases in the development of *Chrysemys cinerea*. — J. Elisha Mitchell Sci. Soc., 38: 51-73.
- DIMEI, R. (1967): Studies on reproduction, growth and feeding in the snake *Spalerosophis cliffordi* (Colubridae). — Copeia, 1967 (2): 332-346.
- GOODE, J. & RUSSELL, J. (1968): Incubation of eggs of three species of chelid tortoises, and notes on their embryological development. — Austral. J. Zool., 16: 749-761.
- HOYT, J. S. Y. (1941): The incubation period of the snapping turtle. — Copeia, 1941: 180.
- KOPSTEIN, F. (1938): Ein Beitrag zur Eierkunde und zur Fortpflanzung der malaiischen Reptilien. — Bull. Raffles Mus., 14: 81-167.
- RAGOZINA, M. N. & ZUSSMAN, J. N. (1965): Ecological and functional significance of protein membrane of the eggs in the embryogenesis of tortoise *Testudo graeca*. — Isv. Akad. Nauk USSR, ser. Biol., 1965: 898-908. [In Russisch.]
- RATHKE, H. (1848): Über die Entwicklung der Schildkröten. — Braunschweig.
- RISLEY, P. L. (1944): Arrested development of turtles embryos. — Anatom. Rec., 88: 454-455.
- ROHR, W. (1970): Die Bedeutung des Wärmefaktors für Fortpflanzungsperiodik und Eiablageverhalten südeuropäischer Landschildkröten im Terrarium. — Salamandra, 6: 99-103. Frankfurt am Main.
- THILENIUS, G. (1899): Vorläufiger Bericht über die Eiablage und erste Entwicklung von *Hatteria punctata*. — Sitz.-Ber. königl. preuss. Akad. Wiss. Berlin, 1899: 247-256.
- YOUNG, J. D. (1951): The structure and some physical properties of the testudinian eggshell. — Proc. zool. Soc. London, 120: 455-469.

Dr. WALTER SACHSSE, 65 Mainz, Eichendorffstraße 27.