

Haltung und Nachzucht der Matamata, *Chelus fimbriata* (SCHNEIDER, 1783)

Einleitung

Die Matamata oder Fransenschildkröte besitzt eine einzigartige Gestalt, die sich kaum mit einer anderen Schildkrötenart vergleichen lässt. Ihre skurrile Erscheinung macht sie auch für Privathalter besonders interessant, doch war es bislang eher sehr schwierig, diese Tiere im Fachhandel zu finden. Inzwischen werden Matamatas aber häufiger auf Börsen oder in (spezialisierten) Zoofachhandlungen angeboten.

Chelus fimbriata ist eine großwüchsige Schildkrötenart, und es bedarf guter Pflegebedingungen, damit ihre Haltung erfolgreich ist. Ihre Vermehrung ist noch nicht häufig geglückt, und die Anzahl an Nachzuchten ist äußerst gering. Lediglich HEINROTH (1943), HAUSMANN (1964), DRAJESKE (1983), SCHAEFER (1986) sowie MEIER & SCHAEFER (2003, 2008) berichteten über die erfolgreiche Nachzucht dieser Art, und der Zoo Rotterdam (Niederlande) scheint bisher die einzige Einrichtung

zu sein, in der die Nachzucht in zwei aufeinanderfolgenden Jahren gelang (ZWARTEPOORTE pers. Mittlg.).

Der vorliegende Aufsatz beschreibt die Pflege und Fortpflanzung der Amazonas-Form der Matamata. Die Verfasser pflegen darüber hinaus auch semiadulte Exemplare der Orinoko-Form.

Klassifikation und Verbreitung

Chelus fimbriata gehört zur Klasse Reptilia (Reptilien) und innerhalb dieser zur Ordnung Testudines (Schildkröten). Letztere ist in zwei Unterordnungen unterteilt: die Cryptodira (Halsbergerschildkröten) und die Pleurodira (Halswenderschildkröten). Zu den Pleurodira zählen drei Familien, darunter u. a. die Familie Chelidae (Schlangenhalschildkröten), zu der auch die Gattung *Chelus* (Fransenschildkröten) gehört. Die Gattung *Chelus* umfasst dabei lediglich eine Art (z. B. FRITZ & HAVAŠ 2007).

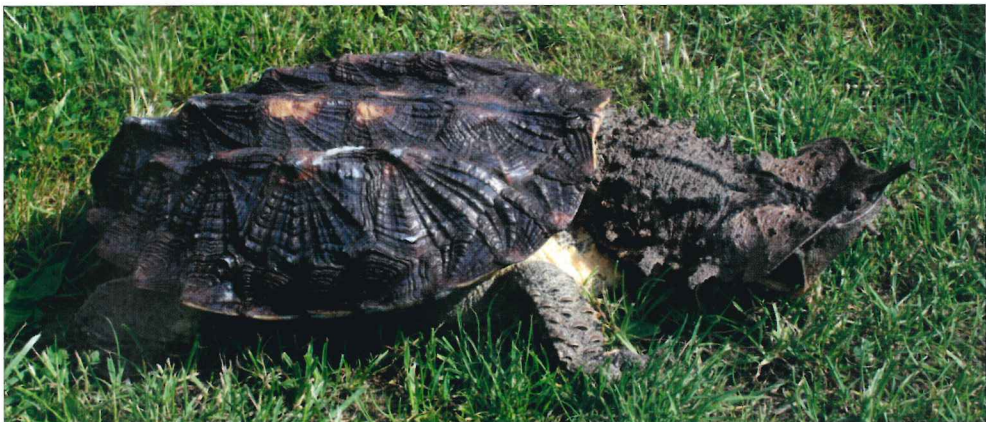


Abb. 1. Carapax einer Matamata, *Chelus fimbriata*; man beachte den bizarr geformten Kopf und die ausgeprägten Kiele.

Das Verbreitungsgebiet der Art ist riesig. Es erstreckt sich über den Norden von Bolivien, den Osten von Peru, Ecuador und Kolumbien, über Venezuela, Guyana, Französisch-Guayana sowie Nord- und Zentral-Brasilien; die Matamata wurde außerdem auf der Insel Trinidad gesichtet (IVERSON 1992, VETTER 2005, BARRIO-AMORÓS & NARBAIZA 2008), die sie vermutlich durch Verdriftung bei Hochwasser erreicht hat. Dieses riesige Verbreitungsgebiet hat Wissenschaftler spekulieren lassen, dass möglicherweise mehrere Unterarten oder zumindest verschiedene Varietäten existieren. PRITCHARD (1979) beschrieb Unterschiede in der Färbung zwischen Exemplaren aus Peru, Brasilien und Kolumbien. Nach der Untersuchung von 126 Exemplaren definierten SÁNCHEZ-VILLAGRA *et al.* (1995) zwei Formen vom Amazonas bzw. Orinoko, die sich in der Form des Rückenpanzers und der Färbung von Bauchpanzer und Hals voneinander unterscheiden: bei Adulti gibt es einen deutlichen Unterschied in der Form des Rückenpanzers,

der bei der Amazonas-Form im Umriss eher rechteckig und bei jener vom Orinoko eher oval ist. Das Plastron der Amazonas-Form ist braun bis schwarz, jenes der Orinoko-Form gelb bis hellbraun gefärbt. Bei jungen Exemplaren sind diese Unterschiede noch deutlicher ausgeprägt; juvenile Exemplare vom Amazonas besitzen ein schwarzes Plastron mit großen roten Flecken, während Jungtiere der Orinoko-Form einen hellroten Bauchpanzer mit dunklen Flecken aufweisen. Bei der Amazonas-Form ist die rote Färbung auf der Unterseite des Halses heller, wodurch die braunen Streifen deutlicher hervortreten, während die Rotfärbung bei der Orinoko-Form viel kräftiger ausgeprägt ist.

Beschreibung

Der braune, flache Carapax kann eine Länge von 45 cm erreichen oder bei einzelnen Individuen sogar länger sein. MEIER & SCHAEFER (2003) fanden den 48,5 cm langen Rückenpanzer eines Männchens, SÁNCHEZ-

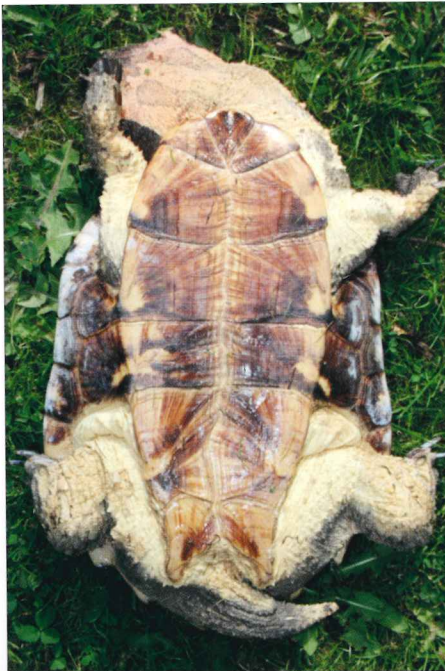


Abb. 2. Plastron der Amazonas-Form.



Abb. 3. Plastron der Orinoko-Form.

VILLAGRA *et al.* (1995) beschrieben einen von 52,8 cm Länge, und KABISCH (1997) berichtete von einer Länge von 64,5 cm. All diese Nachweise überschreiten die von PRITCHARD & TREBBAU (1984) als maximale Carapaxlänge angegebenen 45,6 cm deutlich.

Der Carapax ist von drei großen Kielen geprägt, die bei jungen Exemplaren dunkel gefärbt sind. Wie bei der Geierschildkröte, *Macrochelys temminckii*, kann der Rückenpanzer von Algen bewachsen sein, die der Matamata eine gute Tarnung verleihen. Wie bereits oben erwähnt, kann die Plastronfärbung je nach Herkunft eines Individuums variieren.

Der Kopf ist im Umriss dreieckig. Vom Nacken ziehen zwei Streifen vorwärts, die sich zwischen den Augen vereinigen. Bei adulten Exemplaren sind diese weniger auffällig und viel dunkler in der Farbe. Die beiden spitz zulaufenden Lappen auf den Kopfseiten spielen bei der Paarung eine Rolle. Der Kopf ist zwischen diesen Hautlappen etwas abgeflacht, wodurch die Augen und die schnorchelartige Nase etwas nach oben gerichtet sind. Auf den lateralen und dorsalen Flächen des dunkelbraunen, muskulösen und langen Halses befinden sich große Hautlappen, die bei jüngeren Exemplaren heller gefärbt sind. Einige Matamatas zeigen einen hell rosafarbenen



Abb. 4.
Unterseite des Schwanzes eines Männchens; er ist länger, und die Kloakenöffnung liegt weiter von Hinterrand des Plastrons entfernt.

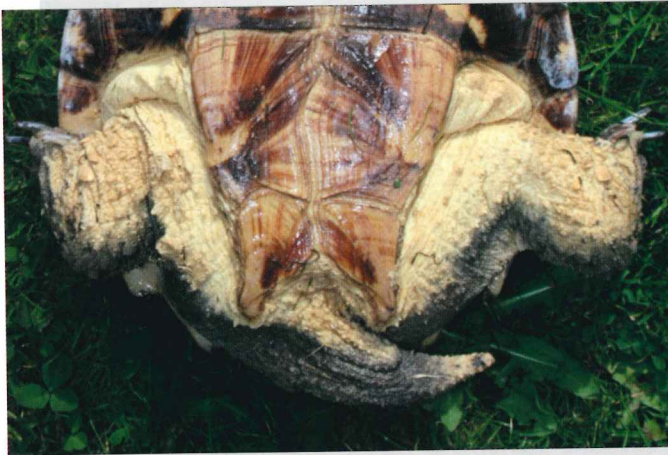


Abb. 5.
Unterseite des Schwanzes eines Weibchens; er ist kürzer, und die Kloake liegt näher am Hinterrand des Plastrons.



Abb. 6. Geschlechtsdimorphismus der Oberseite; links das Weibchen, rechts das Männchen.

Hals mit braunen bis schwarzen senkrecht verlaufenden Balken. Ein langer schwarzer Streifen erreicht ebenfalls den Kopf. Die Ohröffnungen sind nur schwer zu erkennen, wohingegen die Barteln an der Unterseite des Maules recht offensichtlich sind. Die kleinen Augen liegen unweit der schnorchelartig geformten Nase, die für die Matamata so typisch ist. Die Oberseiten der Beine sind grau gefärbt, mit einer beigefarbenen Tönung. Die Füße enden in fünf kräftigen Krallen. Die Unterschiede zwischen den Geschlechtern sind offenkundig: der Schwanz des Männchens ist länger, und die Kloakenöffnung liegt weiter vom Hinterrand des Plastrons entfernt. Voll

ausgewachsene Männchen sind zudem etwas kleiner als die Weibchen, besitzen aber kein konkaves Plastron, wie das bei vielen anderen Schildkrötenarten der Fall ist. Matamatas geben typischerweise einen moschusartigen Geruch ab, wenn sie in die Hand genommen werden.

Pflege und Unterbringung

1997 erwarb der Erstautor fünf Matamatas, drei Männchen und zwei Weibchen. Sie befanden sich in einem wirklich schlechten Zustand. Ihre Carapaxlänge reichte von 8,5 bis 10,0 cm, und ihr Gewicht betrug 125 bis 225 g. Wir schätzten das Alter der Schildkröten auf unge-



Abb. 7. Häutungsrückstand.

fähr zwei bis vier Jahre. Sämtliche Exemplare waren von Bandwürmern befallen, weshalb sie mit *Droncit* (*Praziquantel* 8 mg/kg sc/im) behandelt wurden. Die Behandlung wurde alle drei Monate wiederholt, bis eine Kloakenspülung nach neun Monaten ergab, dass die Tiere nunmehr frei von Parasiten waren.

Die Schildkröten erhielten jeden zweiten Tag kleine Fische (Stinte, *Osmerus eperlanus*, 10 g, 5 cm). Nach drei Monaten verdoppelten wir ihre Rationen, ohne dass dadurch Probleme entstanden wären.

Während der vergangenen fünf Jahre lebten die Schildkröten gemeinsam in einem Aquarium mit den Maßen 210 × 105 × 35 cm (Länge × Breite × Höhe), das mit Glas- und Styroporplatten abgedeckt war. Sie zeigten zu keinem Zeitpunkt Anzeichen von Stress oder Aggressivität untereinander. Die einzige Lichtquelle für das Aquarium bestand aus einem Fenster in dem Raum, in dem sie untergebracht waren. Das Aquarium wurde mit künstlichen Schwimmpflanzen ausgestattet. Auf einen Bodengrund wurde verzichtet, um möglichen Problemen mit der Filteranlage vorzubeugen. Das Wasser wurde zweimal jährlich ausgetauscht. Ein 300 W starker Aquarienheizer, der mit Kaninchendraht abgeschirmt war, sorgte während der Sommermonate für die erforderlichen 26 °C Wassertemperatur; diese wurde von Oktober bis Januar auf 20 °C gesenkt. Der pH-Wert wurde zwischen 6,0 und 6,5 gehalten. Der Zweitautor hält seit mehreren Jahren ein Weibchen bei einer konstanten Temperatur von 23 °C, ohne dass es dabei zu Problemen gekommen wäre.

Matamatas häuten sich in regelmäßigen Abständen, vor

allem während der wärmeren Jahreszeit. Die großen abgestoßenen Hautstücke sind derb und müssen entfernt werden, damit sie nicht die Filteranlage verstopfen.

Matamatas mögen keine starke Strömung. Sie reagieren darauf mit Rastlosigkeit bis hin zur Futterverweigerung. Die verwendeten Pumpen dürfen daher nicht zu kräftig sein.

Ein Landteil wurde nicht zur Verfügung gestellt, da diese Schildkröten nur zur Eiablage an Land gehen. Futter wurde wöchentlich angeboten und bestand aus aufgetautem tiefgefrorenem Fisch (100-250 g), der mit einem Multivitamin komplex aufgewertet wurde. Als Futterfische wurden Rotaugen (*Rutilus rutilus*), Rotfeder (*Scardinius erythrophthalmus*), Karpfen (*Cyprinus carpio*), Barsch (*Perca fluviatilis*) und Güster (*Blicca bjoerkna*) verwendet.

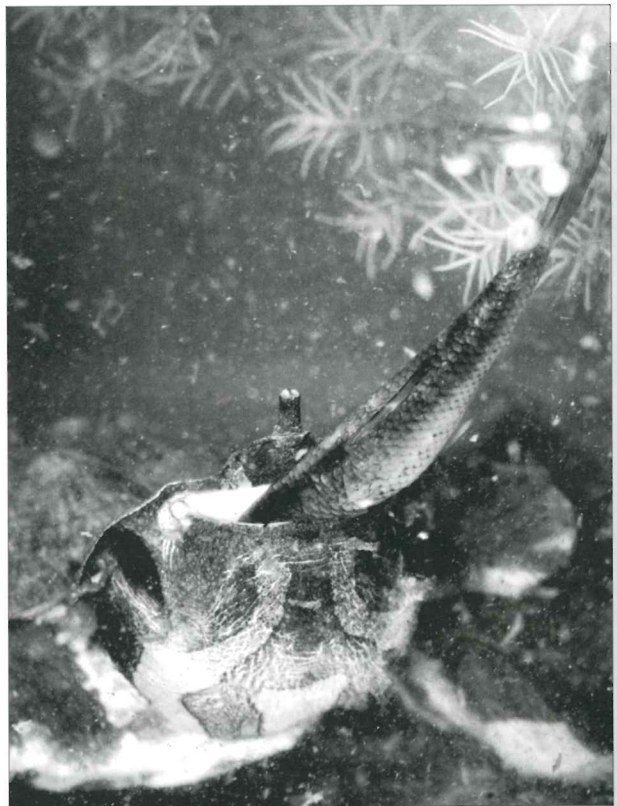


Abb. 8. Eine Matamata beim Fressen eines Fisches.

Die Schildkröten wurden von Hand gefüttert, was noch nie ein Problem war. Sobald die Styroporplatten vom Aquarium genommen wurden, begaben sich die Tiere zur Wasseroberfläche und schnappten um sich, noch bevor Futter ins Wasser gelangte. Das dabei eingesogene Wasser wurde sofort wieder ausgespien. Die Fischstücke wurden kraftvoll von der Hand gesogen und je nach Futtergröße mit einer oder zwei Schluckbewegungen verschlungen. Handelte es sich um größere Fische, unterstützten die Schildkröten das Abschlucken mit schlängelnden Seitwärtsbewegungen des Halses. Jungtiere benutzten auch ihre Vorderbeine, um gelegentlich angebotene Fleischstücke ins Maul zu befördern. Geriet beim Fressen versehentlich ein Stück pflanzliches Material mit ins Maul, wurde es sofort wieder ausgespuckt, ohne dass dabei der

Fisch verloren ging. Die Tiere fraßen auch während der gesamten Paarungszeit weiter.

Die Kiefer sind mit fein gezähnelten Hornleisten ausgestattet, die Beute gut festzuhalten vermögen. Bisse, die den Autoren von den Tieren während der Fütterungen versehentlich zugefügt wurden, waren normalerweise nicht schmerzhaft.

Paarungsverhalten

Die beiden Weibchen legten 2005 erstmals Eier ab; zu diesem Zeitpunkt waren sie etwa zehn bis zwölf Jahre alt (Carapaxlängen 280 bzw. 310 mm). Seitdem produzieren sie zweimal jährlich Gelege, wobei die jeweils ersten Eiablagen im November oder Dezember und die zweiten im Februar oder März erfolgen.

Kopulationen wurden 2007 zum ersten Mal beobachtet. Das Männchen schwamm neben dem Weibchen und schwenkte dabei seine Vorderfüße. Die

seitlichen Hautlappen zitterten. Beide Schildkröten positionierten sich frontal zueinander, sodass sich ihre „Schnorchelnasen“ rund 5 cm voneinander entfernt befanden. Das Männchen schwenkte nun seine Vorderfüße neben seinem Kopf, ohne sie dabei, wie es bei manchen anderen Schildkröten zu beobachten ist, vor seinen Kopf zu halten. Die Hinterbeine waren währenddessen ausgestreckt und das hintere Ende des Rückenpanzers etwas nach oben gekippt. Die seitlichen Hautlappen zitterten noch immer. Das Weibchen neigte nun seinen Kopf seitwärts dem Männchen entgegen. Dieses begab sich sodann zur Kloake des



Abb. 9. Plastron des Jungtiers im Alter von einigen Tagen.



Abb. 10. Paarung der Fransenschildkröten.

Weibchens und beroch diese. Mit immer noch zitternden Hautlappen bestieg es schließlich das Weibchen mit ausgestrecktem Hals. Diese Beobachtungen stimmen mit jenen von DRAJESKE (1983) überein.

Matamatas fühlen sich während der Balzphase schnell gestört und brechen ihre Aktivitäten schon bei der geringsten Störung ab. Balzverhalten wurde auch schon in den Nachmittagsstunden beobachtet, was belegt, dass Matamatas auch am Tage sexuell aktiv sind.

Eiablage und Beschreibung der Gelege

Einer der wichtigsten Faktoren für die Vermehrung dieser Art in Menschenobhut ist die Einhaltung eines sich jährlich in gleicher Weise wiederholenden Zyklus' von Temperatur- und Lichtintensitätsverläufen. Im Oktober wurden die Temperaturen allmählich auf 20 °C abgesenkt, die Lichtintensität vermindert und die Dauer der Tageslichtstunden verringert. Diese Bedingungen wurden dann bis Januar beibehalten. Die Weibchen brachten während dieser Zeit ihr jeweils erstes Gelege

hervor. Mit zunehmender Tageslichtdauer wurde die Wassertemperatur wieder allmählich auf 26 °C, manchmal auch auf 28 °C, angehoben.

Diese Regelmäßigkeit erlaubte es uns, die Zeiträume für die ersten zu erwartenden Eiablagen vorausszusehen, zumal einer Eiablage stets auch eine zunehmende Rastlosigkeit des betreffenden Weibchens vorausging. Zu diesem Zeitpunkt ließen sich die sich heranbildenden Eier gut durch die Haut im Inguinalbereich ertasten. Weniger erfahrene Halter könnten im Zweifelsfall auch Röntgenaufnahmen durch einen Tierarzt anfertigen lassen.

Hochtrchtige Weibchen wurden schließlich einzeln in Boxen (150 × 50 × 50 cm) umgesetzt, die mit einer 25 cm tiefen Schicht nassen Sandes ausgestattet waren. Hier sorgte ein 60 W starker Keramikstrahler (*Eheim*) für die nötige Wärme.

Zur Stimulation der Eiablage wurde Weibchen 2 mit Injektionen von Kalzium (Kalziumgluconat 20 mg/kg ic) und Oxytocin (5mg/kg ic; CARPENTER 2005) behandelt.

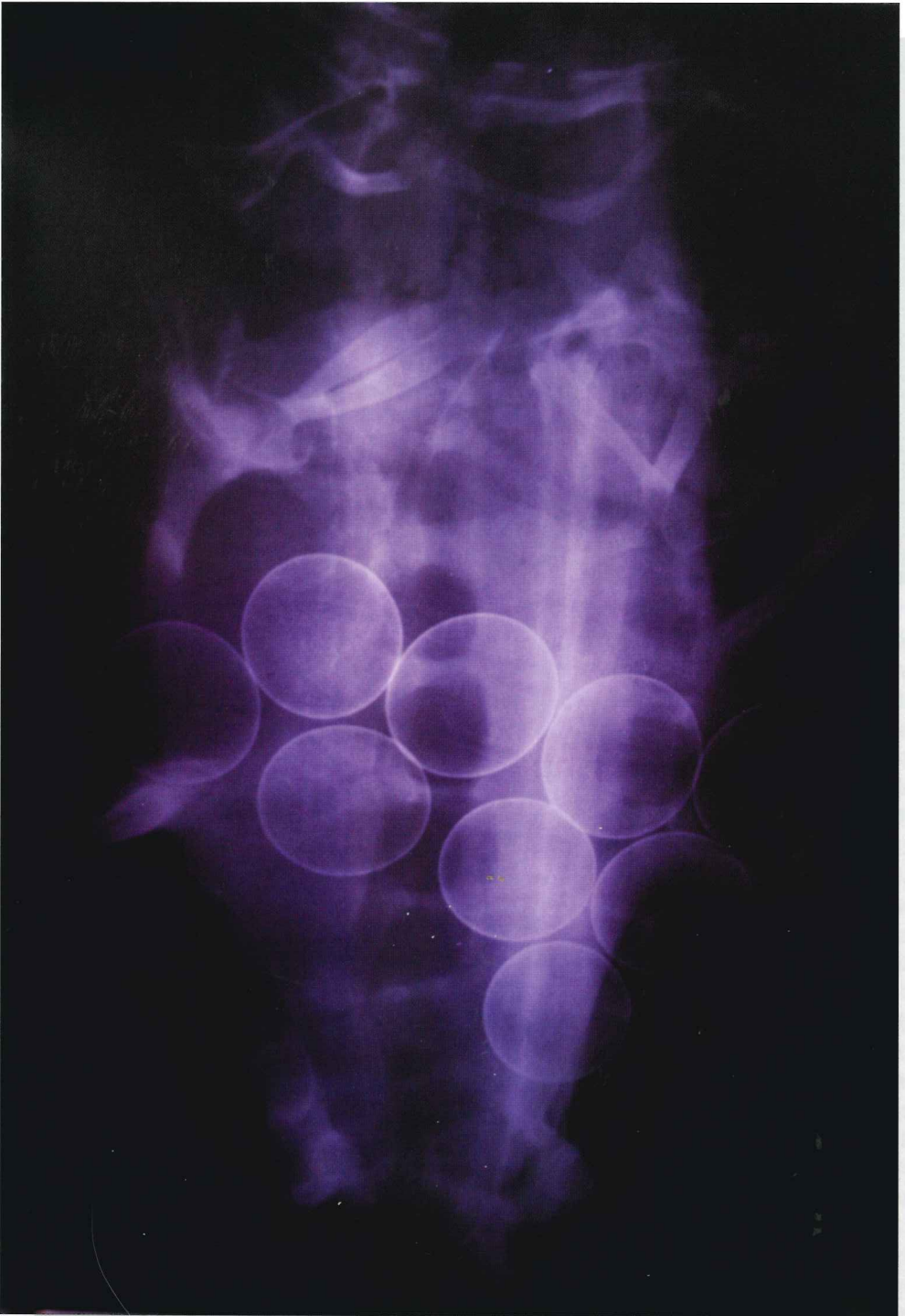


Abb. 11. Röntgenaufnahme eines trächtigen Weibchens; die Eier sind klar zu erkennen.

	Gelege			Gelege		
	November-Dezember			Februar-März		
	Anzahl der Eier	Gewicht (g)	Größe (mm)	Anzahl der Eier	Gewicht (g)	Größe (mm)
Weibchen 1 2005	12	24,0-29,0	31,0-35,0	8	25,0-29,0	34,0-36,5
Weibchen 2 2005	11	25,0-31,0	32,0-34,0	8	26,0-30,0	33,0-35,0
Weibchen 1 2006	12	26,0-29,0	32,0-35,0	7	24,0-28,0	31,0-34,0
Weibchen 2 2006	17	23,0-28,5	31,0-34,5	8	23,0-29,0	30,5-35,0
Weibchen 1 2007	13	28,0-33,0	35,0-37,5	10	26,5-32,0	34,0-36,0
Weibchen 2 2007	15	26,5-30,0	35,0-37,0	7	24,0-27,0	34,5-37,0
Weibchen 1 2008	11	24,0-26,0	32,0-34,0	8	26,0-30,0	32,0-35,5
Weibchen 2 2008	12	26,5-33,0	33,0-36,0	9	23,0-28,0	33,0-37,0
Weibchen 1 2009	14	26,0-29,0	34,5-37,0	9	27,0-31,5	32,0-37,0
Weibchen 2 2009	10	26,0-33,0	36,5-37,5	13	24,0-29,0	32,0-35,0

Tab. 1. Daten zu Gelegen und Eiern von zwei Matamata-Weibchen.

Inkubation der Eier

Am 2. Dezember 2008 wurde Weibchen 1 in seinen Ablagebehälter umgesetzt. Schon am selben Abend hob es eine 15-20 cm tiefe Grube aus, in der es seine Eier ablegte. Die Eier wurden am folgenden Morgen geborgen und in eine mit trockenem Sand gefüllte Plastikbox umgebettet. Sie waren gelb gefärbt und zeigten keine weißen Flecken. Dieser Behälter wurde in einem Raum untergebracht, in dem Temperaturen zwischen 17 und 19 °C herrschten. Am 27. Dezember wurde das Gelege in einen Inkubator überführt, in dem die Temperatur im Verlauf von drei Tagen schrittweise auf 29 °C erhöht wurde. Als Substrat verwendeten wir Vermiculit, trockenes Laub und kleine Zweige; abgedeckt wurden die Eier mit feuchtem Moos.

Drei Eier zeigten drei Tage nach der Ablage weiße Flecken. 21 Tage später erschien auf diesen drei Eiern ein kleiner roter Kreis. Dieser Verlauf war auch bei vorangegangenen Gelegen zu beobachten gewesen, jedoch waren sämtliche dieser Embryos nach vier Wochen abgestorben. Dasselbe geschah auch

mit zwei dieser Embryos, sodass nur ein einzelnes sich weiterentwickelndes Ei übrig blieb. Nach einem Monat zeigte sich beim Durchleuchten mit einer Taschenlampe von oben und ohne das Ei zu berühren, dass sich darin Blutgefäße gebildet hatten. Nach sechs Wochen waren diese deutlicher zu erkennen, und das Ei schimmerte beim Durchleuchten hellrot. Drei weitere Wochen später hatte sich das Ei noch tiefer rot verfärbt, und die Blutgefäße waren ganz klar zu erkennen. Mit Erreichen der 16. Inkubationswoche war ein Durchleuchten unmöglich geworden, da der Embryo das gesamte Ei ausfüllte. Ab diesem Zeitpunkt wurde das Ei nur noch alle zwei bis drei Wochen überprüft.

Da die Angaben in der Literatur (siehe Literaturverzeichnis) hinsichtlich der zu erwartenden Inkubationszeit erheblich variieren, war es nahezu unmöglich, einen Schlupfzeitpunkt vorherzusagen. Wir entschieden uns daher, uns vornehmlich auf die Daten aus dem *Zoo Rotterdam* zu verlassen, wo eine Inkubationszeit von 193 Tagen ermittelt worden war (ZWARTEPOORTE pers. Mittlg.).



Abb. 13.
Ein Weibchen
beim Ausheben
der Nistgrube.



Abb. 14.
Die Eier werden
abgelegt.



Abb. 15.
Ein ausgehobenes
Nest.



Abb. 16.
Der Schlüpfling
beim Erweitern
der Schlupföffnung
seines Eies.

Ein Tierarzt versuchte zwischenzeitlich, mit einem Doppler (*Parks Medical*) einen Herzschlag festzustellen, hatte damit jedoch keinen Erfolg; seiner Meinung nach war die Schale des Eies zu dick, um Schallwellen passieren zu lassen.

Das Ei wurde daraufhin zum ersten Mal aus dem Brutschrank entnommen. Es wies einen kleinen Sprung in der Schale auf, aus dem etwas Eiklar austrat. Die Öffnung wurde etwas erweitert und gab so den Blick auf ein sich bewegendes Jungtier frei. Um eine Infektion zu vermeiden, wurde das Ei in eine saubere Plastikbox umgebettet und wieder in den Brutschrank zurückgestellt. Ein paar Stunden später

hatte sich die Schildkröte im Ei umgedreht und ihre Nase durch die Öffnung gesteckt. Es war deutlich zu erkennen, dass der Schlüpfling mit leicht geöffnetem Maul atmete.

Es dauerte jedoch weitere zwei Tage, bis der Schlüpfling schließlich sein Ei verließ. Er wog zu diesem Zeitpunkt 16,5 g bei einer Länge von 46 mm. Die Eimembran um die Schildkröte war deutlich zu erkennen, ebenso wie deren kleine Eischwiele. Die Überreste des Dottersackes fielen drei Tage später ab. Während der ersten Tage war die „Schnorchelnase“ nach oben gerichtet. Der Carapax wies keine ausgeprägten Kiele oder andere Strukturen auf.



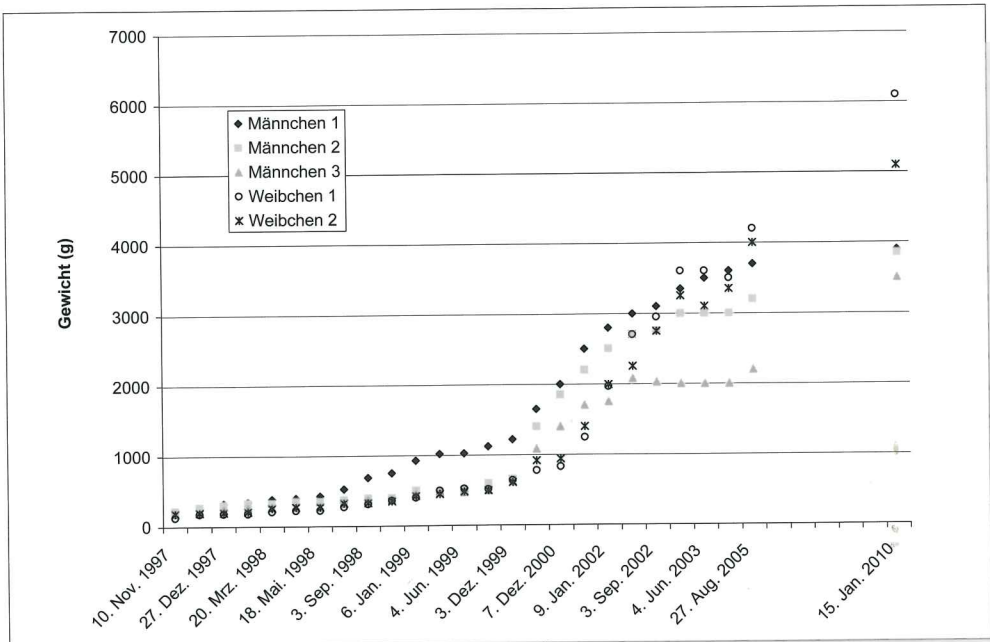
Abb. 17.
Der Schlüpfling
verlässt sein Ei.

Die beiden Weibchen produzierten bislang insgesamt 214 Eier. Nur einige davon waren befruchtet, was sich durch die nachfolgende Bildung weißer Stellen zeigte. Diese Eier wurden mehrere Monate lang inkubiert, entwickelten sich aber nie weiter. Wir gehen davon aus, dass sie in eine Diapause eintraten, aus der heraus wir keine Entwicklung in Gang bringen konnten.

Pflege des Schlüpfings

Zwei Tage nach Verlassen des Eies wurde der Schlüpfing aus dem Inkubator in ein kleines Aquarium umgesetzt, das mit ein paar Kunstpflanzen ausgestattet war und einen Wasserstand von 5 cm aufwies; die Temperatur lag bei 25 °C. Futter in Form Roter Mückenlarven wurde erstmals eine Woche nach dem Schlupf angeboten. Die Larven wurden zügig verschlungen, auch wenn es einige Exemplare schafften, wieder aus dem Schildkrötenmaul zu entkommen, wenn eine zweite Larve aufgenommen wurde oder sich sogar aus dem scheinbar geschlossenen Maul herausgewunden hatte.

In Anbetracht der Tatsache, dass das Maul einer Matamata das Erbeuten von Fischen erlaubt, wurden kleine Guppys angeboten. Obwohl diese lediglich 1,5 cm lang waren, versuchte das Jungtier nicht einmal, sie zu fangen. Einige Freunde stellten uns daraufhin Guppys von maximal 1 cm Länge zur Verfügung; drei Tage später hatte die kleine Schildkröte zehn davon verzehrt. Da die Beschaffung von Guppys in dieser Größe zunehmend schwierig wurde, versuchten wir es mit kleinen Flusskrebse (Procambarus spp.), jedoch wurden diese ignoriert. Kleine Fischstückchen wurden ebenfalls wieder ausgespuckt. Nachdem schließlich auch die letzten Guppys aufgebraucht waren, boten wir kleine Elritzen (Phoxinus phoxinus, maximal 3 cm) an. Davon wurden bis zu vier Stück pro Tag gierig verschlungen. Anfangs wurden sie lebend angeboten, drei Monate später aber durch tiefgefrorenen Fisch ersetzt. Bis heute wird das Jungtier täglich gefüttert, und es traten keinerlei Probleme auf. Nach sechs Monaten wog es 53 g und war auf 7 cm herangewachsen.



Grafik 1. Entwicklung der Körpermasse bei fünf *Chelus fimbriata*.

Diskussion

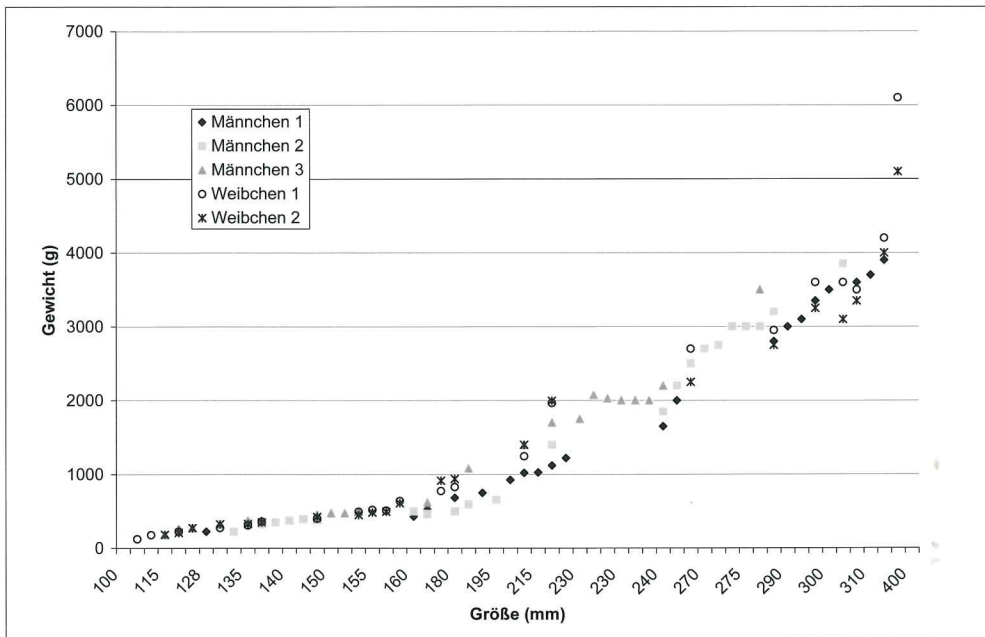
Ohne Zweifel bedarf diese einzigartige Schildkrötenart weiterer detaillierter Untersuchungen. Besonders nutzbringend wäre hierbei eine nähere Erforschung der geografischen und morphologischen Unterschiede zwischen der Orinoko- und der Amazonas-Form.

Unter Haltern besteht ein gewisses Maß an Uneinigkeit in Hinsicht auf die Mindestabmessungen des Aquariums und ob Matamatas voneinander getrennt untergebracht werden sollten oder nicht. Obwohl das von uns verwendete Aquarium im Verhältnis zu Größe und Anzahl der darin gepflegten Fransenschildkröten relativ klein war, waren keinerlei Anzeichen von Stress, wie etwa Futterverweigerung, festzustellen. Bisweilen hatten wir sogar den Eindruck, die Tiere würden die Gesellschaft der anderen suchen.

Auch zur Inkubation der Eier bleiben noch viele Fragen offen. Mehrere Aufsätze beschreiben unterschiedliche Inkubationsmethoden. FERGUSON (1981) entdeckte, dass die Schale von Eiern des Mississippi-Alligators

(*Alligator mississippiensis*) im Verlauf der Inkubation durch den gemeinsamen Einfluss von Mikroorganismen und Kohlensäure weicher wurde und so das Ausschlüpfen erleichterte. Dies könnte auch bei Matamata-Eiern zutreffen, zumal die Eimembran sehr fest ist und somit dazu dienen könnte, den Embryo von einer sauren Umgebung abzuschirmen. Die kleine Eischwiele könnte ebenfalls ein Hinweis darauf sein, dass sie zum Öffnen einer dünner gewordenen Eischale dienen soll.

In unserem Fall war die Eischale aufgerissen, bevor der Schlupfvorgang begann. Wir vermuten für diesen Umstand zwei mögliche Ursachen: Zum einen könnte das Brutsubstrat zu feucht gewesen sein, was zum Aufplatzen der Schale führte hat; die intakt gebliebene Eimembran verhinderte glücklicherweise eine Infektion des Eies. Die zweite Möglichkeit besteht darin, dass das Gemisch aus Vermiculit, Erde und Moos zufällig die zum Aufweichen der Eischale erforderlichen Säuren enthielt und so dem Schlüpfling das Verlassen seines Eies ermöglichte.



Grafik 2. Körpermasse im Vergleich zur Carapaxlänge bei fünf *Chelus fimbriata*.



Abb. 18.
Jungtier im
Alter von einigen
Wochen.

Die einleitende kühle Phase von 15 Tagen hatte keine negativen Auswirkungen auf die Entwicklung dieses Embryos. Die meisten befruchteten Eier – erkennbar durch das Absinken des Dotters und die Bildung weißer Flecken (NIJS & STALJANSENS 2008, 2009) – entwickelten sich nicht. Wir haben dafür keine Erklärung. Die Gelege im Zoo Rotterdam wurden allerdings keiner anfänglichen Kühlphase ausgesetzt (ZWARTEPOORTE, pers. Mittlg.).

Uneinigkeit besteht weiterhin hinsichtlich der Inkubationszeit. Im Zoo Rotterdam wurden 156 Tage bei einer Bruttemperatur von 28 °C verzeichnet, wohingegen MEIER & SCHAEFER (2003) berichteten, dass ein Züchter aus den USA bis zu 300 Tage auf den Schlupf warten musste. Unsere Inkubationsdauer von 193 Tagen liegt dagegen nahe bei den 200-207 Tagen, die HAUSMANN (1964) beschrieb, und den 194 Tagen bei 29 °C, die SCHAEFER (1986) nannte. Wir glauben, dass es wohl noch geraume Zeit dauern wird, bis sich diese Unterschiede erklären lassen.

HIGHFIELD (1996) gab an, dass diese Schildkröten bei einer Mindestwassertemperatur von 25 °C zu pflegen seien, doch können wir dies aufgrund unserer eigenen Beobachtungen nicht bestätigen. Mehrmals

sank die Temperatur bei uns aufgrund von Stromausfällen auf Tiefstwerte von nur 19 °C. Selbst bei dieser Temperatur nahm der Schlüpfling aber noch immer Futter auf.

Danksagung

Wir danken ARTHUR VERSCHULDEN, RENAAT HEYNDRIKX und BART VANDENBROECK für die Zurverfügungstellung der Futterguppys sowie Prof. Dr. med. vet. FRANK PASMANS (Universität Gent, Belgien) und HENK ZWARTEPOORTE (Zoo Rotterdam, Niederlande) für das Mitteilen ihrer Erkenntnisse. Besonderer Dank geht an Dr. med. vet. PIERRE SIMARD für die jahrelange Unterstützung und das Übersetzen des ursprünglichen Manuskriptes.

Literatur

BARRIO-AMORÓS, C. L. & Í. NARBAIZA (2008): Die Schildkröten des Bundesstaates Amazonas (Venezuela). – *Radiata*, Lingenfeld, 17 (1): 2-20.

CARPENTER, J. (2005): *Exotic Animal Formulary*. – St. Louis (Saunders), 496 S.

DRAJESKE, P. W. (1983): Husbandry and Captive Reproduction of the Matamora, *Chelus fimbriatus* (SCHNEIDER). – *Bull. Chicago Herpetol. Soc.*, Chicago, 18 (3/4): 73-81.

FERGUSON, M.W.J. (1981): Extrinsic Microbial Degradation of the Alligator Eggshell. – *Science*, Washington DC, **214** (4525): 1135-1137.

FRITZ, U. & P. HAVAŠ (2007): Checklist of Chelonians of the World. – *Vertebrate Zool.*, Dresden, **57** (2): 149-368.

HAUSMANN, P. (1964): Zucht der Matamata. – *DATZ*, Stuttgart, **17** (12): 369-371.

HEINROTH, O. (1943): Geglückte Zucht der Matamata, *Chelus fimbriatus*, im Berliner Aquarium. – *Zool. Garten* (N. F.), **15**: 251-254.

HIGHFIELD, A. C. (1996): Practical Encyclopedia of Keeping and Breeding Tortoises and Freshwater Turtles. – London (Carapace Press), 295 S.

IVERSON, J. B. (1992): A Revised Checklist with Distribution Maps of the Turtles of the World. – Richmond (Selbstverlag), 363 S.

KABISCH, K. (1997): Ein ungewöhnlich großer Knochenpanzer von *Chelus fimbriatus* (SCHNEIDER, 1783). – *Sauria*, Berlin, **19** (1): 45-46.

MEIER, H. & I. SCHAEFER (2003): Erfahrungen und Beobachtungen an *Chelus fimbriatus*, deren Haltung im Terrarium sowie die erfolgreiche Nachzucht. – *Radiata*, Lingenfeld, **12** (2): 3-20.

— (2008): Die Fransenschildkröte oder Matamata, *Chelus fimbriata* (SCHNEIDER, 1783) – Freilandbeobachtungen, Haltung und Nachzucht. – *Radiata*, Lingenfeld, **17** (3): 17-38.

NIJS, J. & P. STALJANSSENS (2008): Hoe herkent men een bevrucht schildpaddenei? – *Trionyx*, Reeuwijk-Brug, **6** (4): 102-106.

— (2009): Schildpadden. – *Erpe-Mere* (Q.S. bvba), 148 S.

PRITCHARD, P.C.H. (1979): *Encyclopedia of Turtles*. – Neptune (T.F.H. Publications), 895 S.

— & P. TREBBAU (1984): *The turtles of Venezuela*. – Ithaca (Soc. Study Amphib. Reptiles), 403 S.

SÁNCHEZ-VILLAGRA, M. R., P.C.H. PRITCHARD, A. PAOLILLO & O. J. LINARES (1995): Geographic variation in the matamata-turtle, *Chelus fimbriatus*, with observations on its shell morphology and morphometry. – *Chel. Cons. Biol.*, Lunenburg, **1** (4): 293-300.

SCHAEFER, I., 1986. *Haltung und Nachzucht der Fransenschildkröte Chelus fimbriatus* (SCHNEIDER, 1783) (Testudines: Chelidae). – *Salamandra*, Bonn, **22** (4): 229-241.

VETTER, H. (2005): *Schildkröten der Welt Band 3. Mittel- und Südamerika*. – Frankfurt am Main/Rodgau (Edition Chimaira/Verlag ACS Glaser), 128 S.

Autoren

Peter Staljanssens

Neerstraat 44

9220 Hamme O-VL

Belgien

E-Mail: peter.staljanssens@telenet.be

Jef Nijs

Vredelaan 108

1982 Weerde

Belgien

E-Mail: Jefnijs@telenet.be

Alle Fotos: Peter Staljanssens