

Eigene Beobachtungen zur Jungfernzeugung (Parthenogenese) bei Waranen.

Ralf Wiechmann - 18.05.2012

Zusammenfassung

Es wird über eigene Beobachtungen bei der mehrfachen parthenogenetischen Nachzucht des Arguswarans (*Varanus panoptes*) berichtet. Zwei Weibchen haben bisher zusammen 14 Gelege in sieben Jahren abgelegt. Von insgesamt 69 Eiern aus acht Gelegen erschienen 23 inkubationswürdig. Im Inkubator entwickelten sich in zehn Eiern Embryonen. Acht entwickelten sich bis zur Schlupfreife starben dann jedoch ab, nur ein Jungtier ist tatsächlich geschlüpft. Zwei Embryonen wiesen äußerliche Deformationen auf.

Im zweiten Teil werden die bisher aus der Literatur bekannten Fälle von Parthenogenese (Jungfernzeugung) in der Gattung *Varanus* beschrieben und die Besonderheiten der Parthenogenese in dieser Gattung erläutert.

Einleitung

Über die Parthenogenese bei Reptilien ist bisher nur vereinzelt berichtet worden. Bei VRIJENHOEK et al. (1989) werden parthenogenetische Vermehrungen bei den Familien der Gekkonidae, Teiidae, Uromastycidae, Chamaeleonitidae, Xanthusiidae und bei der Schlangengattung *Rhamphotyphlops* erwähnt. Aus der Unterordnung der Schlangen sind weitere parthenogenetische Vermehrungen beschrieben worden (MAGNUSSON 1979, DUBACH et al. 1997, SCHUETT et al. 1997, SCALKA & VOZENILEK 1986, GROOT et al. 2003, KUHN & SCHMIDT 2004). Auch bei den Familien Corytophanidae und Iguanidae wurden Anzeichen von Parthenogenese erwähnt (BÖHME 1975, FREY & MADDEN 1995).

In den letzten Jahren wurden erstmals Berichte veröffentlicht, in denen auch die Parthenogenese bei Waranen erwähnt wird. LENK et al. (2005) berichten über eine parthenogenetische Nachzucht bei *Varanus panoptes horni*, WATTS et al. (2006) berichten über einen Fall bei *Varanus komodoensis*, und HENNESSY (2010) berichtet über einen Fall bei *Varanus ornatus*.

Sicherlich kann es in der privaten Haltung, Pflege und Nachzucht weitere Fälle geben, diese könnten aber übersehen werden, da zumindest zeitweise die Haltung paarweise erfolgt, und eine Eiablage daher immer als geschlechtliches Ergebnis angesehen wird. Gerade bei kleinbleibenden Arten, von denen man vergleichsweise problemlos mehrere Tiere pflegen kann, können eventuelle parthenogenetische Vermehrungen leicht übersehen werden.

Meine Tiere

Aus vielen Gesprächen mit Haltern von *Varanus panoptes* hatte ich erfahren, dass eine gemeinsame Pflege von zwei oder mehr Tieren in einem Terrarium sehr häufig Probleme bereitet. Dieses gilt auch für die Haltung von Paaren oder ausschließlich weiblichen Tieren.

Die von mir befragten Halter erwähnten auch, dass die Männchen zwar deutlich größer werden, aber dennoch umgänglicher sind. Da ich noch keine Erfahrungen mit so



Abb. 1: Mein erstes Tier (wahrscheinliche *Varanus panoptes panoptes* * *Varanus panoptes horni*) im Juni 2006.



Abb. 2: Eine weitere Aufnahme meines ersten Tieres.

großen und auch wehrhaften Echsen hatte, wollte ich vorläufig nur ein Tier erwerben und dieses sollte bevorzugt ein Männchen sein.

Mein erstes Tier erwarb ich im September 2003 im Zoofachhandel. Dieses Tier war eine deutsche Nachzucht vom Januar 2003. Bei der Auswahl aus einer Geschwistergruppe von acht Tieren fiel mir auf, dass einige eine *V.p.panoptes* Zeichnung hatten (überwiegend kleine Ozellen ohne dunklen Zentralfleck) und andere die von *V.p.horni* (überwiegend großen Ozellen mit dunklen Zentralfleck). Somit bestand die Vermutung, dass es sich um Mischlinge aus *V. p. panoptes* x *V. p. horni* handeln könnte. Später habe ich den Züchter telefonisch dazu befragt. Er hat mir diese Vermutung bestätigt. Allerdings habe ich die Elterntiere nie selbst gesehen.

Da ich ein Männchen haben wollte, wählte ich das größte Tier mit *V. p. panoptes*-Zeichnung.

Von vornherein war geplant zwei Tiere zu halten. Nachdem das erste Tier im Dezember 2004 ein Gelege absetzte war mir endgültig klar, dass es ein Weibchen ist. Ab diesem Zeitpunkt versuchte ich ein passendes männliches Tier von *V. p. panoptes* zu erwerben. Dieses gelang nicht, da keines der selten gehaltenen Tiere abgegeben wurde. Das zweite Tier erwarb ich dann im September 2006 als wenige Tage altes Jungtier direkt von einem deutschen Züchter. Beim Erwerb konnte ich beide Elterntiere anschauen. Es ist sicherlich, wie fast alle in Europa erhältlichen Tiere, ein *V. p. horni*. Da auch dieses mal ein



Abb. 3: Mein zweites Tier (*Varanus panoptes horni*) wenige Tage alt, im Oktober 2006.

Männchen gewünscht war, wählte ich eines der größten Jungtier aus dem Gelege. Auch dieses Tier erwies sich später, anders als erhofft, als Weibchen.

Da beide Tiere einzeln gehalten werden sollten, habe ich zwei Terrarien mit einer Grundfläche von 2,8 m² bzw. 5 m² gebaut.

Die Ernährung war bei beiden Tieren identisch, wobei fast täglich mit Insekten (Argentinischen Schaben, Grillen und Larven des Großen Schwarzkäfers [Zophobas]) gefüttert wurde. Einmal

wöchentlich erhielten sie Hühnerherzen, bei denen vorher das Fett abgeschnitten wurde. Die Herzen wurden vor dem Verfüttern immer mit einem Vitamin-Kalzium-Gemisch bestäubt. Einmal im Monat erhielt jeder Waran anstatt der wöchentlichen Hühnerherzen eine frischtote Maus oder Ratte passender Größe. Die Insekten wurden fast ausschließlich

außerhalb der Terrarien angeboten. Somit hatten beide Tiere fast täglich für ca. 10-30 Minuten Freilauf im Terrarienzimmer (8 m²). Dadurch waren sie relativ zahm und ermöglichten einen problemlosen Umgang. Übermäßig stürmisches oder aggressives Verhalten zeigte keines der Tiere bei der Fütterung. Nur mit potentiell wehrhafter Beute (Ratten) gehen sie sehr beherzt um. Ein gleichzeitiger Freilauf beider Tiere war nie möglich.

In jedem Terrarium ist eine Osram Vitalux 300W für die UV-Bestrahlung installiert. Jeder Strahler wurde ca. dreimal pro Woche für jeweils 30-45 Minuten eingeschaltet. Die Terrarien liegen in einem Terrarienzimmer. Die Grundtemperatur beträgt von April bis September 25°C – 30°C. In der Zeit von Oktober bis März 20°C – 28°C. Teile der Terrarien liegen direkt unter einem Schrägdach-Südfenster. Somit werden diese im wesentlichen direkt und indirekt durch gefiltertes Sonnenlicht beleuchtet. Jedem Tier steht eine 100cm * 50cm große, durch Heizkabel erwärmte Fläche zur Verfügung. Über dieser Fläche ist ein 75Watt Halogenstrahler (8 – 11h/Tag) und die Osram Vitalux



Abb. 4: Das zweite Tier (*Varanus panoptes horni*) in einer Außenanlage im April 2008.



Abb. 5: Das zweite Tier in dem 5 qm großen Terrarium.

installiert. Für Ruhephasen und die Eiablage steht eine Holzkiste (60 x 45 x 25 cm), welche zur Hälfte mit feinem (weichem), staubfreiem, leicht feuchtem Sand gefüllt ist, ständig zur Verfügung.

Eiablagen erstes Tier

Dieses Tier war bei der ersten Eiablage ca. 23 Monate alt. Einen Monat vorher, am 20.11.2004 hatte es eine Kopf-Rumpf-Länge von 37,5 cm, eine Gesamtlänge von 86 cm und ein Gewicht von 1180 g erreicht. Informationen zu den Eiablagen 2004/2005 und der Entwicklung dieser Eier sind in **Tabelle 1** zusammengefasst.

| Eiablagen im ersten Reproduktionsjahr | Entwicklung der Eier | Anmerkungen |
|--|--|--|
| 21.12.04 ein Ei 22.12.04 sechs Eier | Am 24.05.2005 (154 Tag) ist ein Ei, wohl aufgrund einer zu hohen Wasseraufnahme geplatzt. Es enthielt einen unvollständig entwickelten Embryo. Dieser zeigte Missbildungen am Kopf (keine Augen, Oberkiefer verkürzt). Am 26.06.2005 (187 Tag) öffnete ich das verbliebene Ei. Es enthielt einen voll entwickelten abgestorbenen Embryo. Auch dieser zeigte Missbildungen am Kopf (keine Augen, Oberkiefer verkürzt). | Das erste Ei wurde frei abgelegt, die nachfolgenden in die ständig vorhandene Buddelkiste. Ein drittes Ei entwickelte sich nicht. Die restlichen vier Eier wurden aufgrund ihrer wabbeligen Konsistenz nicht inkubiert. |
| 01.04.05 fünf Eier | Von zwei inkubierten Eiern entwickelte sich keines. | 101 Tage nach dem ersten Gelege. |
| 15.06.05 sieben Eier | Von vier inkubierten Eiern entwickelte sich keines. | 75 Tage nach dem zweiten Gelege. Eigewicht 370 g |
| 06.09.-10.09.05 sieben Eier | Keines der Eier versprach eine erfolgreiche Inkubation. | Infolge einer Rückgrat-Verletzung am 16.06.05 konnten die Eier nur mit meiner manuellen Hilfe abgelegt werden. |

Tabelle 1: Eiablagen und Entwicklung der Eier - erstes Tier

Am 16.06.2005 fand ich dieses Tier mit gebrochenem Rückgrat im Terrarium. Die Bruchstelle befand sich kurz vor dem Beckengürtel. Eine tierärztliche Untersuchung ergab den vollständigen Bruch der Wirbelsäule an dieser Stelle. Über vier Wochen wurde täglich eine Injektion mit einem Nerven stimulierendem Mittel (Thiamin) in die Schwanzwurzel verabreicht. Erste koordinierte Gehbewegungen konnten nach 14 Tagen beobachtet werden. Nach ca. sechs Monaten war ein einigermaßen koordiniertes gehen möglich. Laufen oder auf zwei Beinen stehen konnte sie aber nie wieder. Wie es zu der Verletzung kam, konnte ich nicht nachvollziehen. Drei Gelege in



Abb. 6: Dieser voll entwickelte Embryo stammt aus dem Gelege meines ersten Tieres vom 22.12.2004. Deutlich sind die fehlenden Augen und der verkürzte Oberkiefer zu erkennen.

nicht einmal 200 Tagen haben den Kalziumstoffwechsel dieses sehr jungen Tieres wohl deutlich überfordert.

2006 und 2007 wurden jeweils zwei Gelege mit 4 bis 6 Eiern abgelegt. Anfang August 2008 wurde ein Gelege mit vier Eiern selbständig abgelegt. Eine Woche danach verstarb dieses Tier unerwartet. Aus diesen Gelegen versprach keines eine erfolgreiche Inkubation.

Eiablagen zweites Tier

Das zweite Tier war bei seiner ersten Eiablage ca. 32 Monate alt. Einen Monat vor der Eiablage hatte es ein Gewicht von 2950 g erreicht. Zur Eiablage betrug die Kopf-Rumpf-Länge 44 cm und die Gesamtlänge 100 cm. Damit war es deutlich älter und größer als das erste Tier. Informationen zu den Eiablagen von 2009 und der Entwicklung dieser Eier sind in **Tabelle 2** zusammengefasst.

| Eiablagen im ersten Reproduktionsjahr | Entwicklung der Eier | Anmerkungen |
|---------------------------------------|---|--|
| 17.05.09 zehn Eier 18.05.09 ein Ei | Am 07.11.09 (174 Tag) öffnete ich das einzig verbliebene Ei. Es enthielt einen voll entwickelten abgestorbenen Embryo. Dieser zeigte keine äußerlich sichtbaren Missbildungen. Der Dottersack war nicht absorbiert. | Das Ei vom 18.05. war wabbelig und wurde frei im Terrarium abgelegt. Am 21.05. fand ich ein weiteres Ei im Kot. Drei von vier inkubierten Eiern wurden bis zum 20.06. verworfen. Die restlichen sieben Eier wurden aufgrund ihrer wabbeligen Konsistenz nicht inkubiert. |
| 27.07.09 elf Eier | Von zwei inkubierten Eiern entwickelte sich keines. | 71 Tage nach dem ersten Gelege; Eigewicht 534 g |
| 23.08.09 neun Eier | Am 07.03.10 (196 Tag) öffnete ich das verbliebene Ei. Es enthielt einen voll entwickelten abgestorbenen Embryo. Dieser zeigte keine äußerlich sichtbaren Missbildungen. Der Dottersack war nicht absorbiert. | 27 Tage(!) nach dem zweiten Gelege; Eigewicht 484 g; Ein zweites Ei entwickelte sich nicht. Sieben Eier wurden nicht inkubiert. Der Embryo war bei Öffnung des Eies sicher schon einige Zeit tot. |

Tabelle 2: Eiablagen und Entwicklung der Eier von 2009 - zweites Tier



Abb. 7a-c: Aus dem Gelege meines zweiten Tieres vom 17.05.2009 stammt dieser voll entwickelte Embryo. Es sind keine äußerlich sichtbaren Missbildungen zu erkennen.

Da das dritte Gelege 2009 nur 27 Tage nach dem zweiten Gelege erfolgte, habe ich die Haltung etwas verändert. Die fast täglich gereichten Insekten gibt es nicht mehr bis zur Sättigung (z.B. 30 Schaben oder mehr), sondern nur noch rationiert (5-15 Stck. Grille, Schabe oder Zophobas). Der Waran muss jetzt hinter jedem mit langer Pinzette gereichten Futterstück ein paar Runden im Terrarienzimmer hinterherjagen. Sobald der Elan hierbei deutlich nachlässt, wird die Fütterung beendet. Auch direkt nach Eiablagen wird nun rationiert gefüttert. Die für einen Beutegreifer untypische ständige maximale Versorgung mit Nahrung soll so auf eine eher natürliche Menge reduziert werden. Da Arguswarane in der Natur aktive Jäger sind, sollte auch für eine artgerechte Beschäftigung gesorgt werden. Ziel dieser Maßnahmen ist es, den Abstand zwischen den Eiablagen zu vergrößern, um den Stoffwechsel des Tieres nicht übermäßig zu belasten.

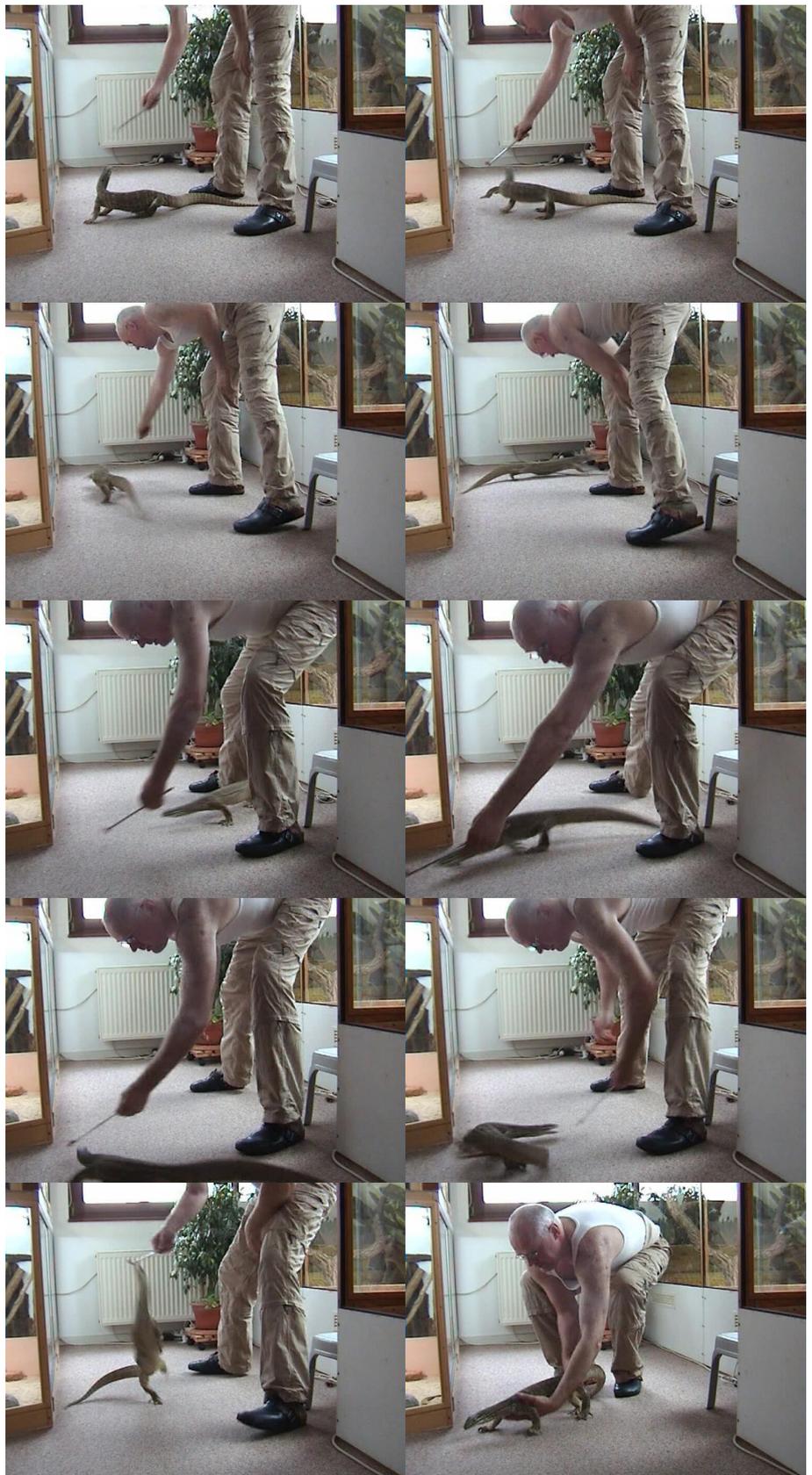


Abb. 8a-j: Das Futter muss jetzt gejagt werden und dennoch ist ein problemloses Handling möglich.

| Eiablagen zweites Reproduktionsjahr | Entwicklung der Eier | Anmerkungen |
|-------------------------------------|---|---|
| 03.07.10 elf Eier | Das erste Ei wurde am 15.01.11 (196 Tag) geöffnet. Es enthielt einen voll entwickelten toten Embryo. | Drei Eier (67g; 68g; 73g) wurden in den Inkubator gelegt. Die restlichen Eier wurden aufgrund ihrer wabbeligen Konsistenz nicht inkubiert. Eigewicht dieser zehn Eier 543g. Am 09.07. wurde ein weiteres Ei im Kot gefunden. Alle drei Embryonen waren ohne äußerlich sichtbare Missbildungen und hatten noch einen großem Dottersack. |
| | Das zweite Ei wurde am 22.01.11 (203 Tag) geöffnet. Es enthielt einen voll entwickelten toten Embryo. | |
| | Das dritte Ei wurde am 13.02.11 (225 Tag) geöffnet. Es enthielt einen voll entwickelten toten Embryo. | |
| 08.09.10 acht Eier | Am 12.12.10 (95 Tag) öffnete ich ein verpilztes Ei. Es enthielt einen noch recht kleinen Embryo, an dem keine Mißbildungen erkennbar waren. | 67 Tage nach dem ersten Gelege; Drei Eier (65g; 64g; 63g) wurden in den Inkubator gelegt. Die restlichen wurden aufgrund ihrer wabbeligen Konsistenz nicht inkubiert. Eigewicht 414g. Die beiden Embryonen und das geschlüpfte Jungtier hatten keine äußerlich sichtbaren Missbildungen. |
| | Am 08.04.11 (212 Tag) schlüpfte ein Jungtier (12,0 + 15,5cm; 29g). Im Ei ist ein recht großer Dotterrest verblieben. Aktuell (29.12.11) entwickelt es sich normal. | |
| | Das letzte Ei wurde am 14.04.11 (218 Tag) geöffnet. Es enthielt einen voll entwickelten toten Embryo mit großem Dottersack. | |

Tabelle 3: Eiablagen und Entwicklung der Eier von 2010 - zweites Tier

Zwei Tage nach der letzten Eiablage hatte dieses Weibchen am 10.09.2010 ein Gewicht von 2.300 g, eine Kopf-Rumpf-Länge von 50 cm und eine Schwanzlänge von 60 cm.

Inkubation und Schlupf

Die Inkubation erfolgte in dem Inkubator BRUJA 3000/REP (www.bruja.de) bei einer konstanten Temperatur von 28 – 29 °Celsius. Eier mit einer wabbeligen Konsistenz wurden nicht inkubiert. Somit kamen maximal vier Eiern je Gelege in den Inkubator. Als Substrat wurde Vermiculit verwendet, worin die Eier zur Hälfte eingebettet wurden. Das Substrat wurde mit der gleichen Masse Wasser angefeuchtet.



Abb. 9: Das zweite Weibchen kurz nach der Eiablage am 03.Juli 2010.

Die sechs zum Inkubator gehörenden Wasserrinnen waren stets gefüllt. Ein zu starkes Nachfeuchten des Substrates hat im ersten Gelege wahrscheinlich dazu geführt, dass ein Ei geplatzt ist. Deshalb ist später nur sparsam nachgefeuchtet worden. Die Eier habe ich grundsätzlich erst geöffnet, wenn der äußere Zustand (fleckig, eingefallen, Schimmel) keine Hoffnung auf eine erfolgreiche Inkubation mehr zuließ.

Es ist eine deutliche Steigerung der entwicklungsfähigen Eier in den beiden Gelegen von 2010 festzustellen. Diese hängt evtl. mit den ab September 2009 veränderten Haltungsbedingungen (s.O.) für das Weibchen zusammen.

Die beiden Embryonen des ersten Weibchens zeigten die gleichen Deformationen am Kopf. Bei den sieben voll entwickelten Eiern des zweiten Weibchens ist jeweils ein bemerkenswert großer Dotterrest vorhanden gewesen. Dieses gilt auch für das Ei, aus dem ein Jungtier geschlüpft ist.



Abb. 10: Neun Eier aus dem Gelege vom 03.Juli 2010. In den drei „guten“ Eier entwickelten sich Embryonen.



Abb.12: Es ist ein großer Dotterrest nach dem Schlupf im Ei verblieben.



Abb. 11: Am 08.April 2011 ist das erste Jungtier geschlüpft.

Geschlechtsbestimmung an vier Embryonen

Die drei Embryonen aus dem Gelege vom 03.07.2010 und der voll entwickelte Embryo aus dem Gelege vom 08.09.2010 wurden in Alkohol konserviert und chirurgisch auf ihr Geschlecht untersucht. Diese Untersuchungen brachten keine eindeutigen Ergebnisse. Im Bauchraum konnten weder Hodenansätze noch Eierstöcke identifiziert werden. Kein Embryo zeigte einen vollständig evertierten Hemipenis und da die Form der Hemipenistaschen in diesem Stadium der Entwicklung wohl sehr ähnlich ist, konnte das Geschlecht auch so nicht bestimmt werden.

Parthenogenese (Jungfernzeugung) in der Gattung *Varanus*

Beide Weibchen hatten nach dem Erwerb durch mich keinen Kontakt zu einem männlichen Arguswaran. Da Weibchen 2 beim Erwerb erst wenige Tage alt war, kann für dieses Tier eine Paarung sicher ausgeschlossen werden. Das zweite Weibchen habe ich am 15.09.2003 in einer Zoohandlung erworben. Da es eine deutsche Nachzucht war, konnte der Händler den Schlupftermin mit Januar 2003 angeben. Dieser Schlupftermin wurde mir später vom Züchter bestätigt. Damit hatte es beim Erwerb ein Alter von ca. 245 Tagen. Am 12.10.2003 hatte dieses Tier eine KRL (Kopf-Rumpf-Länge) von 20 cm und eine Gesamtlänge von 52 cm.

Bei PADEN (2008) hatte ein junges Nachzuchtpaar von *Varanus panoptes horni* bei der ersten beobachteten Paarung ein Alter zwischen 186 und 202 Tagen und 23 Tage später legte das Weibchen sechs Eier. Das Weibchen von PADEN (2008) hatte zum Zeitpunkt der Eiablage eine KRL von 29,8 cm und das Männchen war um 5-8cm (KRL) größer.

Mein Weibchen 1 war beim Erwerb deutlich kleiner. In der Geschwistergruppe beim Händler ist es eines der größten Tiere gewesen und das erste Gelege wurde erst 463 Tage (21.12.2004) nach dem Erwerb abgelegt. Deshalb halte ich für mein Tier eine Paarung beim Händler und eine damit verbundene Spermispeicherung (*Amphigonia retardata*) für ausgeschlossen. Für die Entwicklung von Embryonen in zehn abgelegten Eiern kann somit eine Form der Parthenogenese (Jungfernzeugung) angenommen werden.

In den letzten Jahren wurden Berichte zur Parthenogenese bei *Varanus panoptes horni* (LENK et al. 2005), *Varanus komodoensis* (WATTS et al. 2006) und *Varanus ornatus* (HENNESSY 2010) veröffentlicht. Nur beim Komodowaran gab es bisher mehrere geschlüpfte und lebensfähige Jungtiere. Beim Arguswaran ist nur ein geschlüpfte Jungtier bekannt

(ein zweites wird in diesem Artikel beschrieben) und bei *Varanus ornatus* sind alle Embryonen im Ei abgestorben. Der von LENK et al. (2005) und die von WATTS et al. (2006)

beschriebenen parthenogenetischen Nachkommen sind genetisch untersucht worden. Dabei stellte sich heraus, dass sie genetisch nicht komplett identisch mit ihren Müttern sind, aber einen Großteil der mütterlichen Gene besitzen. Bei allen Jungtieren handelt es sich ausschließlich um männliche Tiere. Eine genetische Untersuchung der zwei Embryonen vom Gefleckten Nilwaran steht noch aus. Die zehn von mir beschriebenen Parthenogene wurden nicht genetisch untersucht.

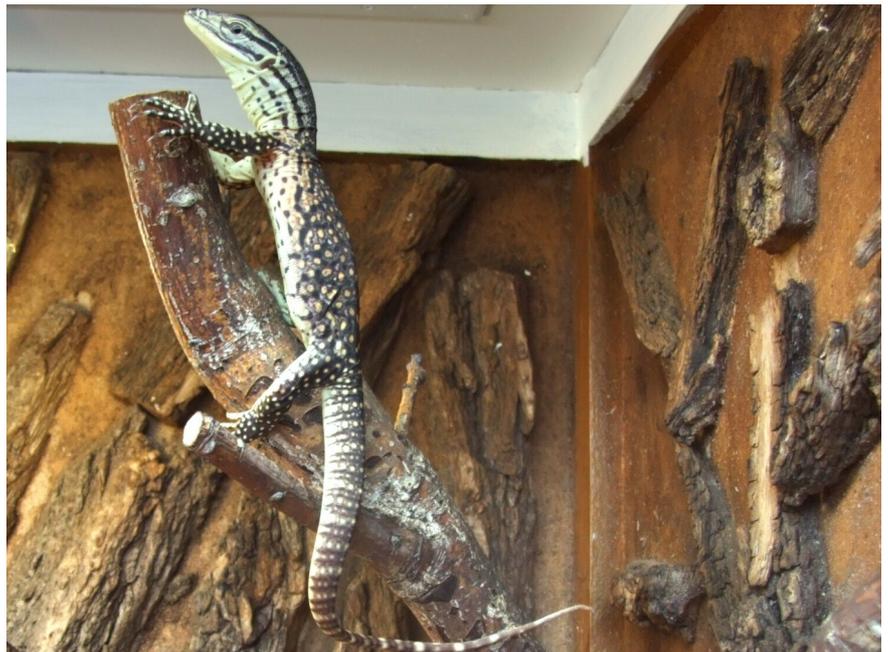


Abb. 13: Das bei mir geschlüpfte sieben Tage alte parthenogenetische Jungtier vom 08.April 2011.

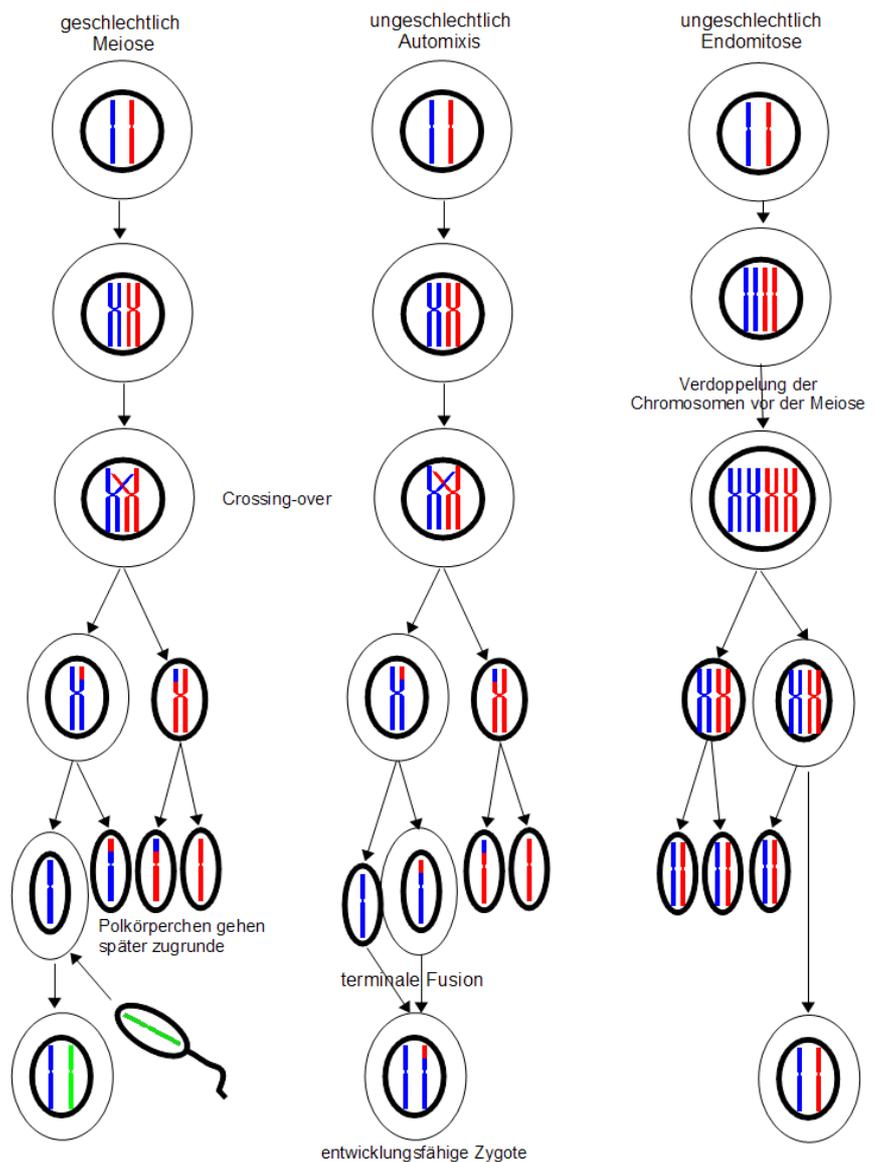
Für die untersuchten Fälle bei Waranen wurde automiktische Parthenogenese (Automixis, Siehe Zeichnung 1) mit terminaler Fusion festgestellt.

Der häufigste Fall von Parthenogenese bei Reptilien ist die Endomitose (siehe Zeichnung 1). Die daraus hervorgehenden Jungtiere sind weiblich und weitgehend genetisch identisch mit ihren Müttern. Diese Form kann bei einigen Populationen der Gekkonidae, Teiidae und Lacertidae (z.B. bei der Armenischen Eidechse *Darevskia „armeniaca“*) gefunden werden und ist dann oft die vorherrschende Form der Fortpflanzung (LENK et al. 2005, KEARNEY et al. 2009). Die bei der Endomitose zu beobachtende Störung der Meiose wird wohl häufig durch die Hybridisierung nahe verwandter Arten verursacht (KEARNEY et al. 2009).

Bei Waranen wurde Parthenogenese nur in seltenen Fällen beobachtet. Dabei ist bisher immer die Abwesenheit von männlichen Partnern beschrieben worden. Auch in den vorliegenden Fällen ist kein männlicher Partner vorhanden. Das von LENK et al. (2005) beschriebene Muttertier hat sich später auch sexuell fortgepflanzt.

Bei Automixis, kommt es zunächst zu einer normal verlaufenden Meiose, an deren Ende eine befruchtungsfähige haploide Eizelle steht. Die diploide entwicklungsfähige Zygote entsteht durch Fusion mit einem in der Meiose gebildeten Polkörperchen. Die Automixis entspricht demnach einer Selbstbefruchtung. Eventuell ist die Abwesenheit von männlichen Partnern Auslöser für dieses Phänomen (LENK et al. 2005).

Das ausschließlich männliche Geschlecht der untersuchten Nachkommen kann durch die Art der Geschlechtschromosomen erklärt werden. Bereits 1975 hat KING die genetisch festgelegte Geschlechtsbestimmung bei einigen Vertretern der Gattung *Varanus* nachgewiesen. Vermutlich ist diese Festlegung bei allen *Varanus*-Arten identisch (mündl. EIDENMÜLLER Juli 2010). Viele Reptilien und auch Vögel haben keine X- und Y-Geschlechtschromosomen wie der Mensch, sondern ein System aus W- und Z-Chromosomen. Wobei Weibchen das Chromosomenpaar WZ besitzen und Männchen ZZ (WZ=♀; ZZ=♂). Da bei Automixis mit terminaler Fusion beide Geschlechtschromosomen nur von einem mütterlichen Chromosom stammen, sind zwei Varianten möglich (WW oder ZZ). Zygoten mit zwei W-Chromosom sind nicht entwicklungsfähig. Somit können sich nur Zygoten mit zwei Z-Chromosomen entwickeln und damit sind nur männliche Nachkommen möglich. Auch in einem WZ-System könnten



Zeichnung 1: Die Entwicklung der Chromosomen bei der geschlechtlichen und ungeschlechtlichen Reproduktion; Nach Lenk et al.(2005)

theoretisch lebensfähige Weibchen entstehen, wenn das Geschlecht nicht ausschließlich genetisch fixiert wird (HEDRICK 2007).

Im Jahr 1952 stellten die beiden amerikanischen Agrarforscher OLSEN & MARSDEN bei einer Puten-Rasse (*Beltsville Small White Turkey*) fest, dass sich in etwa 17% der unbefruchteten Eier irgendeine Art von Entwicklung (z. B. Membranen, Blut, Embryonen) bei der Inkubation zeigte. Nur in 0,2 % der Eier von 1952 kam es allerdings zur Entwicklung eines größeren Embryos. Es wurde ein Zuchtprogramm zur Steigerung der Parthenogenese gestartet. 1962 war in über 40% der inkubierten Eier irgendeine Entwicklung feststellbar und gut ausgebildete Embryonen waren in 13% der Eier zu finden. Allerdings schlüpfen 1962 nur aus 94 von 8519 Eiern Küken und nur 25 Prozent der geschlüpften Küken konnten aufgezogen werden. Von den aufgezogenen Puten war ein Teil in der Lage, lebensfähige Spermien zu produzieren. Für diese Puten-Rasse wurde Automixis mit terminaler Fusion als Parthenogeneseform ermittelt und umfangreich untersucht. Da bei Puten das Geschlecht durch WZ-Geschlechtschromosomen bestimmt wird, entwickelten sich nur männliche Embryonen (OLSEN & MARSDEN 1953, OLSEN 1965).

Chromosome, Gene und Allele

Der Bauplan jedes Reptils liegt in seinen Genen, die es von den Eltern bekommen hat. Die Gene befinden sich im Zellkern jeder Zelle und sind in Form von Chromosomen verpackt. Dabei gibt es von fast jedem Chromosom zwei Varianten, eine stammt vom Vater und eine von der Mutter. Somit gibt es auch von fast jedem Gen zwei Varianten (Allele). Die negativen Auswirkungen eines ungünstigen oder defekten Allels auf einem Chromosom können durch ein günstiges Allel des gleichen Gens auf dem zweiten (homologen) Chromosom kompensiert werden. Diese Schutzfunktion des doppelten Bauplans funktioniert natürlich nur, wenn zumindest eines der beiden Allele(Varianten) zu einem Gen funktionstüchtig ist. Sind die beiden Allele(Varianten) zu einem Gen unterschiedlich, wird es als heterozygot bezeichnet. Sind die beiden Allele(Varianten) gleich, wird das Gen als homozygot bezeichnet. Je höher der Anteil homozygoter Gene ist, desto höher ist auch die Wahrscheinlichkeit, dass beide Varianten eines Gens defekt oder ungünstig sind. Ein hoher Anteil heterozygoter Gene wirkt sich positiv auf die Vitalität des Individuums aus. Umgekehrt wirkt sich ein hoher Anteil homozygoter Gene negativ auf die Vitalität aus. Art und Zeitpunkt dieser negativen Auswirkungen sind dabei unendlich vielfältig und hängen von den zufällig geerbten Genen ab. Beginnend mit der befruchteten Eizelle bis zur Fortpflanzung kann es zu Problemen kommen.

Die Kosten der Parthenogenese

Der Hauptzweck der geschlechtlichen Fortpflanzung ist es, Individuen mit einer Vielzahl unterschiedlicher, möglichst heterogener genetischer Baupläne zu erzeugen. Somit steigt die Wahrscheinlichkeit, dass sich auch bei wechselnden Umweltbedingungen genügend Individuen fortpflanzen und die Art erhalten bleibt. Doch geschlechtliche Fortpflanzung hat auch einen bedeutenden Nachteil. Die oft nur als Samenspender benötigten Männchen sind direkte Konkurrenten der eigenen Geschwister, Weibchen und Nachkommen im Kampf um Ressourcen (z.B. Reviere, Nahrung).

Die aus Endomitose hervorgehenden Nachkommen übernehmen weitgehend den genetischen Bauplan der Mutter. Da von einer Generation zur nächsten die Heterogenität nicht abnimmt, kann diese Parthenogeneseform leicht die geschlechtlichen Fortpflanzung ersetzen und auch über mehr als 100 Generationen zur vorherrschenden (obligatorischen) Fortpflanzungsform werden. Dennoch ist Endomitose in der Natur selten zu finden. Da der genetische Bauplan von einer Generation zur nächsten kaum verändert wird, können vorhandene DNA-Schäden wahrscheinlich nicht repariert werden (ARCHETTI 2004). Auch eine Anpassung an wechselnde Umweltbedingungen ist kaum möglich, da alle Individuen einer solchen Population ein sehr ähnliches Genom aufweisen, das eventuell nicht mehr zu veränderten Umweltbedingungen passt.

Automixis ist bei Wirbeltieren sehr selten (fakultativ) und bisher nur unter künstlichen Haltungsbedingungen ohne männliche Partner bei einigen Echsen, Vögeln und Haien festgestellt worden (SCHUETT et al. 1997, OLSEN 1965, FELDHEIM et al. 2010). Die daraus hervorgehenden Nachkommen

erhalten nur einen Teil der mütterlichen Gene. Deshalb ist ein erheblicher Anteil der Genorte homozygot besetzt. Schädliche rezessive Mutationen, die im heterozygoten Zustand verdeckt sind, können somit homozygot und damit wirksam werden. Der an Puten beobachtete Rückgang der Fitness (Fruchtbarkeit, Infektionsresistenz, Lebensdauer etc.) kann bei Inzuchtexperimenten z.B. bei Mäusen nach 4-12 Generationen beobachtet werden (BOWMAN & FALCONER 1960), nur dass es hier in einem Schritt passiert. Für die wenigen geschlechtsreifen parthenogenetischen Nachkommen aus Automixis kann angenommen werden, dass der Anteil schädlicher rezessiver Mutationen bei ihnen zufällig deutlich reduziert wurde. Dieser auch als genetische Reinigung (purging the genetic load) bezeichnete Effekt kann als positiv gewertet werden (CRNOKRAK & BARRETT 2002). Allerdings sind negative Auswirkungen rezessiver Mutationen in großen und heterogenen Population vernachlässigbar. Bei Nachkommen der Paarung zwischen Mutter und einem oder mehreren ihrer parthenogenetischen Söhne, wird die genetische Vielfalt drastisch um 50-60% reduziert (HEDRICK 2007). Dieses kann insbesondere bei kleinen Populationen (z.B. dem Komodowaran) negative Auswirkungen auf die Anpassungsfähigkeit an sich wandelnde Umweltbedingungen haben.

Diskussion

Die bisher bekannten Fälle von automiktischer Parthenogenese (Automixis) bei drei unterschiedlichen Waranarten lassen vermuten, dass grundsätzlich alle Waranweibchen diese Fähigkeit besitzen können. Diese fakultative Parthenogeneseform ist in den letzten Jahrzehnten bei recht unterschiedlichen Arten (Warane, Klapperschlangen, Strumpfbandnattern, Puten, Haie) nachgewiesen worden. Somit kann wohl auch für viele andere Reptilienarten diese Fähigkeit angenommen werden. Insbesondere wenn eine Paarung bereits Monate oder Jahre zurückliegt, kann also neben SpermienSpeicherung (Amphigonia retardata) auch Parthenogenese eine mögliche Ursache für entwicklungsfähige Eier oder gar lebensfähige Jungtiere sein.

Bisher gibt es keinen Beleg dafür, dass auch bei Anwesenheit oder gar Paarung mit einem Männchen, automiktische Parthenogenese bei Waranen oder anderen Wirbeltieren vorkommt. Allerdings fanden entsprechende Untersuchungen von Nachkommen nur statt, wenn die Mütter keine Möglichkeit zur Paarung hatten. Die Lebensfähigkeit automiktischer Nachkommen ist erheblich eingeschränkt. Wenn automiktische Nachkommen auch bei erfolgter Paarung möglich sein sollten, dürfte ihre Anzahl sehr gering sein.

Der wichtigste potenzielle Nutzen dieser Fähigkeit liegt wohl in der Besiedlung neuer inselartiger Lebensräume, welche nur durch ein unbefruchtetes Weibchen erreicht wurden. Im Fall der Warane könnte ein solches Weibchen sich einen männlichen Partner parthenogenetisch zeugen oder später hinzukommenden Weibchen einen solchen Partner hinterlassen. Anschließend kann durch geschlechtliche Vermehrung eine Population aufgebaut werden. Die zwangsläufigen Genverluste könnten durch später hinzukommende weitere „Reisende“ zum Teil wieder ausgeglichen werden. Die Fähigkeit zur Automixis kann man durch Zuchtprogramme (künstliche Evolution) steigern. Im Vergleich zum Arguswaran oder dem Gefleckten Nilwaran scheinen parthenogenetische Komodowarane eine höhere Fitness zu besitzen. Eventuell hat der auf kleinen Inseln verbreitete Komodowaran diese Fortpflanzungsform in seiner jüngeren Evolution genutzt.

Dank

Ich möchte Bernd Eidenmüller dafür danken, dass er mich zum Schreiben dieses Artikels angeregt hat. Die Entstehung dieser Publikation hat er dann mit vielen Hinweisen unterstützt.

Weiterhin möchte ich Bert Geyer, Andre Koch und Thomas Ziegler für Ihre Hilfe bei der Geschlechtsbestimmung der toten Embryonen danken.

Ein besonderer Dank gilt meiner Frau, die mich seit Jahren bei meinem aufwendigen Hobby unterstützt.



Abb. 14: Das bei mir geschlüpfte parthenogenetische Jungtier im Alter von 50 Tagen.



Abb. 15: Das gleiche Tier im Alter von 261 Tagen.

Literatur

- ARCHETTI, M. (2004): Recombination and loss of complementation: a more than two-fold cost for parthenogenesis. – J. Evol. Biol. doi:10.1111/j.1420-9101.2004.00745.x.
- BÖHME, W. (1975): Indizien für Natürliche Parthenogenese beim Helmbasilisken *Basiliscus basiliscus* (LINNAEUS 1758). – Salamandra 11: 77-83.
- BOWMAN, J. C. & D. S. FALCONER (1960): Inbreeding depression and heterosis of litter size in mice. – Genetics Research Cambridge, 1: 262-274.
- CRNOKRAK, P. & S. C. H. BARRETT (2002): Purging the Genetic Load: A Review of the Experimental Evidence. – Evolution 56(12): 2347-2358.
- DUBACH, J., A. SAJEWICZ & R. PAWLEY (1997): Parthenogenesis in Arafura file snakes *Achrochordus arafurae*. – Herpetol. Nat. Hist. 51: 11-18.
- FELDHEIM, K.A., D. D. CHAPMAN, D. SWEET, S. FITZPATRICK, P. A. PRODÖHL, M. S. SHIVJI, B. SNOWDEN (2010): Shark Virgin Birth Produces Multiple, Viable Offspring. – Journal of Heredity 101(3): 374-377.
- FREY, F.L. & H. S. MADDEN (1995): The immaculate deception. – Reptiles 3: 32-38.
- GROOT, T. V. M., E. BRUINS & J. A. J. BREEUWER (2003): Molecular genetic evidence for parthenogenesis in the Burmese python, *Python molurus bivittatus*. – Heredity 90: 130-135.
- HEDRICK, P.W. (2007): Virgin birth, genetic variation and inbreeding. – Biol Lett. 3: 715-716.
- HENNESSY, J. (2010): Parthenogenesis in an Ornate Nile Monitor, *Varanus ornatus*. – Biawak 4(1): 26-30.
- KEARNEY, M., M. K. FUJITA & J. RIDENOUR (2009): Lost Sex in the Reptiles: Constraints and Correlations. In SCHÖN, I., K. MARTENS. & P. VAN DIJK: Lost Sex. – Springer Scientific. Dordrecht, Netherlands.
- KING, M. & KING, D. (1975): Chromosomal evolution in the lizard genus *Varanus*. – Aust. J. Biol. Sci. 28: 89-108.
- KUHN, M., SCHMIDT, D. (2004): Parthenogenese beim Dunklen Tigerpython (*Python molurus bivittatus*): Reptilia 8: 78-82.
- LENK, P.W., B. EIDENMÜLLER, H. STAUDER, R. WICKER & M. WINK (2005): A parthenogenetic *Varanus*. – Amphibia-Reptilia 26: 507-514.
- MAGNUSSON, W. E. (1979): Production of an embryo by an *Acrochordus javanicus* isolated for seven years. Copeia 1979:744-745.
- OLSEN M. W. (1965): Twelve year summary of selection for parthenogenesis in Beltsville Small White turkeys. – British Poultry Science 6(1): 1-6.
- OLSEN, M. W. & S. J. MARSDEN (1953): Embryonic development in turkey eggs laid 60–224 days following removal of males. – Proc. Soc. Exp. Biol. Med. 82: 638-641.

PADEN, L. (2008): *Varanus panoptes horni* (Argus monitor) sexual maturity. *Biawak* 2(4): 173-174.

SCALKA, P. & P. VOZENILEK (1986): Case of parthenogenesis in water snakes, *Nerodia sipedon*. – *Fauna Bohemiae Septentrionalis* 11: 81-82.

SCHUETT, G. W., P. J. FERNANDEZ, W. F. GERGITS, N. J. CASNA, D. CHISZAR, H. M. SMITH, J. B. MITTON, S. P. MACKESSY, R. A. ODUM, AND M. J. DEMLONG (1997): Production of offspring in the absence of males: evidence for facultative parthenogenesis in bisexual snakes. – *Herpetological Natural History* 5: 1-10.

VRIJENHOEK, R. C., DAWLEY, R. M., COLE, C. J. AND J. P. BOGART (1989): A list of known unisexual vertebrates. In: DAWLEY, R. M. AND J. P. BOGART (Eds.). *Evolution and ecology of unisexual vertebrates*. New York State Museum Bulletin. Bulletin 466. Albany, New York, USA. pp. 19-23.

WATTS, P. C., K. R. BULEY, S. SANDERSON, W. BOARDMAN, C. CIOFI & R. GIBSON (2006): Parthenogenesis in Komodo dragons. – *Nature* 444: 1021–1022.

Autor:

RALF WIECHMANN

Langenstücken 137, 21335 Lüneburg

E-Mail: R_A_Wiechmann@gmx.de