



ARTIGO DE REVISÃO

## Anatomia ultrassonográfica de fígado, baço e trato urogenital em jiboias

### *Ultrasound anatomy of the liver, spleen, and urogenital tract in red tail Boa constrictor*

Rafael dos Santos de Andrade<sup>1</sup>  
Frederico Ozanan Barros Monteiro<sup>1\*</sup>  
Ana Sílvia Sardinha Ribeiro<sup>1</sup>  
Luis Augusto Araújo dos Santos Ruffeil<sup>2</sup>  
Paulo Henrique Gomes de Castro<sup>2</sup>

<sup>1</sup>Universidade Federal Rural da Amazônia – UFRA,  
Av. Presidente Tancredo Neves, 2501,  
66077-530, Belém, PA, Brasil

<sup>2</sup>Sítio Xerimbabo, km 12, Rua do Ficado,  
Santo Antônio do Tauá, PA, Brasil

**Autor Correspondente:**

\*E-mail: frederico.monteiro@ufra.edu.br

**PALAVRAS-CHAVE**

Morfofisiologia  
Ultrassonografia  
Serpentes

**KEYWORDS**

Morphophysiology  
Ultrasonography  
Snakes

**RESUMO:** O interesse econômico tem levado à melhoria das técnicas de manejo das criações de serpentes em cativeiro. A demanda por indivíduos regularizados, para criação como animais de companhia, torna-se um desafio para o Médico Veterinário, que dispõe de poucas informações, quando comparadas à quantidade de dados existentes sobre a clínica e o manejo de animais de companhia. Existem diversos registros na literatura sobre a morfofisiologia de répteis; entretanto, há poucos relatos quanto à descrição de sua anatomia ultrassonográfica e, menos ainda, sobre serpentes. Dessa forma, com este artigo, pretende-se fornecer informações referentes à anatomia ultrassonográfica de jiboias (*Boa constrictor*), abordando tópicos sobre a morfofisiologia dos órgãos mais estudados do ponto de vista ultrassonográfico. A ultrassonografia caracteriza-se por ser uma técnica não invasiva valiosa e que fornece informações em tempo real sobre a morfofisiologia do órgão avaliado, mostrando-se vantajosa para o diagnóstico de gestação em serpentes, bem como para a avaliação das estruturas mais comumente estudadas, como sistema hepático, renal e genitourinário.

**ABSTRACT:** Economic interest has led to improved management techniques when raising snakes in captivity. The demand for animals for legally breeding wildlife as pets becomes a challenge to veterinarians, who have little information about these animals, when compared to the amount of existing data on the clinic and management of domestic pets. There are several reports in the literature on reptile morphophysiology, but there are few reports regarding the description of its ultrasound anatomy, and even fewer on snakes. Thus, the present review is meant to clarify information regarding the ultrasound anatomy of *Boa constrictor*, addressing topics on the morphophysiology of the organs most studied from the ultrasonographic point of view and techniques. Ultrasound has proved to be a valuable noninvasive technique, which provides real-time information about the morphophysiology of the evaluated organs and it has also proved to be an advantageous technique for the diagnosis of pregnancy in snakes, as well as for evaluation of the structures most commonly studied, such as the hepatic and renal systems and the genitourinary tract.

## 1 Introdução

Na lista brasileira de animais ameaçados, constam 20 espécies de répteis que já foram ou estão em via de extinção; destes, cinco são de espécies de serpentes (*Corallus cropanii*, *Dipsas albifrons cavalheiroi*, *Bothrops alcatraz*, *Bothrops insularis* e *Bothrops pirajai*), representando cerca de 1% do total de animais deste grupo na fauna brasileira (MARTINS; MOLINA, 2008).

Atualmente, a compra e a venda de animais silvestres no Brasil são controladas pelo Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA), por meio da Instrução Normativa nº 169 de 20 de fevereiro de 2008, que visa, em seu Art. 1º, instituir e normatizar as categorias de uso e manejo da fauna silvestre em cativeiro no território brasileiro, objetivando atender às finalidades socioculturais, de pesquisa científica, conservação, exposição, manutenção, criação, reprodução, comercialização, abate e beneficiamento de produtos e subprodutos, constantes do Cadastro Técnico Federal (CTF) de atividades potencialmente poluidoras ou utilizadoras de recursos naturais (IBAMA, 2008). Nesse contexto, o interesse econômico tem levado à melhoria das técnicas de manejo nas criações de serpentes em cativeiro, para potencializar a atividade reprodutiva e favorecer, indiretamente, a conservação de algumas espécies.

Os avanços alcançados na Medicina de Animais Selvagens têm possibilitado uma extensa gama de exames complementares necessários para subsidiar estudos clínicos e cirúrgicos na Medicina de Répteis. Neste sentido, o exame ultrassonográfico é de suma importância, pois auxilia na terapêutica e minimiza a possibilidade de manobras invasivas desnecessárias (NAVARRE, 2006; NETO et al., 2009; ANDRADE, 2010).

O diagnóstico ultrassonográfico na clínica de répteis constitui uma inovação, sendo utilizado com a finalidade de identificar diferenças anatômicas. Além disso, difere de outros métodos de diagnóstico por ser livre de qualquer efeito ionizante, ou seja, não promove alterações físico-químicas intracelulares pela transferência de energia aos átomos e moléculas presentes no campo irradiado (D'IPPOLITO; MEDEIROS, 2005).

O principal requerimento para a interpretação da imagem ultrassonográfica é o conhecimento da anatomia da espécie examinada. Entretanto, é fundamental que o ultrassonografista compreenda os princípios básicos da técnica, como posicionamento, frequência do transdutor utilizado e escala de cores da imagem (AUGUSTO, 2001; STETTER, 2006). Segundo a literatura, a ultrassonografia tornou-se um complemento do diagnóstico por imagem em função das radiografias de tecidos moles nos répteis fornecerem informações limitadas (SCHUMACHER; TOAL, 2001; GILMAN; WOLF, 2007; STAHLSCHEMIDT; BRASHEARS; DENARDO, 2011).

A presente revisão constatou que a maior parte das informações sobre a morfologia de serpentes encontra-se descrita em livros (PALMER; URIBE, 1997; CANNY, 1998; MACCRACKEN, 1999; KIK; MITCHELL, 2005; O'MALLEY, 2005) e poucas referências são relatadas na forma de artigos científicos (MOSCONA, 1990; MITCHELL, 2009; WYNEKEN, 2009). Entretanto, os relatos quanto à

descrição da anatomia ultrassonográfica nesses animais são mais difundidos em artigos científicos (ISAZA; ACKERMAN; JACOBSON, 1993a, b; NETO et al., 2009; STAHLSCHEMIDT; BRASHEARS; DENARDO, 2011).

Estudos relacionados ao uso da técnica ultrassonográfica podem ser de grande valia no diagnóstico e nos tratamentos clínico e cirúrgico de muitas doenças relacionadas às serpentes. Assim, no presente artigo, tópicos sobre a morfologia interna de serpentes e a utilização da técnica ultrassonográfica na descrição da anatomia dos órgãos – fígado, vesícula biliar, baço – e do trato genitourinário foram revistos.

## 2 Desenvolvimento

### 2.1 Características taxonômicas e morfofisiológicas do gênero *Boa*

As serpentes estão incluídas na ordem Squamata e compõem a subordem Ophidia, atualmente com cerca de 2.900 espécies no mundo. São encontradas em quase todo o planeta, mas estão presentes principalmente nas regiões temperadas e tropicais. Uma das explicações para esse predomínio geográfico se deve ao fato de serem animais essencialmente ectotérmicos, ou seja, a regulação da temperatura corporal é dependente da temperatura externa (KOLESNIKOVAS; GREGO; ALBUQUERQUE, 2007).

As espécies de serpentes dividiram-se, ao longo do processo evolutivo, em quatro principais famílias: Colubridae, Viperidae, Elapidae e Boidae. Cerca de 75% desses répteis pertencem à família Colubridae e são retratados como os mais recentes no aspecto evolutivo, por não apresentarem resquícios de membros em sua morfologia (FROTA et al., 2005).

As espécies do gênero *Boa* estão presentes desde a costa norte do México, passando pela América Central, até o norte da Argentina. Vivem em vários habitats, incluindo florestas tropicais, matas virgens, gramíneas, semidesertos rochosos, campos e plantações cultivadas (SCARTOZZONI; MOLINA, 2004). São vivíparas e apresentam comportamento mais ativo principalmente à noite (MARTINS; OLIVEIRA, 1998).

Segundo Amaral (1977), no Brasil existem duas subespécies: *B. constrictor constrictor*, de grande porte, coloração amarelada e pouco agressiva, habitando a Região Amazônica e o Nordeste, e *B. c. amarali*, de menor porte, mais escura (acinzentada), mais agressiva, habitando o Centro-oeste e o Sul. A subespécie *B. c. constrictor* é a mais difundida nos centros de pesquisas, criadouros conservacionistas, zoológicos e outros do gênero (VANZOLINI; COSTA; VITT, 1980).

As jiboias apresentam um tamanho variável, podendo chegar a quatro metros de comprimento, com corpo cilíndrico e ligeiramente comprimido nas laterais, evidenciando uma forte musculatura constritora (FORDHAM; GEORGES; BARRY, 2007; TODD; ANDREWS, 2008). De forma geral, os gêneros *Epicrates cenchria* e *Corallus* estão entre os menores boídeos, ao passo que *Eunectes* e *Boa* estão entre os maiores. Entretanto, existem variações do tamanho corporal dentro do mesmo gênero (LILLYWHITE; SMITHS, 1992; MARTINS et al., 2001).

As serpentes do gênero *Boa* alimentam-se basicamente de pequenos mamíferos e pequenos pássaros (CHERUBINI;

BARRELLA; DA SILVA, 2003), e o sistema de acasalamento é poligâmico (ISAZA; ACKERMAN; JACOBSON, 1993; BERTONA; CHIARAVIGLIO, 2003; CHIARAVIGLIO et al., 2003).

## 2.2 Morfologia visceral

Em razão do fato de as serpentes não possuírem diafragma, o coração e os pulmões não estão separados dos órgãos abdominais, sendo a cavidade corpórea chamada de celoma (KOLESNIKOVAS; GREGO; ALBQUERQUE, 2007). Segundo Sasa (2002), os órgãos internos desses animais são alongados e encontram-se arranjados sequencialmente, com alguns sobrepostos ao longo da cavidade corporal. A sequência de órgãos, com exceção dos pulmões, é semelhante em todas as espécies.

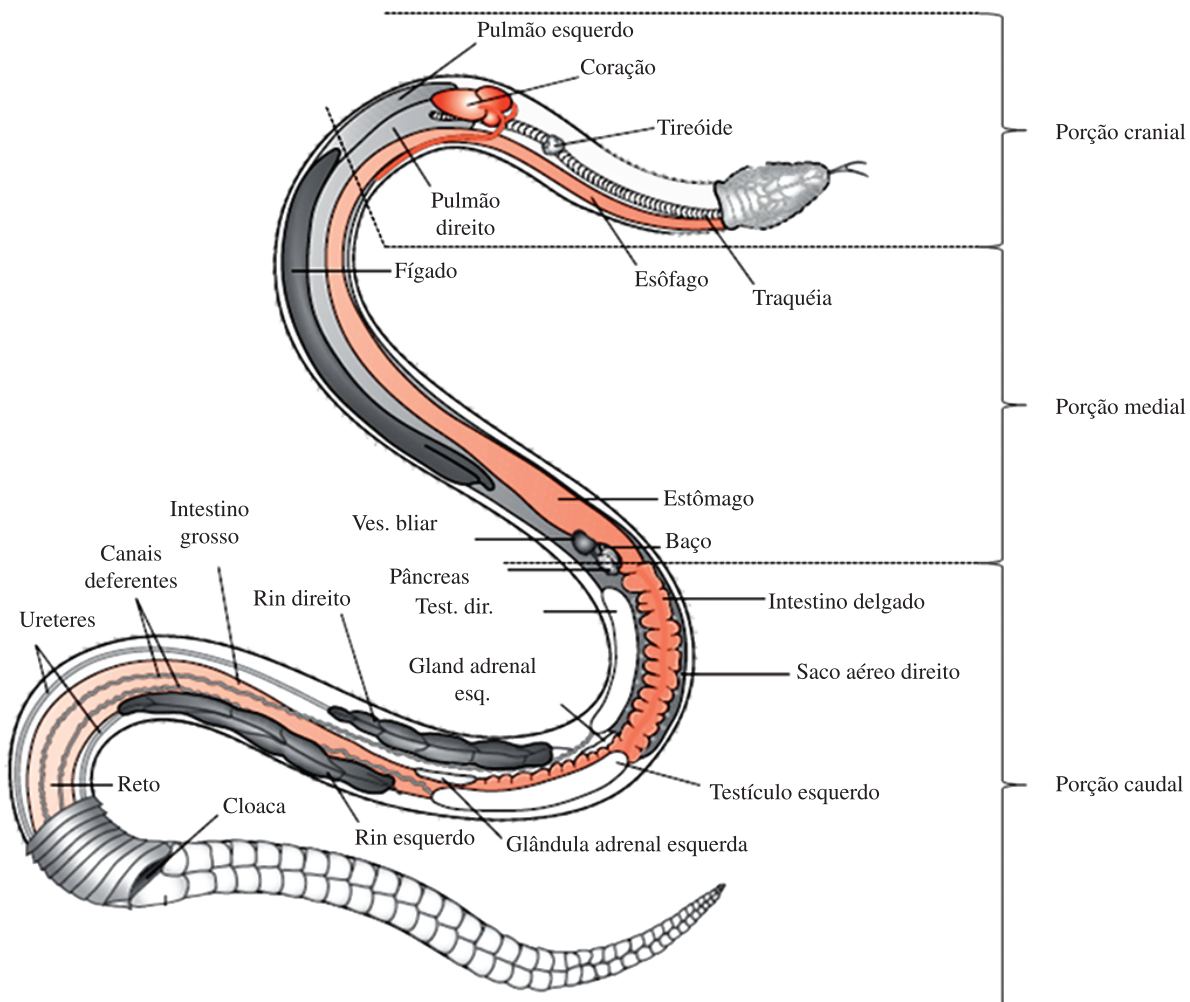
Para localizar os órgãos mais facilmente nas serpentes, o melhor é dividir o comprimento do animal em aproximadamente três terços (Figura 1). No primeiro terço, ou porção cranial, localizam-se coração, traquéia, esôfago, pulmão e tireóide. No segundo terço, ou porção medial, encontram-se estômago, fígado, pulmão, baço e pâncreas. No último terço (caudal),

situam-se intestino delgado e grosso, rins e gônadas (CANNY, 1998).

### 2.2.1 Fígado, vesícula biliar e baço

O fígado é geralmente o maior órgão da cavidade celomática dos répteis e, junto com o pâncreas, secreta enzimas que auxiliam na digestão alimentar. É composto de dois lobos de coloração castanho escuro à negra, em animais adultos saudáveis, e rodeado por cápsula de tecido conjuntivo (cápsula de Glisson). Possui funções semelhantes às dos mamíferos e aves (metabolismo de gordura e proteínas, e síntese de ácido úrico). No entanto, essas funções podem variar consideravelmente com a idade do animal e por fatores ambientais, como sazonalidade e disponibilidade de água (SCHAFFNER, 1998; DIVERS; COOPER, 2000; ZUG; VITT; CALDWELL, 2001).

Nas serpentes, o fígado é alongado no sentido crâniocaudal e achatado no diâmetro dorsoventral. A veia cava caudal e a veia porta estão localizadas no plano dorsal e a veia hepática localiza-se no plano ventral. Esses vasos percorrem o comprimento do fígado, dividindo-o em dois lobos (ISAZA;



**Figura 1.** Desenho esquemático da localização topográfica das vísceras de serpente (macho) evidenciando a divisão do comprimento em três porções (cranial, medial e caudal). Adaptado de O'malley (2005).

ACKERMAN; JACOBSON, 1993; JACOBSON, 2007). Segundo Schaffner (1998), a morfologia do fígado dos répteis não é tão distintamente organizada em lobos, como nos mamíferos.

A vesícula biliar das serpentes, semelhante à dos mamíferos, armazena a bile, que auxilia na digestão das gorduras. Está localizada na posição caudal ao fígado e próxima ao pâncreas e ao baço. Em algumas espécies, o baço apresenta formato triangular e pode estar aderido ao pâncreas, criando o esplênopâncreas (CANNY, 1998; JACOBSON, 2007). Segundo Moscona (1990), nas serpentes das famílias Typhlopidae, Boidae e Pythonidae, os lobos dorsal e ventral do pâncreas estão conectados entre si por um istmo, que está intimamente associado ao baço, formando o corpo justaesplênico, que consiste primariamente em células das Ilhotas de Langerhans.

### 2.2.2 Trato genitourinário

Tanto a macro quanto a microscopia do sistema urinário dos répteis são bastante específicas; a fisiologia renal está adaptada às diversas condições de vida, incluindo, entre outros fatores, o tipo de alimentação, a temperatura ambiente e a disponibilidade de água (ZWART, 2006).

Os rins das serpentes ocupam aproximadamente entre 10% e 15% do comprimento do corpo; são órgãos pareados, achatados e alongados, e contêm entre 25 e 30 lobos (CANNY, 1998). Variam em tamanho e forma: são lisos, simétricos e quase esféricos em alguns lagartos, e lisos ou rugosos, alongados e cilíndricos, nas serpentes (ZUG; VITT; CALDWELL, 2001). Estão localizados na cavidade celomática caudal, com o rim direito mais cranial em relação ao esquerdo. Enquanto na maioria das espécies os rins são de igual tamanho, em outras, o rim direito pode ser maior que o esquerdo (JACOBSON, 2007; NETO et al., 2009).

O padrão morfológico renal pode variar de forma significativa entre as serpentes, desde a presença de lobos bem definidos (*Lycodon*, *Elaphe*, *Tamnophis*, *Bothrops*, *Crotalus* e *Boa*), lobações incompletas (*Natrix*), até a ausência de lobação (*Tropidophis* e *Trachyboa*) (GOMES et al., 1989; GOMES; PUORTO, 1993).

As serpentes não possuem vesícula urinária. Os resíduos filtrados nos rins são excretados como ácido úrico, que é relativamente insolúvel em água. Esse recurso adaptativo permite que o animal conserve sua hidratação, favorecendo, principalmente, os animais de áreas áridas ou desérticas (MILLER, 1998; JACOBSON, 2007).

O aparelho reprodutor nas serpentes é muito semelhante ao dos lagartos; porém, nestas, a reprodução ocorre de duas maneiras: algumas põem ovos (ovíparas) e outras desenvolvem os embriões nos ovidutos (vivíparas), de forma que a viviparidade ocorre principalmente nas espécies das famílias Boidae, Viperidae e Colubridae (STAHL, 2002; PIZZATTO; ALMEIDA-SANTOS; MARQUES, 2007; KOLESNIKOVAS; GREGO; ALBUQUERQUE, 2007; STAHLSCHMIDT; BRASHEARS; DENARDO, 2011).

Animais de zonas temperadas possuem ciclos reprodutivos sazonais sincronizados às estações do ano (SEIGEL; FORD, 1987). Segundo Paré e Lentini (2010), serpentes maiores e de

maior longevidade, como as pertencentes às famílias Boidae e Pythonidae, não alcançam a maturidade sexual antes dos cinco anos de idade. Os mesmos autores afirmaram que a senescência reprodutiva nos répteis pode ser medida pela diminuição do débito reprodutivo (ausência ou diminuição no número de gestações), que ocorre na maioria dos vertebrados, mas é pouco conhecida naqueles animais.

De acordo com Stahl (2002), a maioria das fêmeas inicia a reprodução na primavera, quando a temperatura e a luminosidade aumentam. As jiboias tropicais (*Boa constrictor*) e a píton birmanesa (*Python molurus*), no entanto, iniciam o período reprodutivo na estação fria do ano.

Os ovários são pareados e localizam-se, de forma assimétrica, próximos ao pâncreas. O ovário direito é geralmente maior e mais cranial do que o esquerdo, sendo que este pode ser reduzido ou pouco desenvolvido (PALMER; URIBE, 1997; PIZZATTO; ALMEIDA-SANTOS; MARQUES, 2007).

Os ovidutos, paralelos aos ovários, são divididos em infundíbulo, útero e vagina. O infundíbulo (localizado mais cranialmente) é uma estrutura delgada em forma de funil, com muitas dobras, e recebe os folículos durante a ovulação. O útero é responsável pelo desenvolvimento embrionário e possui diversas câmaras nas quais permanece cada ovo ou embrião (ALMEIDA-SANTOS; SALOMÃO, 2002; PIZZATTO; ALMEIDA-SANTOS; MARQUES, 2007).

O desenvolvimento folicular em répteis é dividido em vitelogêneses primária e secundária. Esse termo refere-se ao acúmulo de vitelo nos ovócitos em desenvolvimento, após a síntese de seus precursores no fígado (JACOBSON, 2007).

A vitelogênese primária geralmente é muito lenta e produz os folículos quiescentes a partir dos oócitos (ALDRIDGE, 1979). Durante a vitelogênese secundária, há um rápido depósito de vitelo sobre os folículos quiescentes, os quais sofrem grande aumento de seu volume. É o vitelo que irá garantir o desenvolvimento do embrião até a formação e o nascimento do filhote. O processo de vitelogênese secundária pode estar restrito a determinado período do ano (reprodução não contínua) ou ocorrer em qualquer época (reprodução contínua). No Brasil, espécies vivíparas (*B. constrictor*) e parte das ovíparas possuem ciclo reprodutivo não contínuo (PONTES; DI-BERNARDO, 1988; MARQUES; SAZIMA, 2004).

Em fêmeas sexualmente maduras, os ovários apresentam folículos transparentes ou esbranquiçados, sem deposição de vitelo (vitelogênese primária) e/ou amarelos, com deposição de vitelo (vitelogênese secundária). Nas fêmeas imaturas, são encontrados apenas folículos em vitelogênese primária (ALMEIDA-SANTOS; SALOMÃO, 2002; STETTER, 2006).

Nos machos, os testículos se comunicam com a cloaca pelos ductos deferentes, que terminam nas papilas genitais. Em animais sexualmente maduros, esses ductos se apresentam com aspecto de tubos enovelados. Nos indivíduos imaturos, possuem apresentação lisa. O aumento das dimensões e da massa dos testículos reflete na espermatogênese, e o aumento no diâmetro dos ductos deferentes indica estocagem de esperma. Quanto à sazonalidade na produção de esperma, existem espécies com produção contínua (e.g. *Liophis miliaris*, *Oxyrhopus guibei* e *Xenodon newwiedi*, no Sudeste do Brasil) e gêneros com produção estritamente sazonal (*Bothrops*,



*Crotalus e Waglerophis*) (YOKOYAMA; YOSHIDA, 1993; PIZZATTO; ALMEIDA-SANTOS; MARQUES, 2007).

### 2.3 Exame ultrassonográfico em serpentes

As técnicas de ultrassonografia utilizam ondas sonoras de alta frequência no intervalo de 2-10 MHz, que são geradas e transmitidas por um transdutor aplicado sobre o paciente ou internamente ao mesmo. As ondas são absorvidas e refletidas em diferentes graus por diferentes órgãos, sendo capturado novamente pelo transdutor (AUGUSTO, 2001).

Para o exame ultrassonográfico em serpentes, são recomendados transdutores de 7.5 MHz com cabeça de varredura pequena. Em serpentes de maior diâmetro corporal e de maior porte, transdutores com frequência entre 3,5 e 5,5 MHz podem ser empregados (NETO et al., 2009; ANDRADE, 2010; STAHLSCHMIDT; BRASHEARS; DENARDO, 2011).

Nos répteis, de forma geral, a ultrassonografia é bastante eficiente na realização de biópsias guiadas de vários órgãos, em doenças hepáticas e reprodutivas, em diagnóstico de gestação, sexagem, atividade e disfunções cardíacas, exigindo, no mínimo, conhecimento básico da anatomia do animal (SELLERI; DIVERS, 2006; NAVARRE, 2006; GNUDI et al., 2009).

Apesar de existirem diversas pesquisas publicadas na área de animais selvagens, principalmente nos últimos dez anos, ainda existem algumas limitações quanto ao uso dessa técnica em serpentes. Como exemplo, pode-se citar a visibilização das gônadas dos machos e a falta de conhecimento acerca da anatomia dos animais submetidos ao exame (HILDEBRANDT et al., 2000).

#### 2.3.1 Contenção para realização do exame ultrassonográfico

A contenção física mais comumente utilizada para animais não peçonhentos é a manual. Andrade (2010), em trabalho realizado com 19 jiboias criadas em cativeiro, utilizou a contenção manual para realização de exames ultrassonográficos. Os animais foram manipulados em ambiente previamente climatizado, com temperatura inferior a 25 °C. Esse manejo facilitou o exame, pois baixas temperaturas ambientais limitam a locomoção e a atividade metabólica nos répteis (JIMENEZ; DIVERS, 2007). Isso facilita a manipulação e reduz os riscos de acidentes, pois os animais tendem a diminuir suas atividades metabólicas. Ainda assim, para se obter maior segurança durante a contenção manual, recomenda-se a intervenção de duas ou mais pessoas (KOLESNIKOVAS; GREGO; ALBUQUERQUE, 2007).

A contenção química também pode ser utilizada para o exame ultrassonográfico de jiboias. Neto et al. (2009) utilizaram cloridrato de quetamina a 5% (40mg.kg<sup>-1</sup>), associado a diazepam (2mg.kg<sup>-1</sup>), por via intramuscular, aplicado na região dorsal, próximo aos processos espinhosos. Stetter (2006) relatou que a necessidade de anestesia para realização de exames diagnósticos em répteis deve levar em conta o tamanho e o temperamento dos animais. O uso de agentes anestésicos em serpentes prenhes deve ser avaliado com cautela e, se necessário, o agente mais indicado é o

isofluorano (STAHLSCHMIDT; BRASHEARS; DENARDO, 2011).

#### 2.3.2 Técnica ultrassonográfica

O estudo ultrassonográfico pode ser realizado fazendo-se uma varredura da cavidade celomática das serpentes, desde a porção mais proximal, demarcada pela imagem cardíaca e grandes vasos, até a sua porção mais distal, demarcada pelo estreitamento abrupto do seu diâmetro corpóreo, a fim de visibilizar e caracterizar algumas estruturas presentes nessa cavidade (ISAZA; ACKERMAN; SCHUMACHER, 1993a, b; NETO et al., 2009).

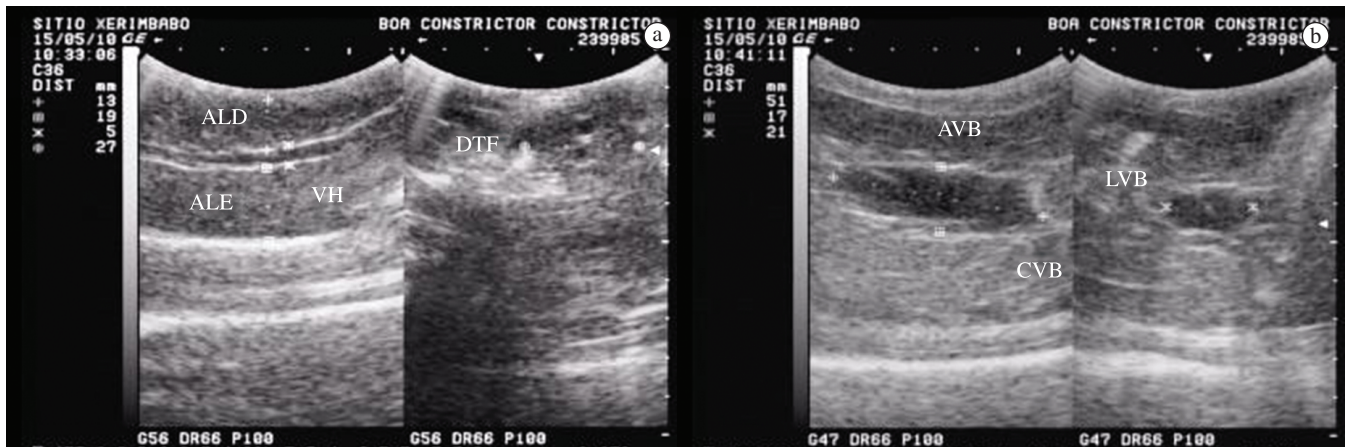
O fígado pode ser localizado em plano longitudinal, logo após o final do primeiro terço do animal, em posição caudal ao ápice cardíaco nas serpentes (linha ventrolateral direita). O parênquima hepático deve apresentar contornos bem definidos e ecogenicidade variando entre hipoeicoica e levemente hipereicoica, mantendo ecotextura homogênea em toda sua extensão. A veia hepática pode ser visibilizada percorrendo todo o aspecto medial em plano longitudinal (NETO et al., 2009; ANDRADE, 2010). Andrade (2010) relatou que o fígado pode ser mensurado no plano longitudinal, no qual foi possível medir a altura dos lobos direito e esquerdo (ALD e ALE) e a altura da veia hepática (VH); no plano transversal, mensurou-se o diâmetro transversal do fígado (DTF) (Figura 2a).

A vesícula biliar (VB) pode ser identificada no lado direito como uma estrutura de aspecto anecoico, limitada por uma parede hipereicoica localizada caudal ao fígado, no final do segundo terço; sua dimensão pode variar de acordo com o estado alimentar das serpentes, conforme apresentado na Figura 2b (ISAZA; ACKERMAN; SCHUMACHER, 1993; ANDRADE, 2010).

O baço e o pâncreas são difíceis de serem localizados e visibilizados no exame ultrassonográfico, na maioria das espécies de répteis (SCHILDGER; CASERES; KRAMER, 1994). Em grandes serpentes, o baço foi identificado por seu formato circular e maior ecogenicidade quando comparado com o fígado (Figura 3a). Localizou-se caudal ao mesmo, próximo à VB e ao pâncreas, e cranial às gônadas (SAINSBURY; GILIC, 1991). Segundo Andrade (2010), o posicionamento desse órgão é variável, dependendo de fatores, como o grau de repleção da VB e o desenvolvimento dos folículos ovarianos nas fêmeas. Ao exame ultrassonográfico, o baço apresenta contornos definidos, cápsula de ecogenicidade hipereicoica, forma triangular e ecotextura homogênea, com granulação fina.

Nas serpentes, os rins podem ser visibilizados no terço caudal de seu comprimento corporal. Podem ser observados em associação com os corpos gordurosos. Ultrassonograficamente, apresentam contornos definidos por uma fina cápsula hipereicoica, com a região central de aspecto hipoeicoico a levemente hipereicoico (Figura 3b) (CANNY, 1998; NETO et al., 2007; ANDRADE, 2010).

Os ovários podem ser localizados utilizando-se a vesícula biliar como referência, encontrando-se situados caudal a esta e cranial aos rins, ou simplesmente realizando varreduras ventrais e laterais a partir da porção caudal do terço médio do comprimento do animal. Os folículos em fase de vitelogênese primária apresentam contornos definidos por uma fina



**Figura 2.** (a): Imagem ultrassonográfica da mensuração hepática em *B. c. constrictor*: plano longitudinal, altura dos lobos direito e esquerdo (ALD e ALE), altura da veia hepática (VH) e, no plano transversal, diâmetro transversal do fígado (DTF). (b): Plano longitudinal: mensuração da vesícula biliar: altura e comprimento da vesícula (AVB e CVB) e, no plano transversal, largura da vesícula (LVB). Fonte: Andrade (2010).

(a)

(b)

**Figura 3.** (a) Imagem ultrassonográfica da mensuração esplênica em *B. c. constrictor*: plano longitudinal, altura e comprimento do baço (AB e CB) e, no plano transversal, largura do baço (LB). (b) Mensuração renal: plano longitudinal, altura do rim direito (ARD) e, no plano transversal, largura do rim direito (LRD). Fonte: Andrade (2010).

cápsula hiperecoica, formato arredondado e preenchidos por líquido de aspecto anecoico. As dimensões variam de acordo com o grau de desenvolvimento do folículo. Folículos em vitelogenese secundária apresentam conteúdo hipercoico, com folículo hipoeicoico no centro. A presença de ovos pode ser determinada pela ecogenicidade fina evidenciada pela presença de vitelo, bem como pela evidência da superfície ecogênica da casca do ovo em serpentes ovíparas (ANDRADE, 2010; STAHLSCHMIDT; BRASHEARS; DENARDO, 2011).

### 3 Considerações Finais

A técnica ultrassonográfica em serpentes ainda pode ser considerada como modalidade recente dentro do diagnóstico por imagem na Medicina Veterinária. Porém, o exame ultrassonográfico apresenta-se como um excelente meio de diagnóstico por ser não invasivo e proporcionar imagens em tempo real.

### Agradecimentos

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da Bolsa de Estudos (CAPES-REUNI). Ao Programa Nacional de Cooperação Acadêmica – Ação Novas Fronteiras (Edital PROCAD-NF, Nº 21/2009), pelo apoio financeiro.

### Referências

- ALDRIDGE, R. D. Female reproductive cycles of the snakes *Arizona elegans* and *Crotalus viridis*. *Herpetologica*, v. 35, n. 3, p. 256-261, 1979.
- ALMEIDA-SANTOS, S. M.; SALOMÃO, M. G. Reproduction in neotropical pitvipers, with emphasis on species of the genus *Bothrops*. In: SCHUETT, G. W.; HÖGGREN, M.; DOUGLAS, M. E.; GREENE, H. W. (Eds.). *Biology of the vipers*. Utah: Eagle Publ. Mountain, 2002. p. 445-462.

- AMARAL, A. *Serpentes do Brasil: iconografia colorida*. São Paulo: Melhoramentos-EDUSP, 1977. 246 p.
- ANDRADE, R. S. *Anatomia ultrassonográfica de órgãos da cavidade celomática em jiboias (Boa constrictor constrictor)*. 2010. 48 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Medicina Veterinária)-Universidade Federal Rural da Amazônia, Belém, 2010.
- AUGUSTO, A. Q. Ultrasonography in South American Wild Animals. In: FOWLER, M. E.; CUBAS, Z. S. (Eds.). *Biology, Medicine, and Surgery of South American Wild Animals*. Ames: Iowa State University Press, 2001. p. 464-474.
- BERTONA, M.; CHIARAVIGLIO, M. Reproductive biology, mating aggregations, and sexual dimorphism of the argentine boa constrictor (*Boa constrictor occidentalis*). *Journal of Herpetology*, v. 37, n. 3, p. 510-516, 2003. <http://dx.doi.org/10.1670/122-02A>
- BRASIL. Ministério do Meio Ambiente, dos Recursos Hídricos e da Amazônia Legal. Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis - IBAMA. Instrução Normativa nº 169, de 20 de fevereiro de 2008. Diário Oficial da República Federativa do Brasil, Brasília, DF, 22 fev. 2008. Seção 1, p. 52-72. Disponível em: <[http://ibama2.ibama.gov.br/cnia2/renima/cnia/lema/lema\\_texto/IBAMA/IN0169-200208.PDF](http://ibama2.ibama.gov.br/cnia2/renima/cnia/lema/lema_texto/IBAMA/IN0169-200208.PDF)>. Acesso em: 05 out. 2011.
- CANNY, C. Gross Anatomy and imaging of the avian and reptilian urinary system. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, v. 7, n. 2, p. 72-80, 1998. [http://dx.doi.org/10.1016/S1055-937X\(98\)80045-5](http://dx.doi.org/10.1016/S1055-937X(98)80045-5)
- CHERUBINI, A. L.; BARRELLA, T. H.; DA SILVA, R. J. Death of *Boa constrictor amarali* (serpentes, boidae) after ingestion of a tree porcupine (rodentia). *Journal of Venomous Animals and Toxins including Tropical Diseases*, v. 9, n. 1, 2003. <http://dx.doi.org/10.1590/S1678-91992003000100009>
- CHIARAVIGLIO, M.; BERTONA, M.; SIRONI, M.; LUCINO, S. Intrapopulation variation in life history traits of *Boa constrictor occidentalis* in Argentina. *Amphibia-Reptilia*, v. 24, n. 1, p. 65-74, 2003. <http://dx.doi.org/10.1163/156853803763806957>
- DIVERS, S. J.; COOPER, J. E. Reptile hepatic lipidosis. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, v. 9, n. 3, p. 153-164, 2000. <http://dx.doi.org/10.1053/ax.2000.7136>
- D'IPPOLITO, G.; MEDEIROS, R. B. Exames radiológicos na gestação. *Radiologia Brasileira*, v. 38, n. 6, p. 447-450, 2005.
- FORDHAM, D. A.; GEORGES, A.; BARRY, W. B. Demographic response of snake-necked turtles correlates with indigenous harvest and feral pig predation in tropical northern Australia. *Journal Animal Ecology*, v. 76, n. 6, p. 1231-1243, 2007. PMID:17922720. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-2656.2007.01298.x>
- FROTA, J. G.; SANTOS-JUNIOR, A. P.; CHALKIDIS, H. M.; GUEDES, A. G. As serpentes da região do baixo rio Amazonas, oeste do estado do Pará, Brasil (Squamata). *Biociências*, v. 13, n. 2, p. 211-220, 2005.
- GILMAN, C. A.; WOLF, B. O. Use of portable ultrasonography as a nondestructive method for estimating reproductive effort in lizards. *The Journal of Experimental Biology*, v. 210, p. 1859-1867, 2007. PMID:17515412. <http://dx.doi.org/10.1242/jeb.001875>
- GNUDI, G.; VOLTA, A.; DI IANNI, F.; BONAZZI, M.; MANFREDI, S.; BERTONI, G. Use of Ultrasonography and Contrast Radiography for Snake Gender Determination. *Veterinary Radiology & Ultrasound*, v. 50, n. 3, p. 309-311, 2009. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1740-8261.2009.01540.x>
- GOMES, N.; PUORTO, G.; BUONONATO, M. A.; RIBEIRO, M. F. M. Atlas anatômico de *Boa constrictor* Linnaeus, 1758. *Monografias do Instituto Butantan*, v. 2, n. 1, p. 40-59, 1989.
- GOMES, N.; PUORTO, G. Atlas anatômico de *Bothrops jararaca* Wied, 1824 (Serpentes: Viperidae). *Monografias do Instituto Butantan*, v. 55, n. 1, p. 69-100, 1993.
- HILDEBRANDT, T. B.; HERMES, R.; JEWGENOW, K.; GORITZ, F. Ultrasonography as an important tool for the development and applications of reproductive Technologies in non-especies. *Theriogenology*, v. 53, n. 1, p. 73-74, 2000. [http://dx.doi.org/10.1016/S0093-691X\(99\)00241-1](http://dx.doi.org/10.1016/S0093-691X(99)00241-1)
- ISAZA, R.; ACKERMAN, N.; SCHUMACHER, J. Ultrasound-guided percutaneous liver-biopsy in snakes. *Veterinary Radiology & Ultrasound*, v. 34, n. 6, p. 452-454, 1993a. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1740-8261.1993.tb02035.x>
- ISAZA, R.; ACKERMAN, N.; JACOBSON, E. L. Ultrasound imaging of the celomic structures in the Boa constrictor (*Boa Constrictor*). *Veterinary Radiology & Ultrasound*, v. 34, n. 6, p. 445-450, 1993b. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1740-8261.1993.tb02034.x>
- JACOBSON, E. R. *Infections diseases and pathology of reptiles color atlas and text*. Florida: CRC Press, 2007. 736 p. <http://dx.doi.org/10.1201/9781420004038>
- JIMENEZ, D. M.; DIVERS, S. J. H. Emergency Care of Reptiles. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, v. 10, n. 2, p. 557-585, 2007. PMID:17577563. <http://dx.doi.org/10.1016/j.cvex.2007.02.003>
- KIK, M. J. L.; MITCHELL, M. A. Reptile Cardiology: A Review of Anatomy and Physiology, Diagnostic Approaches, and Clinical Disease. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, v. 14, n. 1, p. 52-60, 2005. <http://dx.doi.org/10.1053/j.saep.2005.12.009>
- KOLESNIKOVAS, C.K.M.; GREGO, K.F.; ALBUQUERQUE, L.C.R. Ordem Squamata - Subordem Ophidia (Serpente). In: CUBAS, Z.S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO-DIAS, J. L. (Eds.). *Tratado de animais selvagens medicina veterinária*. São Paulo: Roca, 2007. p. 68-85.
- LILLYWHITE, H. B.; SMITHS, A. W. The cardiovascular adaptations of viperid snakes. In: CAMPBELL, J. A.; BRODIE, E. D. (Eds.). *Biology of pitvipers*. Selva Publishing, 1992. p. 143-153.
- MACCRACKEN, E. E. Organ location in snakes for diagnostic and surgical evaluation. In: FOWLER, M.; MILLER, R. E. (Eds.). *Zoo & Wild animal medicine current therapy*. Philadelphia: Saunders, 1999. p. 243-248.
- MARQUES, O. A. V.; SAZIMA, I. História natural dos répteis da Estação Ecológica Juréia- Itatins. In: MARQUES, O. A. V.; DULEBA, W. (Eds.). *Estação Ecológica Juréia-Itatins: ambiente físico, flora e fauna*. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2004. p. 257-277.



- MARTINS, M.; ARAUJO, M. S.; SAWAYA, R. J.; NUNES, R. Diversity and evolution of macrohabitat use, body size and morphology in a monophyletic group of Neotropical pitvipers (*Bothrops*). *Journal of Zoology (London)*, n. 254, p. 529-538, 2001. <http://dx.doi.org/10.1017/S0952836901001030>
- MARTINS, M.; MOLINA, F. B. Panorama geral dos répteis ameaçados no Brasil. In: MACHADO, A. B. M.; DRUMMOND, G. M.; PAGLIA, A. P. (Eds.). *Livro vermelho da fauna brasileira ameaçada de extinção*. MMA, 2008. v. 2, p. 327-334.
- MARTINS, M.; OLIVEIRA, M. E. Natural history of snakes in forests of the Manaus region, Central Amazonia, Brazil. *Herpetological Natural History*, v. 6, n. 2, p.78-150, 1998.
- MILLER, H. A. Urinary Diseases of Reptiles: Pathophysiology and Diagnosis. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, v. 7, n. 2, p. 93-103, 1998. [http://dx.doi.org/10.1016/S1055-937X\(98\)80048-0](http://dx.doi.org/10.1016/S1055-937X(98)80048-0)
- MITCHELL, M. A. Reptile Cardiology. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, v. 12, p. 65-79, 2009. PMID:19131031. <http://dx.doi.org/10.1016/j.cvex.2008.10.001>
- MOSCONA, A. A. Anatomy of the pancreas and Langerhans islets in snakes and lizards. *Anatomical Record*, v. 227, n. 2, p. 232-244, 1990. PMID:2190498. <http://dx.doi.org/10.1002/ar.1092270212>
- NAVARRE, B. J. S. Common procedures in reptiles and amphibians. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, v. 9, n. 2, p. 237-267, 2006. PMID:16759946. <http://dx.doi.org/10.1016/j.cvex.2006.04.002>
- NETO, F. C. P.; GUERRA, P. C.; COSTA, F. B.; ARAÚJO, A. V. C.; MIGLINO, M. A.; BOMBONATO, P. P.; VULCANO, L. C.; ALVES, F. R. Ultra-sonografia do fígado, aparelho renal e reprodutivo de Jiboia (*Boa constrictor*). *Pesquisa Veterinária Brasileira*, v. 29, n. 4, p. 317-321, 2009. <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-736X2009000400007>
- O'MALLEY, B. *Clinical anatomy and physiology of exotic species*. London: Saunders Elsevier, 2005. 276 p.
- PALMER, B.; URIBE, M. C. Reproductive anatomy and physiology. In: ACKERMANN, L. (Ed.). *The biology, husbandry and healthcare of reptiles*. TFH Publications, 1997. p. 54-81.
- PARÉ, J. A.; LENTINI, A. M. Reptile Geriatrics. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, v. 13, n. 1, p. 15-25, 2010. PMID:20159540. <http://dx.doi.org/10.1016/j.cvex.2009.09.003>
- PIZZATTO, L.; ALMEIDA-SANTOS, S. M.; MARQUES, O. A. V. Biologia reprodutiva das serpentes brasileiras. In: OLIVEIRA, M. E.; BARRETO, L. (Eds.). *Herpetologia no Brasil*. Belo Horizonte: Sociedade Brasileira de Herpetologia, 2007. v. 2, p. 201-221.
- PONTES, G.; DI-BERNARDO, M. Registro sobre aspectos reprodutivos de serpentes ovíparas neotropicais (Serpentes: Colubridae e Elapidae). *Série Zoológica*, v. 1, n. 1, p. 123-149, 1988.
- SAINSBURY, A. W.; GILIC, C. Ultrasonographic anatomy and scanning technique of the coelomic organs of the bosc monitor, *Varanus exanthematicus*. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, v. 22, n. 4, p. 421-433, 1991.
- SASA, M. Morphological variation in the lancehead pitviper *Bothrops asper* (Garman) (Serpentes: Viperidae) from Middle America. *Revista de Biologia Tropical*, v. 50, n. 1, p. 259-271, 2002. PMID:12298254.
- SCARTOZZONI, R. R.; MOLINA, F. B. Comportamento Alimentar de *Boa constrictor*, *Epicrates cenchria* e *Corallus hortulanus* (Serpentes: Boidae) em Cativeiro. *Revista de Etologia*, v. 6, n. 1, p. 25-31, 2004.
- SCHAFFNER, F. The Liver. In: GANS, C.; GAUNT, A. S. (Eds.). *Biology of the Reptilia*. New York: Society for the Study of Amphibians and Reptiles, 1998. v. 19, p. 485-531.
- SCHILDGER, B.; CASARES, M.; KRAMER, M. Technique of ultrasonography in lizards, snakes and chelonians. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, v. 3, p. 147-155, 1994.
- SCHUMACHER, J.; TOAL, R. L. Advanced radiography and ultrasonography in reptiles. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, v. 10, n. 4, p.162-168, 2001. <http://dx.doi.org/10.1053/saep.2001.24671>
- SEIGEL, R. A.; FORD, N. B. Reproductive ecology. In: SEIGEL, R. A.; COLLINS, J. T.; NOVAK, S. S. (Eds.). *Snakes, ecology and evolutionary biology*. New York: McMillan Publishing Company, 1987. p. 210-252.
- SELLERI, P.; DIVERS, S. J. H. Renal Diseases of Reptiles. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, v. 9, p. 161-174, 2006. PMID:16407084. <http://dx.doi.org/10.1016/j.cvex.2005.10.008>
- STAHL, S. J. Veterinary management of snake reproduction. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, v. 5, p. 615-636, 2002. [http://dx.doi.org/10.1016/S1094-9194\(02\)00017-8](http://dx.doi.org/10.1016/S1094-9194(02)00017-8)
- STAHLSCHMIDT, Z.; BRASHEARS, J.; DENARDO, D. The use of ultrasonography to assess reproductive investment and output in pythons. *Biological Journal of the Linnean Society*, v. 103, p. 772-778, 2011. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1095-8312.2011.01671.x>
- STETTER, M. D. Ultrasonography. In: MADER, D. R. (Ed.). *Reptile medicine and surgery*. 2nd ed. Missouri: Saunders Elsevier Inc, 2006. p. 665-674. <http://dx.doi.org/10.1016/B0-72-169327-X/50041-9>
- TODD, B. D.; ANDREWS, K. M. Response of a reptile guild to forest harvesting. *Conservation Biology*, v. 22, n. 3, p. 753-761, 2008. PMID:18477031. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1523-1739.2008.00916.x>
- VANZOLINI, P. E.; COSTA, A. M. M. R.; VITT, L. J. *Répteis das Caatingas*. Rio de Janeiro: Academia Brasileira de Ciências, 1980. 230 p.
- YOKOYAMA, F.; YOSHIDA, H. The reproductive cycle of the male habu, *Trimeresurus flavoviridis*. *The Snake*, v. 25, p. 55-62, 1993.
- WYNEKEN, J. Normal Reptile Heart Morphology and Function. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, v. 12, p. 51-63, 2009. PMID:19131030. <http://dx.doi.org/10.1016/j.cvex.2008.08.001>
- ZUG, G. R.; VITT, L. J.; CALDWELL, J. P. *Herpetology an introductory biology of amphibians and reptiles*. 2nd ed. San Diego: Academic Press, 2001. 630 p.
- ZWART, P. Renal pathology in reptiles. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, v. 9, n. 1, p. 59-129, 2006. PMID:16407083. <http://dx.doi.org/10.1016/j.cvex.2005.10.005>