

## PRINCÍPIOS DA CARDIOLOGIA DE RÉPTEIS: REVISÃO DE LITERATURA

Elane Barboza da Silva<sup>1</sup>  
Rebeca Azevedo Moura<sup>2</sup>  
Liria Queiroz Luz Hirano<sup>3</sup>

### RESUMO

Apesar da disponibilidade de ferramentas diagnósticas e de parâmetros de referência publicados para algumas espécies, a cardiologia de répteis é uma especialidade que ainda está em desenvolvimento. Ela impõe desafios aos médicos veterinários devido às particularidades anatômicas e fisiológicas do sistema cardiovascular, além da pouca disponibilidade de parâmetros de referência para a maioria das espécies. Os sinais clínicos em répteis portadores de afecções cardíacas muitas vezes são inespecíficos, o que exige uma avaliação física e anamnese bem executadas, consideração do histórico do animal e exames complementares direcionados, como o eletrocardiograma e o ecocardiograma. Além disso, a análise laboratorial de hemograma, bioquímica e quantificação eletrolítica são úteis na avaliação do estado geral do animal, com possibilidade de identificar possíveis distúrbios nutricionais e metabólicos como causa primária. Neste trabalho objetivou-se abordar tópicos relacionados à anatomia e à fisiologia cardíaca, bem como discorrer sobre as técnicas empregadas no diagnóstico cardiológico de répteis.

**Palavras-Chaves:** Reptilia; diagnóstico cardiológico; anatomia cardiovascular; fisiologia cardíaca.

### PRINCIPLES OF REPTILE CARDIOLOGY: LITERATURE REVIEW

#### ABSTRACT

Despite the availability of diagnostic exams and published reference parameters for some species, reptile cardiology is a specialty that is still under development. It imposes challenges to veterinarians due to the anatomical and physiological particularities of the cardiovascular system, in addition to the limited availability of reference parameters for most species. Clinical signs in reptiles with cardiac conditions are often nonspecific, which requires a well-executed physical exam and anamnesis, consideration of the animal's history and targeted complementary tests, such as electrocardiogram and echocardiogram. Furthermore, a laboratory analysis of hemogram, biochemistry and electrolyte quantification are useful in evaluation of the general condition of the animal, in addition to allowing the identification of possible nutritional and metabolic disorders as the primary cause. The aim of this work was to describe the anatomy and physiology cardiac, and the techniques used in cardiological diagnosis of reptiles.

**Keywords:** Reptilia, cardiac diagnosis, cardiovascular anatomy, cardiac physiology

---

<sup>1</sup> Universidade de Brasília. elane.barboza.s@gmail.com

<sup>2</sup> Universidade de Brasília. beccah.moura@gmail.com

<sup>3</sup> Universidade de Brasília. \*Correspondência: liriahirano@unb.br

## PRINCIPIOS DE CARDIOLOGÍA DE REPTILES: REVISIÓN DE LA LITERATURA

### RESUMEN

A pesar de la disponibilidad de herramientas de diagnóstico y parámetros de referencia publicados para algunas especies, la cardiología de reptiles es una especialidad que aún está en desarrollo. Plantea desafíos a los veterinarios debido a las particularidades anatómicas y regulatorias del sistema cardiovascular, además de la limitada disponibilidad de parámetros de referencia para la mayoría de las especies. Los signos clínicos en reptiles con afecciones cardíacas suelen ser inespecíficos, lo que requiere una evaluación física y una anamnesis bien realizadas, la consideración de la historia del animal y pruebas complementarias específicas, como electrocardiograma y ecocardiograma. Además, un análisis de laboratorio de hemograma, bioquímica y cuantificación de electrolitos son útiles para evaluar el estado general del animal, y permitir identificar posibles trastornos nutricionales y metabólicos como causa primaria. El objetivo de este trabajo fue abordar investigaciones relacionadas con la anatomía y fisiología cardíaca, así como discutir las técnicas utilizadas en el diagnóstico cardiológico de los reptiles.

**Palabras-Clave:** reptilia; diagnóstico cardiológico; anatomía cardiovascular; fisiología cardíaca.

### INTRODUÇÃO

O coração reptiliano pode ser classificado em tricavitário ou tetracavitário, quando se considera o número de câmaras cardíacas. Os répteis não crocodilianos possuem três câmaras cardíacas, sendo dois átrios e um ventrículo. Em contraposto, exemplares da ordem Crocodylia possuem o coração com quatro câmaras, sendo dois átrios e dois ventrículos, assim como ocorre em aves e mamíferos (1).

Há descrições de afecções cardiológicas clínicas primárias e secundárias em répteis, entretanto, a publicação desses relatos é escassa e a maior parte inclui achados de necropsia. Além da dificuldade de se estabelecer o diagnóstico exato das causas, muitos sinais clínicos atribuídos a possíveis doenças cardíacas em mamíferos, como regurgitação valvar, derrame pericárdico, fibrose miocárdica, aderência epicárdica, mineralização de vasos e lesões secundárias hepáticas e pulmonares, ainda não têm sua relevância bem determinada para a classe Reptilia (2-6).

Como os sinais clínicos de enfermidades muitas vezes são inespecíficos e notados tardiamente em répteis, um acompanhamento regular é importante, sendo interessante a realização de exames periódicos (7). As principais ferramentas diagnósticas utilizadas na avaliação cardíaca são a auscultação, a eletrocardiografia, a ecocardiografia, a radiografia, a ultrassonografia e a ressonância magnética (8). Entretanto, faltam padrões de referência para auxiliar os médicos veterinários na interpretação dos exames para as diferentes espécies de répteis, por isso, um aprofundamento em estudos sobre o tema é de extrema valia.

O objetivo deste trabalho foi realizar uma revisão literária sobre a cardiologia na classe Reptilia, com direcionamento aos aspectos referentes à anatomia e fisiologia do coração, e ferramentas diagnósticas utilizadas na identificação de desordens e afecções cardíacas nesses animais.

## DESENVOLVIMENTO

### Características do coração de répteis

Na maior parte dos representantes da classe Reptilia, o coração corresponde a cerca de 0,2 a 0,3% da massa corporal total, mas essa porcentagem pode variar de acordo com o nível de atividade física da espécie. O formato cardíaco é alongado em ofídios, ovoide em lagartos e crocodilianos, e amplo e globoide em testudines (4, 9, 10). O coração dos répteis é envolvido pela membrana pericárdica, que se liga ao ápice cardíaco por meio do ligamento *gubernaculum cordis* nos testudines, crocodilianos e na maioria dos lagartos. Excepcionalmente, nas serpentes e nos lagartos varanídeos, não há um ligamento e o coração permanece livre na cavidade pericárdica, o que aumenta a mobilidade do órgão e facilita a deglutição de presas maiores (9, 10).

Quanto à localização, o coração dos répteis está situado na metade cranial da cavidade celomática, no plano sagital mediano. Nos testudines o coração está posicionado ao nível das junções ou das placas umerais e torácicas do plastrão. Nos lagartos, como dragões-barbudos (*Pogona vitticeps*), se localiza próximo à região gular, ou mais caudalmente em algumas espécies, como iguanas e camaleões (9, 10, 11). No caso dos crocodilianos, o coração é encontrado no terço médio do corpo, entre as cinturas peitoral e pélvica (10).

Em serpentes, o coração se localiza cranialmente à bifurcação dos brônquios e ao fígado, e caudalmente à glândula tireoide, próximo aos anéis traqueais caudais e ao polo cranial dos pulmões (10). Nesses répteis, o posicionamento cardíaco pode variar de acordo com o nicho ecológico e a posição filogenética. Em espécies arborícolas e terrestres, o coração se posiciona ao nível de 15 a 25% do comprimento corporal a partir das narinas, enquanto nas espécies aquáticas, entre 25 e 45% (10, 12).

### Câmaras cardíacas

A separação do átrio e do ventrículo em répteis ocorre por meio de valvas atrioventriculares que podem ser classificadas como monocúspides, com formato de sino nos grupos não crocodilianos, e como bicúspide nos crocodilianos. Em algumas espécies, as valvas atrioventriculares podem estar ligadas à musculatura ventricular através de ligamentos fibrosos semelhantes às cordas tendíneas (10). Em relação aos vasos da base, entre o seio venoso e o átrio direito, bem como entre o ventrículo e os arcos aórticos e artéria pulmonar, há valvas semilunares bicúspides, enquanto a abertura que comunica a veia pulmonar ao átrio esquerdo não apresenta valva (9).

Em répteis não crocodilianos, apesar do ventrículo ser um compartimento único, há pregas, cristas e septos incompletos que o divide em três subcâmaras: *cavum pulmonale*, *cavum arteriosum* e *cavum venosum* (9, 10, 13) (Figura 1A). O primeiro localiza-se ventralmente e se estende até a artéria pulmonar, enquanto o *cavum arteriosum* e o *cavum venosum* se posicionam dorsalmente (10). O septo interventricular incompleto desses animais é denominado de *septum vertical* e separa parcialmente o *cavum arteriosum* do *cavum venosum*, de forma que o pequeno espaço de comunicação entre esses dois compartimentos se localiza próximo às valvas atrioventriculares e corresponde ao canal interventricular (1, 4, 14).

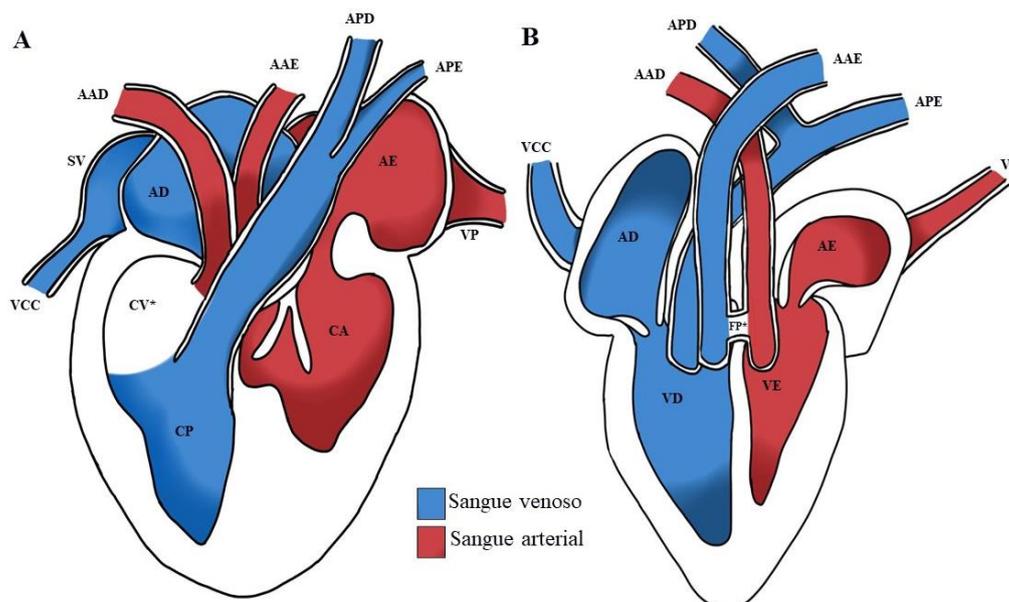


Figura 1. Câmaras cardíacas de répteis. A: Coração tricavitário de répteis não crocodilianos. B: Coração de répteis crocodilianos. Legenda: \*passagens comuns entre sangue venoso e arterial (A = CV\* e B = FP\*); AAD: artéria aorta direita; AAE: artéria aorta esquerda; AD: átrio direito; AE: átrio esquerdo; APD: artéria pulmonar direita; APE: artéria pulmonar esquerda; CA: *cavum arteriosum*; CP: *cavum pulmonale*; CV: *cavum venosum*; FP: Forame de Panizza; SV: seio venoso; VCC: veia cava caudal; VD: ventrículo direito; VE: ventrículo esquerdo; VP: veia pulmonar. Fonte: Autoria própria.

Corações tricavitários de répteis não crocodilianos possuem duas estruturas que impedem uma grande mistura de sangue arterial e venoso ao separarem o *cavum pulmonale* do *cavum venosum* durante a sístole ventricular. A primeira, denominada de crista muscular, tem formato espiralado e se localiza na parede dorsal, se estendendo da base da artéria aorta até o ápice cardíaco, com uma porção incompleta no terço cranial e uma porção completa no ápice ventricular (9, 15). A outra estrutura muscular ventricular é a *bulbus lamelle*, posicionada lateralmente ao canal atrioventricular direito, que se curva sobre e ao redor da crista muscular, previamente descrita, e auxilia na separação dos *cava* (14, 15).

O coração dos répteis possui ainda uma câmara adicional de preenchimento, localizada na região dorsal do coração, denominada de seio venoso (1). Esse compartimento é revestido por uma fina parede muscular contrátil e se conecta ao átrio direito através da abertura sinoatrial (1, 4). Nos crocodilianos, o seio venoso é reduzido e tem um septo interno (10).

Em répteis, as veias pré-cavas ou veias cavas craniais esquerda e direita, veia pós-cava ou veia cava caudal, e veias coronárias drenam sangue venoso sistêmico. Elas desembocam no coração por meio do seio venoso, conectado ao átrio direito. Em algumas espécies, o seio venoso recebe sangue também da veia hepática esquerda e/ou da veia jugular. Por outro lado, a veia pulmonar drena o sangue oxigenado do pulmão que é direcionado ao átrio esquerdo. No caso dos crocodilianos, duas veias pulmonares desembocam no átrio direito, uma direita e outra esquerda (4, 9, 14).

### Vasos da base e vasos coronários

Em relação às vias de ejeção cardíaca, essas incluem as artérias aortas direita e esquerda, cujas paredes se unem e formam o tronco arterial, além da artéria pulmonar comum. No coração

tricavitário, a artéria pulmonar parte do *cavum pulmonale* (10, 14), enquanto os arcos aórticos direito e esquerdo emergem do *cavum venosum*. Após ramificação das artérias aortas direita e esquerda, elas se fundem caudalmente e formam a artéria aorta abdominal comum ou artéria aorta dorsal (10).

No coração tetracavitário dos crocodilianos há duas artérias aortas que surgem cada uma de um ventrículo. O tronco sistêmico direito emerge do ventrículo esquerdo e inclui a artéria aorta direita e as artérias subclávias direita e esquerda. A artéria aorta esquerda e o tronco pulmonar se originam no ventrículo direito. As duas artérias aortas se comunicam em sua base através do Forame de Panizza, que consiste em um canal estreito em formato de fenda (Figura 1B), bem como caudalmente, por meio de uma anastomose localizada na região média da cavidade celomática (9, 10, 17).

Vasos coronários intramurais e extramurais irrigam o miocárdio. A artéria coronária principal tem origem na artéria aorta direita e se ramifica em ramos dorsal e ventral. O ramo ventral irriga a porção direita do miocárdio, enquanto o ramo dorsal percorre o sulco coronário e se ramifica na artéria pós-truncal, irrigando a região ventral do ventrículo, os arcos aórticos e os átrios. A artéria coronária principal ainda irriga as superfícies dorsais do ventrículo, átrio e seio venoso (4, 14).

### **Fluxo sanguíneo no coração tricavitário**

Para o melhor entendimento do fluxo sanguíneo no coração tricavitário, é importante ressaltar que ele possui mecanismos para que a mistura de sangue desoxigenado e oxigenado no ventrículo seja ínfima. As valvas atrioventriculares, quando abertas simultaneamente durante a sístole atrial obstruem parcial ou completamente o canal interventricular. Além disso, a presença de cristas musculares e a contração ventricular em fases, com variação de pressão, ajudam para que não haja mistura, de modo que a sístole ventricular é longa, enquanto a diástole é curta (1, 12).

No coração dos répteis não-crocodilianos o seio venoso recebe o sangue sistêmico, que é direcionado para o átrio direito durante a diástole atrial (1, 9). A sístole atrial conduz o sangue venoso através do óstio atrioventricular para o *cavum venosum* no lado direito do ventrículo e, em seguida, ocorre a passagem para o *cavum pulmonale*. No final da sístole ventricular a crista muscular move-se cranialmente e promove a separação dos *cava venosum* e *pulmonale*, então o sangue é direcionado deste último para o pulmão através da artéria pulmonar (11).

Após a hematose no pulmão, o sangue oxigenado retorna ao átrio esquerdo através da veia pulmonar. Com a sístole atrial esquerda, o sangue é direcionado ao *cavum arteriosum*. No final da diástole ventricular e início da sístole ventricular, ocorre o fechamento das valvas atrioventriculares, o que promove a desobstrução do canal interventricular e permite o fluxo de sangue do *cavum arteriosum* para o *cavum venosum* e, em seguida, para a grande circulação através das artérias aorta direita e esquerda, quando há a sístole ventricular (11).

Nos lagartos varanídeos, a diferença de pressão entre os lados ventriculares direito e esquerdo, juntamente à presença da crista muscular faz com que aconteça separação entre os fluxos de sangue arterial e venoso durante a sístole. O ventrículo exerce uma ação de bombeamento duplo durante a sístole, sendo uma bomba sistêmica de alta pressão e uma bomba pulmonar de baixa pressão (18). As pressões são maiores no *cavum venosum* e no arco sistêmico do que no *cavum pulmonale* e artérias pulmonares (10). Em pítons, a crista muscular e a *bulbus lamelle* dividem os fluxos sistêmico e pulmonar durante a sístole ventricular (9, 19).

## Fluxo sanguíneo no coração tetracavitário

Nos répteis crocodilianos, o septo interventricular completo impede a mistura de sangue venoso e arterial ao nível do coração, de modo que a circulação sistêmica e pulmonar se assemelha à dos mamíferos. Nesses animais, a pressão no ventrículo direito também é menor do que a do esquerdo e nas aortas, com equalização da pressão devido às anastomoses. O sangue desoxigenado do ventrículo direito é bombeado para a circulação pulmonar através da artéria pulmonar, mas também há ejeção para a circulação sistêmica por meio da artéria aorta esquerda. Em contrapartida, o sangue oxigenado do ventrículo esquerdo segue principalmente para a artéria aorta direita, pois uma das valvas bicúspides de transição dobra-se e recobre o Forame de Panizza durante a sístole ventricular (9, 10, 11).

## Shunts cardíacos

Nos répteis, os *shunts* podem ocorrer por mecanismos que dependem da diferença de resistências vascular pulmonar e sistêmica (10). O coração tricavitário de répteis não crocodilianos funciona como uma bomba de ejeção de câmara única e a diferença de pressão pode resultar em *shunt* cardíaco da esquerda para a direita, no qual o sangue ingressa pelo átrio esquerdo do coração e segue novamente na circulação pulmonar através da artéria pulmonar. Em contrapartida, o mecanismo mais comum de *shunt* é o da direita para a esquerda, em que o sangue venoso que alcançou o átrio direito é forçado à circulação sistêmica através do tronco aórtico (20, 21).

O aumento da resistência pulmonar que ocorre durante o mergulho, por exemplo, induz o *shunt* da direita para a esquerda, com aumento do volume sanguíneo para a circulação sistêmica e redução do fluxo sanguíneo pulmonar (20) (Figura 2). Ele ocorre em momentos em que o tônus parassimpático está aumentado e garante a perfusão de órgãos vitais durante situações de anoxia, como a apneia de mergulho. Nessas condições, a frequência cardíaca (FC), o débito cardíaco e o consumo de oxigênio são reduzidos, mantêm-se a resistência vascular periférica e a pressão arterial central, e ocorre vasoconstrição periférica (22, 23). Esse tipo de *shunt* permite que os répteis não crocodilianos conservem energia e oxigênio enquanto estão debaixo d'água (21, 24).

Por outro lado, em situações em que o tônus simpático está exacerbado, com consequente aumento do metabolismo, o *shunt* da esquerda para direita pode estar presente e tem como vantagens facilitar a perfusão pulmonar, aumentar a oxigenação sanguínea e as trocas gasosas. Esse tipo de mecanismo é baseado em diferenças de pressão e ocorre em situações de ventilação normal ou aumentada. Em situações de aumento de temperatura corporal e exercícios de alta intensidade (26, 27), em que há aumento do metabolismo, o *shunt* da direita para esquerda, que é elicitado por tônus vagal, sofre redução ou fica inalterado (26, 28). Então, há aumento da FC, do fluxo sanguíneo pulmonar e oferta de oxigênio, bem como redução da resistência pulmonar (9, 22, 23).

No coração tricavitário, o único compartimento de passagem comum entre as circulações pulmonar e sistêmica é o *cavum venosum*, onde acontece o denominado *shunt* de lavagem. Esse decorre de uma porção de sangue residual, arterial ou venoso, persistente após a sístole ventricular e sua relevância será influenciada pela pré-carga, pós-carga e contratilidade cardíaca (10). Entretanto, considera-se que o *shunt* de lavagem promove mínima mistura de sangue venoso e arterial, pois presume-se que o volume residual no *cavum venosum* após ejeção seja pequeno (18). Em varanos-das-savanas (*Varanus exanthematicus*) estima-se que o volume médio remanescente do *shunt* de lavagem da direita para a esquerda é de 16% e o da esquerda para a direita, 13% (29).

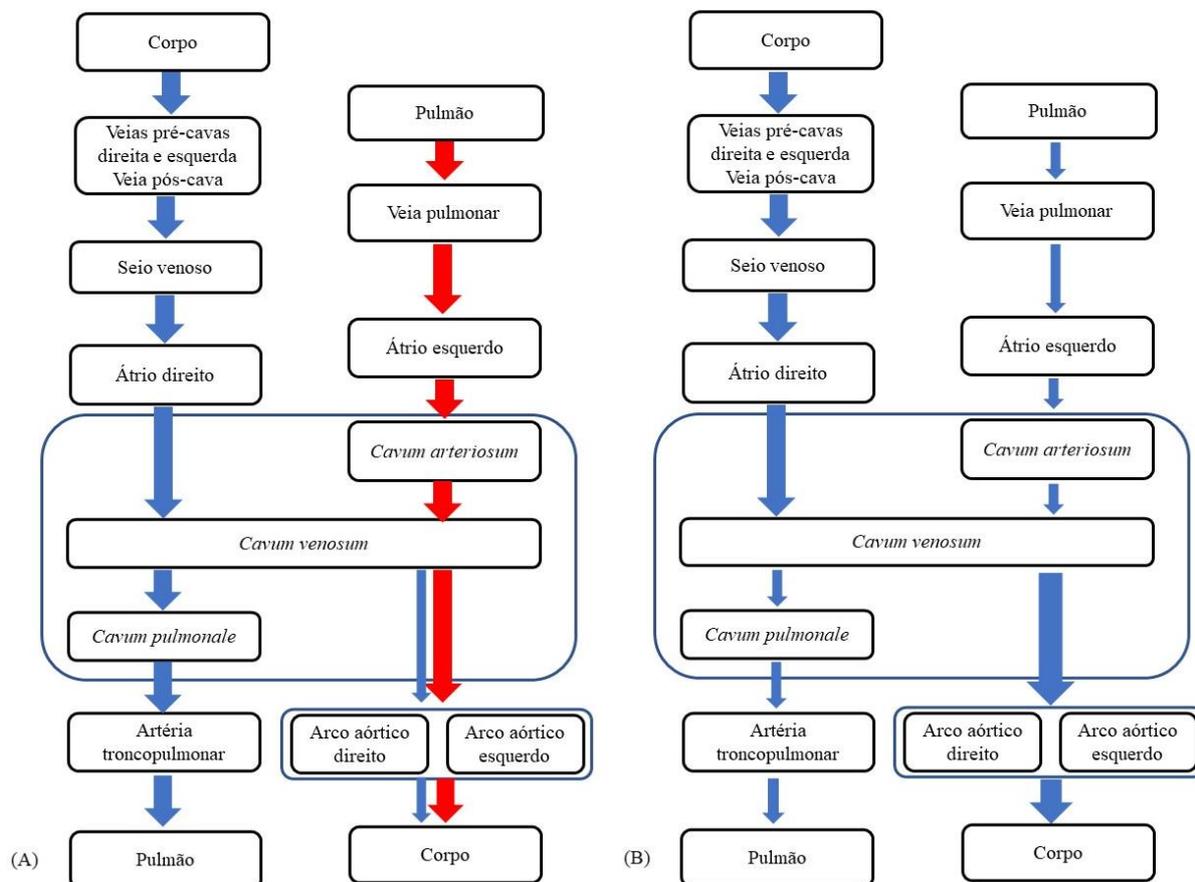


Figura 2. Esquema da circulação sanguínea nos répteis não crocodylianos. (A) Fluxo sanguíneo durante a respiração pulmonar. (B) Fluxo sanguíneo durante a apneia de mergulho. Setas vermelhas indicam fluxo de sangue arterial, enquanto setas azuis indicam sangue venoso. Fonte: adaptado de Kardong (25).

O *shunt* por diferença de pressão também ocorre no Forame de Panizza e pela anastomose da cavidade celomática entre as artérias aortas do crocodylianos, principalmente durante a apneia de mergulho, em que há aumento da resistência pulmonar e restrição do fluxo sanguíneo. Nessa situação, a pressão arterial do ventrículo direito se torna maior do que a pressão da aorta esquerda e, dessa forma, uma parte do sangue ejetado segue para a artéria pulmonar, mas a maior parte é direcionada para a artéria aorta esquerda (9, 10, 11) (Figura 3).

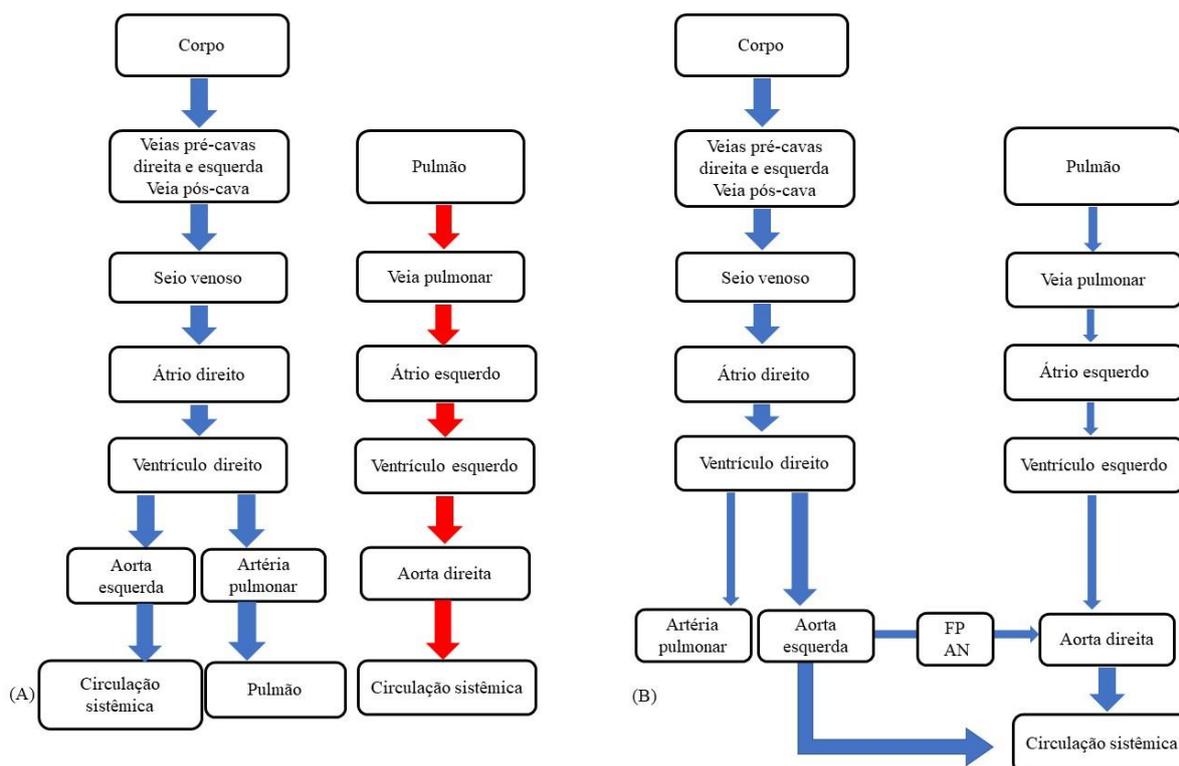


Figura 3. Esquema da circulação sanguínea dos répteis crocodilianos. (A) Desenho esquemático do fluxo sanguíneo durante a respiração pulmonar. (B) Desenho esquemático do fluxo sanguíneo durante a apneia de mergulho. Setas vermelhas indicam fluxo de sangue arterial, enquanto setas azuis indicam sangue venoso. Legenda: AN: anastomose; FP: Forame de Panizza. Fonte: adaptado de Kardong (25).

### Sistema de condução elétrica

Os répteis não possuem um sistema de condução elétrica especializado no coração, com ausência dos nodos sinoatrial e atrioventricular, feixe de His e fibras de Purkinje. As contrações cardíacas nesses animais iniciam-se no seio venoso ligado ao átrio direito, a partir de células marcapasso que despolarizam espontaneamente em toda a sua extensão. O impulso elétrico é propagado do átrio direito para o esquerdo e para o ápice cardíaco (30, 31).

A junção atrioventricular em répteis tem contração lenta e não há tecido fibroso-adiposo isolante entre essas câmaras (9, 10, 32, 33). A condução da despolarização ocorre através de fibras musculares cardíacas especializadas que promovem a condução do estímulo na região da transição atrioventricular. O tecido esponjoso ventricular exerce a função de contração muscular, permitindo alta fração de ejeção, além conduzir a despolarização ventricular (32, 34).

A ativação ventricular acontece da base para o ápice geralmente, mas pode ocorrer também da esquerda para a direita em algumas espécies de testudines de coração largo (32, 34). Há também descrição de condução a partir do ápice para a base no crocodilo-de-água-doce-australiano (*Crocodylus johnstoni*) e jacaré-americano (*Alligator mississippiensis*) (35, 36). A despolarização ventricular se inicia na base do coração e prossegue para a esquerda, enquanto a repolarização se inicia na base e segue de forma simétrica para a esquerda e para a direita, em direção ao ápice. Atrasos na condução elétrica são causados por retardos de transmissão entre os cardiomiócitos dos diferentes compartimentos cardíacos (10). A coordenação das contrações sequenciais é feita pelos arranjos de fibras musculares presentes ao redor e nas aberturas de cada câmara cardíaca (9).

## Ritmo cardíaco

O ritmo cardíaco nos répteis geralmente é sinusal, mas arritmias sinusais também podem ser registradas no ECG. Ritmo de parada sinusal foi registrado em tartarugas-de-orelha-vermelha (*Trachemys scripta elegans*), sendo esse mais frequente e acentuado em indivíduos submetidos à menor temperatura ambiental que, conseqüentemente, apresentam menores temperatura corporal e taxa metabólica basal (37). Adicionalmente, Kaplan e Schwartz (38) relataram arritmias cardíacas causadas por jejum alimentar em testudines.

A FC e o débito cardíacos são reduzidos nos répteis quando comparados aos mamíferos e aves, como reflexo do baixo metabolismo de animais ectotérmicos (11, 20, 39). Entretanto, o volume sistólico assemelha-se ao dos grupos endotérmicos, e em temperaturas mais baixas, o incremento do volume sistólico garante a manutenção do débito cardíaco (39). A variação do volume sistólico e da FC podem compensar e aumentar o débito cardíaco (40). Sob resfriamento, a FC reduz e há vasoconstrição periférica (1), o que pode resultar no *shunt* da esquerda para direita, com redução do fluxo sanguíneo para a periferia devido ao aumento da resistência sistêmica (41). Durante o exercício, a taquicardia associada a nenhuma ou pouca mudança no volume sistólico mantém o débito cardíaco. A taquicardia ocorre por redução do tônus vagal ou por aumento do tônus simpático, e o volume sistólico aumenta devido à elevação do retorno venoso. Em situações de repouso, o volume sistólico é determinado pela vasculatura periférica (42).

Nos répteis, a FC é influenciada por diversos fatores intrínsecos e extrínsecos. Dentre eles podem ser citados taxa metabólica, temperatura ambiental, tamanho corporal, taxas ventilatória e respiratória, equilíbrio hemodinâmico, volume sanguíneo, estresse, estímulos sensoriais, postura, digestão, fármacos sedativos e anestésicos (11, 20, 23, 40). Durante a apneia de mergulho, a FC é reduzida nos répteis (1, 20, 37). Em contrapartida, quando submetidos a altas temperaturas, esses animais desenvolvem taquicardia e vasodilatação periférica. Perdas sanguíneas por hemorragia também podem desencadear taquicardia compensatória nesses animais (1).

A FC média varia de acordo com as espécies e com as condições de temperatura em que é aferida. Em dragões-barbudos (*P. vitticeps*), a média é de 90 bpm, variando entre 24 e 170 bpm em temperatura de 26 a 35°C (10). Na faixa de temperatura entre 22 e 26°C, a FC pode variar de 11 a 136 bpm em serpentes (34), de 45 e 230 em lagartos (10), e de 17,86 e 37 bpm para testudines (37, 43).

## Avaliação cardiológica

### Exame cardíaco

Os sinais clínicos em répteis com doenças cardíacas são inespecíficos e uma anamnese minuciosa é importante na triagem desses casos (1). Os répteis cardiopatas podem apresentar sinais clínicos como letargia, depressão, intolerância a exercícios, respiração com a boca aberta, edema generalizado e periférico, edema em região gular, ascite, edema pulmonar, cianose, inapetência, anorexia, perda de peso, aumento de volume na área cardíaca, arritmias e morte súbita (4, 5).

Um histórico detalhado sobre fatores ambientais, de criação e de dieta, também ajuda na identificação de erros de manejo que podem desencadear desordens cardíacas (1, 5). Desequilíbrios nutricionais por erro de manejo na dieta, por exemplo, podem causar doenças cardiovasculares como a aterosclerose, hipercolesterolemia, estreitamento arterial, aneurisma da aorta, aneurisma ventricular, mineralização distrófica do miocárdio, mineralização

metastática dos grandes vasos associada à deficiência de vitamina D e hiperparatireoidismo nutricional secundário (1, 4, 7).

O exame cardiovascular em répteis deve ser o mais completo possível, apesar das limitações referenciais (8). A temperatura ambiental nunca deve ser negligenciada durante o exame cardíaco desses animais, pois influencia diretamente nos parâmetros. Por isso, é importante que os pacientes sejam mantidos em sua zona de temperatura ótima preferida durante a avaliação. Além disso, os exames laboratoriais de hemograma e bioquímica sérica auxiliam na avaliação da saúde geral do paciente e podem guiar achados de lesões na musculatura cardíaca, a partir de alterações nos níveis de enzimas como creatina quinase e a aspartato aminotransferase (1, 11).

### **Auscultação**

A ausculta cardíaca com o uso de estetoscópio padrão em répteis pode ser limitada devido ao contato inadequado entre o aparelho e a pele do animal, associados aos sons cardíacos de baixa amplitude pela presença de escudos ósseos e osteodermos que recobrem o corpo de algumas espécies (1, 33). A auscultação com o emprego de estetoscópio é possível em squamatas, entretanto, não é eficaz para crocodilianos e testudines (1). Nesses dois grupos, o uso do doppler vascular viabiliza a avaliação da FC. A probe do doppler pode ser posicionada diretamente sobre a área cardíaca em serpentes, na axila em lagartos e crocodilianos, e na região entre o pescoço e o membro torácico em testudines (8, 11).

A confirmação do óbito em répteis por meio da ausência de batimentos cardíacos não é fácil de ser estabelecida, por ser difícil a auscultação em algumas espécies, mesmo em condições fisiológicas (44). Além disso, os traçados eletrocardiográficos e o uso do doppler vascular para análise de fluxo sanguíneo não são plenamente confiáveis, uma vez que os batimentos do coração podem continuar por algumas horas após a morte cerebral (45). Em casos de suspeita de parada cardiorrespiratória em répteis, recomenda-se que o óbito não seja declarado antes que tenham se passado pelo menos 24 horas sem registro de batimento cardíaco, pois há relatos de animais que retornaram e tiveram recuperação completa, mesmo após paradas respiratórias e cardíacas de várias horas (44).

A continuidade dos batimentos cardíacos poderia ser explicada pelo fato dos répteis possuírem uma maior resposta somática ao nível de medula espinhal, com alta tolerância tecidual à hipóxia e à hipotensão por parte dos nervos periféricos, medula espinhal e músculos, inclusive o cardíaco (44). Os répteis também possuem a capacidade de realizar metabolismo anaeróbico e garantir a sobrevivência tecidual após várias horas de hipóxia severa (44), podendo sobreviver em situações em que os batimentos se tornam espaçados a ponto de a frequência ser contada em “minutos por batimento”, ao invés do normal “batimentos por minuto” (46).

### **Radiografia**

A radiografia é útil na avaliação do tamanho do coração em serpentes, crocodilianos e lagartos varanídeos (1). Em algumas espécies, essa técnica pode não ser tão eficiente por conta de características anatômicas, como por exemplo, nos demais lagartos em que o coração é circundado pela cintura peitoral, e nos testudines por conta da sobreposição de escudos ósseos da carapaça e plastrão (11).

Nos testudines, o coração é visualizado na radiografia como uma estrutura opaca com bordas indistintas ventralmente à terminação traqueal (48). Para os crocodilianos recomenda-se as projeções laterais direita e esquerda, dorsoventral e ventrodorsal, com os membros torácicos estendidos cranialmente para reduzir as sobreposições, mas a silhueta cardíaca não é

tão distinguível pelo fato desses animais possuírem osteodermos na região dorsal e ventral do corpo (49).

Nos lagartos, a silhueta cardíaca pode ser avaliada cranioventralmente na cavidade celomática, e nos lagartos varanídeos, mais caudalmente. A silhueta cardíaca em lagartos não tem margens bem distintas, especialmente na projeção dorsoventral, e o coração e grandes vasos são mais bem visualizados em projeção radiográfica látero-lateral. O aumento da silhueta cardíaca em répteis normalmente está associado a derrame pericárdico e cardiopatia estrutural (48).

### **Eletrocardiograma**

O ECG é um exame importante na avaliação cardiológica, assim como na monitoração do ritmo cardíaco durante a anestesia geral (33). Entretanto, a sua interpretação muitas vezes fica limitada devido à falta de parâmetros de referência para determinadas espécies. Esse cenário reforça a importância da realização de ECG como exame de rotina em animais saudáveis, para melhor definição dos padrões normais (11). Devido às baixas amplitudes das ondas captadas em répteis, os aparelhos devem ter boa sensibilidade ou com pré-amplificação para a medição da atividade elétrica cardíaca de forma adequada (8). Outro ponto a ser levado em consideração é que o ECG deve ser realizado com o réptil em sua faixa de temperatura ótima preferida (11), pois esse parâmetro interfere especialmente na onda T e na duração do intervalo QT (37).

Diferentes tipos de eletrodos podem ser usados nos répteis, como os adesivos, pinças aplicadas diretamente na pele, conectadas a agulhas hipodérmicas ou fixadas a material de sutura de aço inoxidável. Neste último exemplo, o animal deve estar sob anestesia (1, 8, 10, 11). O posicionamento dos eletrodos deve ser adaptado de acordo com a espécie (1, 33). Nas serpentes, os eletrodos são posicionados baseados no triângulo de Einthoven modificado, na derivação 2. Dessa forma, o eletrodo vermelho é posicionado cranialmente ao coração, no lado direito do corpo (eletrodo negativo), o eletrodo amarelo também é colocado em posição cranial ao coração, porém na região lateral esquerda, e o eletrodo verde é posicionado caudalmente ao coração, na lateral esquerda do corpo (eletrodo positivo) (33). O eletrodo neutro pode ser colocado no lado direito em frente ao eletrodo positivo (10).

Nos testudines, lagartos e crocodilianos, os eletrodos amarelo e vermelho podem ser posicionados nos antímeros esquerdo e direito, respectivamente, com fixação na pele dos membros torácicos ou base do pescoço. No caso dos eletrodos verde e preto, esses podem ser posicionados nos antímeros esquerdo e direito do corpo, respectivamente, na região cranial à pelve (1, 10, 51) (Figura 4). Em testudines também foi descrita a utilização de eletrodos adesivos e do tipo pinça com o mesmo posicionamento, mas fixados diretamente no plastrão ou na carapaça (8).

No ECG, a FC em cobra-do-milho (*Pantherophis guttatus*) pode ser calculada pela quantidade de ondas R a cada 30 segundos em velocidade de 50 mm/s e sensibilidade de 20mm/mV (33). Já em tartaruga-da-Amazônia (*Podocnemis expansa*), a FC foi calculada, em registro de mesma velocidade e sensibilidade 10 mm/mV, a partir dos intervalos R-R em milímetros, dividido por 3.000 (52). Outra avaliação realizada nesse exame é a determinação do eixo cardíaco médio, que consiste no ângulo entre o eixo elétrico dominante e a derivação (D) I do triângulo de Einthoven (53, 54) e pode ser estimado pela soma das amplitudes das deflexões positivas e negativas em DII e DIII (33). Entretanto, a obtenção desse valor é dificultada em répteis devido ao baixo potencial e pela falta de consistência na colocação dos eletrodos (10). O eixo cardíaco em tartarugas-de-orelha-vermelha (*T. scripta elegans*) varia entre 60 e 90 graus (37). Wang et al. (55) estimaram o eixo cardíaco em jacaré-da-china

(*Alligator sinensis*) pela amplitude das ondas R nas derivações DII e DIII, e obtiveram no plano frontal, um eixo que variou entre os graus +75 e +89.



Figura 4. Posicionamento dos eletrodos para exame de eletrocardiografia em *Caiman crocodilus*. Notar a sustentação da cabeça para evitar a compressão ocular e estimulação vagal. Fonte: Autoria própria

O batimento cardíaco nos répteis é representado no ECG por uma onda P, um complexo QRS e uma onda T, semelhante ao que é registrado para aves e mamíferos. As ondas P, QRS e T correspondem à despolarização atrial, despolarização ventricular e repolarização ventricular, respectivamente (10). Uma onda SV pode estar presente entre as ondas T e P seguinte, e representa a despolarização do seio venoso e da veia cava caudal (9, 10, 11). O registro da onda SV depende do posicionamento dos eletrodos e pode sofrer interferência da atividade da musculatura esquelética, de forma que algumas vezes pode ser difícil distingui-la da onda T anterior (10, 33, 43, 53).

A ocorrência da onda SV varia entre as espécies e foi registrada em cerca de 25% dos ECG das serpentes da espécie *Chionactis occipitalis* (34), 45% em jiboias (*Boa constrictor constrictor*) (56) e numa porcentagem menor do que 10% dos registros em lagartos (34). Há registros de ondas SV também nas espécies cobra-rei-do-deserto (*Lampropeltis getulus*) e sucuri-verde (*Eunectes murinus*) (57). Por outro lado, estudos eletrocardiográficos com cobra-do-milho (*P. guttatus*) e tartarugas-de-orelha-vermelha (*T. scripta elegans*) relataram ausência de ondas Q, S e SV (33, 37, 43).

A onda P típica é monofásica, tem baixa amplitude e curta duração com deflexão positiva em DII, mas também pode se apresentar com deflexão negativa ou bifásica (33, 53). O intervalo PQ é compreendido do início da onda P até o início do complexo QRS, mas nos répteis muitas vezes não se visualiza as ondas Q e S, então este intervalo é denominado PR. Nesses animais o intervalo PR tem média de  $0,44 \pm 0,04$  s (33, 37, 43, 54). Consequentemente, tem-se um intervalo RT, medido do início da onda R até o final da onda T. Os intervalos PR e RT são proporcionalmente longos, com duração do complexo QRS maior do que a duração da onda P (33, 51). A onda T é monofásica e tem amplitude moderada a baixa, pode ter deflexão negativa ou positiva em DII (33, 37, 43, 52).

Em estudo realizado com tartaruga-da-amazônia (*P. expansa*), as ondas T apresentaram amplitude superior à do complexo QRS, que por sua vez tiveram deflexão bimodal (52) e em tartaruga-verde (*Chelonia mydas*), ondas T bifásicas foram registradas (58). Nos répteis, os

segmentos TP, do final da onda T ao começo da P, são curtos (1, 37, 43), de forma que em tartaruga-da-amazônia (*P. expansa*) o intervalo representa um quarto do ciclo cardíaco (52), com possibilidade de ocorrência de fusão precoce de ondas T e P (33). O encurtamento do intervalo TP, juntamente com um aumento da FC, foi interpretado como estresse durante a realização de ECG em cobra-do-milho (*P. guttatus*) (33). Por outro lado, observou-se que temperaturas baixas aumentam a duração do segmento TP (37).

### Ecocardiografia

A ecocardiografia é uma técnica ultrassonográfica não invasiva de eleição para a avaliação cardíaca estrutural e de fluxo sanguíneo, mas que especialmente no caso dos répteis, ainda é subutilizada devido às limitações como disponibilidade do equipamento e falta de treinamento dos médicos veterinários (11). Para a realização e interpretação de ecocardiografia em répteis, conhecimentos acerca das particularidades da fisiologia e da anatomia cardíaca desses animais são essenciais (59).

O exame ecocardiográfico permite a avaliação do movimento e da função do coração e das valvas cardíacas. Ele é útil na identificação de cardiomegalia, cardiomiopatia, derrame pericárdico, déficits estruturais e presença de massas cardíacas e de cristais de urato (11, 59). Além disso, com o doppler colorido, pode-se avaliar o fluxo sanguíneo intracardíaco e dos vasos, sendo importante na detecção de anomalias de enchimento das câmaras cardíacas, defeitos nas valvas e afecções em grandes vasos (11). A avaliação anatômica é realizada através dos modos B e M, enquanto a do fluxo sanguíneo no coração e nos vasos da base é feita através do modo Doppler (59).

Não existem diretrizes de exame ecocardiográfico para muitas espécies de répteis. A extrapolação de padrões de animais domésticos requer cuidado, devido às diferenças de tamanho e de parâmetros cardiovasculares, por isso, transdutores com equipamentos adequados são necessários. A técnica ecocardiográfica exige modificações para a obtenção de janela acústica viável, pois nos répteis há particularidades anatômicas das vísceras e do esqueleto, como por exemplo, a presença de casco em tartarugas, que pode influenciar ou dificultar a obtenção de imagens. Ocasionalmente, a sedação é necessária para animais não cooperativos (59), ou pode-se ainda cobrir a cabeça e pressionar o globo ocular em testudines, crocodilianos e lagartos, para realizar o estímulo vagal e reduzir as atividades dos animais (3).

O tipo de transdutor utilizado na ecocardiografia varia conforme o tamanho e a espécie. Os transdutores de alta frequência (10-12 MHz), que fornecem mais detalhes ao avaliar tecidos a uma profundidade de 1 a 4 cm, são os mais indicados para répteis por conta da relativa limitação de profundidade tecidual desses animais. Para serpentes e lagartos, recomenda-se o uso de um transdutor linear, enquanto para testudines, o transdutor biconvexo é mais adequado (11).

Quanto ao tamanho do animal, os transdutores de 15 a 20 MHz são adequados para animais com menos de 250 g de peso corporal; transdutor de 10 a 15 MHz para animais entre 250 g a 2kg; transdutor de 5 a 8 MHz para animais de 2 a 20 kg; e transdutor de 3 a 5 MHz para exemplares com mais de 20 kg. Uma grossa camada de gel ultrassonográfico deve ser aplicada entre 10 minutos ou mais antes do início do exame para que penetre entre as escamas de forma a reduzir bolsas de ar e minimizar a ocorrência de artefatos de imagem. A presença de ar entre ou sob as escamas pode criar uma barreira acústica para as ondas ultrassonográficas. Uma outra opção é a utilização de uma bacia rasa com água aquecida (10, 59).

Por conta da presença do plastrão ventralmente, a janela acústica utilizada em testudines é a da região cervicobraquial (10, 59). Poser e colaboradores (2001), em estudo ecocardiográfico com tartaruga-de-orelha-vermelha (*T. scripta elegans*), obtiveram melhores imagens através da utilização da janela cervicobraquial direita. Nas serpentes, a probe é

posicionada sobre as escamas ventrais ao nível do coração. Nos lagartos, a janela acústica localiza-se na região axilar e a probe deve ser direcionada medialmente. Nos crocodilianos e lagartos varanídeos o posicionamento da probe também é na lateral do corpo mais caudalmente, por conta das costelas que podem interferir na obtenção de imagens (11).

### Exames de imagem avançados

Os exames de imagem mais modernos, como a tomografia computadorizada (TC) e a ressonância magnética (RM), têm especial valor na avaliação cardiológica de espécies de testudines, para os quais as técnicas radiográficas comuns apresentam limitações. Ambos os exames fornecem detalhes importantes dos órgãos. A TC necessita de um intervalo menor de execução, o que deve ser considerado pois reflete o tempo em que o animal permanece sob anestesia. A ressonância magnética é mais indicada para avaliação de tecidos moles devido à alta capacidade de diferenciação, mas os fatores limitantes para seu uso são a duração maior do procedimento, os altos custos e a disponibilidade de equipamentos (10, 11).

### CONSIDERAÇÕES FINAIS

A classe Reptilia é muito diversificada e as particularidades das espécies devem ser consideradas pelos médicos veterinários durante a avaliação clínica desses pacientes, pois vão refletir no direcionamento do diagnóstico e na terapêutica das doenças. O conhecimento das características anatomofisiológicas e da predisposição a distúrbios metabólicos desencadeados por manejo inadequado, associado à melhor compreensão da evolução das cardiopatias nesses animais também são essenciais.

A utilização das técnicas e exames diagnósticos cardiológicos, compreendidas suas indicações e limitações de acordo com a espécie, estão atreladas à correta interpretação. Recomenda-se que a avaliação cardiológica seja padronizada como um dos exames de rotina em répteis, para que se obtenha parâmetros basais individuais e, com essa avaliação adotada de forma preventiva, seja possível reconhecer desordens cardiovasculares mais precocemente.

### REFERÊNCIAS

- 1 Kik MJL, Mitchell MA. Reptile cardiology: a review of anatomy and physiology, diagnostic approaches, and clinical disease. *Semin Avian Exot Pet Med*. 2005;14(1):52-60. doi: 10.1053/j.saep.2005.12.009.
- 2 Stumpel JBG, Del-Pozo J, French A, Eatwell K. Cardiac hemangioma in a corn snake (*Pantherophis guttatus*). *J Zoo Wildl Med*. 2012;43(2):360-6. doi: 10.1638/2011-0130.1.
- 3 Dahhan M. Elektrokardiographische Untersuchungen beim Grünen Leguan (*Iguana iguana*) [tese]. Munique: Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians, Universität München; 2006. doi: 10.5282/edoc.5524.
- 4 Bogan JE Jr. Ophidian cardiology - a review. *J Herpetol Med Surg*. 2017;27(1-2):62-77. doi: 10.5818/1529-9651-27.1-2.62.
- 5 Walker B, Eustace R, Thompson KA, Schiller CA, Leone A, Garner M. Degenerative cardiac disease in two species of tortoise (*Chelonoidis nigra complex*, *Centrochelys sulcata*). *J Zoo Wildl Med*. 2023;54(1):164-74. doi: 10.1638/2022-0093.

- 6 Gustavsen KA, Saunders AB, Young BD, Winter RL, Hoppes SM. Echocardiographic and radiographic findings in a cohort of healthy adult green iguanas (*Iguana iguana*). J Vet Cardiol. 2014;16(3):185-96. doi: 10.1016/j.jvc.2014.05.002.
- 7 Pará JA, Lentini AM. Reptile geriatrics. Vet Clin North Am Exot Anim Pract. 2010;13(1):15-25. doi: 10.1016/j.cvex.2009.09.003.
- 8 Nógrádi AL, Balogh M. Establishment of methodology for non-invasive electrocardiographic measurements in turtles and tortoises. Acta Vet Hung. 2018;66(3):365-75. doi: 10.1556/004.2018.033.
- 9 Wyneken J. Normal reptile heart morphology and function. Vet Clin North Am Exot Anim Pract. 2009;12(1):51-63. doi: 10.1016/j.cvex.2008.08.001.
- 10 Schilliger L, Girling S. Cardiology. In: Divers SJ, Stahl SJ. Maders's reptile and amphibian medicine and surgery. 3rd ed. St. Louis: Elsevier; 2019. p. 669-98.
- 11 Mitchell MA. Reptile cardiology. Vet Clin North Am Exot Anim Pract. 2009;12(1):65-79. doi: 10.1016/j.cvex.2008.10.001.
- 12 Grego KF, Albuquerque LR, Kolesnikovas CKM. Squamata (Serpentes). In: Cubas ZS, Silva JCR, Catão-Dias JL. Tratado de animais selvagens: medicina veterinária. 2a ed. São Paulo: Roca; 2014. p. 186-218.
- 13 Jensen B, Abe AS, Andrade DV, Nyengaard JR, Wang T. The heart of the South American rattlesnake, *Crotalus durissus*. J Morphol. 2010;271(9):1066-77. doi: 10.1002/jmor.10854.
- 14 Jensen B, Nyengaard JR, Pedersen M, Wang T. Anatomy of the python heart. Anat Sci Int. 2010;85(4):194-203. doi: 10.1007/s12565-010-0079-1.
- 15 Jensen B, Wang T, Christoffels VM, Moorman AFM. Evolution and development of the building plan of the vertebrate heart. Biochim Biophys Acta. 2013;1833(4):783-94. doi: 10.1016/j.bbamcr.2012.10.004.
- 16 Cook AC, Tran V-H, Spicer DE, Rob JMH, Sridharan S, Taylor A, et al. Sequential segmental analysis of the crocodilian heart. J Anat. 2017;231(4):484-99. doi: 10.1111/joa.12661.
- 17 Alves AC, Ribeiro DBCL, Cotrin JV, Resende HRA, Drummond CD, Almeida FRCL, et al. Descrição morfológica do coração e dos vasos da base do jacaré-do-pantanal (*Caiman yacare* Daudin, 1802) proveniente de zoológico. Pesqui Vet Bras. 2016;36 Supl 1:8-14. doi: 10.1590/S0100-736X2016001300002.
- 18 Burggren W, Johansen K. Ventricular haemodynamics in the monitor lizard *Varanus exanthematicus*: pulmonary and systemic pressure separation. J Exp Biol. 1982;96(1):343-54. doi: 10.1242/jeb.96.1.343.
- 19 Starck JM. Functional morphology and patterns of blood flow in the heart of Python regius. J Morphol. 2009;270(6):673-87. doi: 10.1002/jmor.10706.

- 20 Long SY. Approach to reptile emergency medicine. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract.* 2016;19(2):567-90. doi: 10.1016/j.cvex.2016.01.013.
- 21 Stephenson A, Adams JW, Vaccarezza M. The vertebrate heart: an evolutionary perspective. *J Anat.* 2017;231(6):787-97. doi: 10.1111/joa.12687.
- 22 Hicks JW. The physiological and evolutionary significance of cardiovascular shunting patterns in reptiles. *News Physiol Sci.* 2002;17(6):241-5. doi: 10.1152/nips.01397.2002.
- 23 Dutra GHP. Testudines (Tigre d'água, Cágado e Jabuti). In: Cubas ZS, Silva JCR, Catão-Dias. *Tratado de animais selvagens: medicina veterinária.* 2a ed. São Paulo: Roca; 2014. p. 219-58.
- 24 Bettex DA, Prêtre R, Chassot P-G. Is our heart a well-designed pump? The heart along animal evolution. *Eur Heart J.* 2014;35(34):2322-32. doi: 10.1093/eurheartj/ehu222.
- 25 Kardong KV. The circulatory system. In: Kardong KV. *Vertebrates: comparative anatomy, function, evolution.* 6th ed. New York: McGraw-Hill; 2012. p. 451-98.
- 26 Wang T, Warburton S, Abe A, Taylor T. Vagal control of heart rate and cardiac shunts in reptiles: relation to metabolic state. *Exp Physiol.* 2001;86(6):777-84.
- 27 Wang T, Taylor EW, Andrade D, Abe AS. Autonomic control of heart rate during forced activity and digestion in the snake *Boa constrictor*. *J Exp Biol.* 2001;204(Pt 20):3553-60. doi: 10.1242/jeb.204.20.3553.
- 28 Wang T, Hicks JW. An integrative model to predict maximum O<sub>2</sub> uptake in animals with central vascular shunts. *Zoology (Jena).* 2002;105(1):45-53. doi: 10.1078/0944-2006-00043.
- 29 Berger PJ, Heisler N. Estimation of shunting, systemic and pulmonary output of the heart, and regional blood flow distribution in unanaesthetized lizards (*Varanus exanthematicus*) by injection of radioactively labelled microspheres. *J Exp Biol.* 1977;71:111-21. doi: 10.1242/jeb.71.1.111.
- 30 Geddes LA. Electrocardiograms from the turtle to the elephant that illustrate interesting physiological phenomena. *Pacing Clin Electrophysiol.* 2002;25(12):1762-70. doi: 10.1046/j.1460-9592.2002.01762.x.
- 31 Burkhard S, Van Eif V, Garric L, Christoffels VM, Bakkens J. On the evolution of the cardiac pacemaker. *J Cardiovasc Dev Dis.* 2017;4(2):4. doi: 10.3390/jcdd4020004.
- 32 Jensen B, Boukens BJD, Postma AV, Gunst QD, Van Den Hoff MJB, Moorman AFM, et al. Identifying the evolutionary building blocks of the cardiac conduction system. *PLoS One.* 2012;7(9):e44231. doi: 10.1371/journal.pone.0044231.
- 33 Lewis M, Bouvard J, Eatwell K, Culshaw G. Standardisation of electrocardiographic examination in corn snakes (*Pantherophis guttatus*). *Vet Rec.* 2020;186(19):e29. doi: 10.1136/vr.105713.

- 34 Mullen RK. Comparative electrocardiography of the squamata. *Physiol Zool.* 1965;40(2):114-26. doi: 10.1086/physzool.40.2.30152446.
- 35 Christian E, Grigg GC. Electrical activation of the ventricular myocardium of the crocodile *Crocodylus johnstoni*: a combined microscopic and electrophysiological study. *Comp Biochem Physiol A Mol Integr Physiol.* 1999;123(1):17-23. doi: 10.1016/S1095-6433(99)00024-0.
- 36 Syme DA, Gamperl K, Jones DR. Delayed depolarization of the cog-wheel valve and pulmonary-to-systemic shunting in alligators. *J Exp Biol.* 2002;205(Pt 13):1843-51. doi: 10.1242/jeb.205.13.1843.
- 37 Giannico AT, Somma AT, Lima L, Oliveira ST, Lange RR, Tyszka RMT, et al. Parâmetros eletrocardiográficos de tigras-d'água norte-americanas (*Trachemys scripta elegans*) em duas temperaturas corporais. *Pubvet.* 2016;6(24):1405.
- 38 Kaplan HM, Schwartz C. Electrocardiography in turtles. *Life Sci (1962).* 1963;9:637-45. doi: 10.1016/0024-3205(63)90147-4.
- 39 Dawson WR, Bartholomew GA. Metabolic and cardiac responses to temperature in the lizard *Dipsosaurus dorsalis*. *Physiol Zool.* 1958;31(2):100-11.
- 40 Lillywhite HB, Zippel KC, Farrell AP. Resting and maximal heart rates in ectothermic vertebrates. *Comp Biochem Physiol A Mol Integr Physiol.* 1999;124(4):369-82. doi: 10.1016/S1095-6433(99)00129-4.
- 41 Galli G, Taylor EW, Wang T. The cardiovascular responses of the freshwater turtle *Trachemys scripta* to warming and cooling. *J Exp Biol.* 2004;207(Pt 9):1471-8.
- 42 Wang T, Joyce W, Hicks JW. Similitude in the cardiorespiratory responses to exercise across vertebrates. *Curr Opin Physiol.* 2019;10:137-45. doi: 10.1016/j.cophys.2019.05.007.
- 43 Holz RM, Holz P. Electrocardiography in anaesthetised red-eared sliders (*Trachemys scripta elegans*). *Res Vet Sci.* 1995;58(1):67-9. doi: 10.1016/0034-5288(95)90091-8.
- 44 Costello MF. Principles of cardiopulmonary cerebral resuscitation in special species. *Semin Avian Exot Pet Med.* 2004;13(3):132-41. doi: 10.1053/j.saep.2004.03.003.
- 45 Underwood W, Anthony R. AVMA guidelines for the euthanasia of animals: 2020 edition. Retrieved on March. Schaumburg: American Veterinary Medical Association; 2020.
- 46 Warren K. Reptile euthanasia - no easy solution? *Pac Conserv Biol.* 2014;20(1):25-7.
- 47 Gartrell BD, Kirk EJ. Euthanasia of reptiles in New Zealand: current issues and methods. *Kokako.* 2005;12(1):12-5.
- 48 Holmes SP, Divers SJ. Radiography - Chelonians. In: Divers SJ, Stahl SJ. *Maders's reptile and amphibian medicine and surgery.* 3rd ed. St. Louis: Elsevier; 2019. p. 514-27.

- 49 Rademacher N, Nevarez JG. Radiography - Crocodilians. In: Divers SJ, Stahl SJ. Maders's reptile and amphibian medicine and surgery. 3rd ed. St. Louis: Elsevier; 2019. p. 528-42.
- 50 Holmes SP, Divers SJ. Radiography - Lizards. In: Divers SJ, Stahl SJ. Maders's reptile and amphibian medicine and surgery. 3rd ed. St. Louis: Elsevier; 2019. p. 491-502.
- 51 Cermakova E, Piskovska ANNA, Trhonova V, Schilliger L, Knotek Z. Comparison of three ECG machines for electrocardiography in green iguanas (*Iguana iguana*). Vet Med. 2021;66(2):66-71. doi: 10.17221/39/2020-VETMED.
- 52 Carvalho SFM, Santos ALQ. Valores das ondas do eletrocardiograma de tartarugas-da-Amazônia (*Podocnemis expansa* Schweigger, 1812) (Testudines). Ars Vet. 2006;22(2):117-21. doi: 10.15361/2175-0106.2006v22n2p117-121.
- 53 Valentinuzzi ME, Hoff HE, Geddes LA. Electrocardiogram of the snake: effect of the location of the electrodes and cardiac vectors. J Electrocardiol. 1969;2(3):245-52. doi: 10.1016/S0022-0736(69)80084-1.
- 54 Boukens BJD, Kristensen DL, Filogonio R, Carreira LBT, Sartori MR, Abe AS, et al. The electrocardiogram of vertebrates: evolutionary changes from ectothermy to endothermy. Prog Biophys Mol Biol. 2019;144:16-29. doi: 10.1016/j.pbiomolbio.2018.08.005.
- 55 Wang Z-X, Sun N-Z, Mao W-P, Chen J-P, Huang G-Q. An analysis of electrocardiogram of *alligator sinensis*. Comp Biochem Physiol A Physiol. 1991;98(1):89-95. doi: 10.1016/0300-9629(91)90582-W.
- 56 Valentinuzzi ME. Electrophysiology and mechanics of the snake heart beat [dissertação]. Houston Baylor: Houston Baylor University; 1969.
- 57 Valentinuzzi ME, Hoff HE, Geddes LA. Electrocardiogram of the snake: intervals and durations. J Electrocardiol. 1969;2(4):343-52. doi: 10.1016/S0022-0736(69)80004-X.
- 58 Okuyama J, Shiozawa M, Shiode D. Heart rate and cardiac response to exercise during voluntary dives in captive sea turtles (Cheloniidae). Biol Open. 2020;9(2):bio049247. doi: 10.1242/bio.049247.
- 59 Pereira YM, Pizzi R. Echocardiography of the weird and wonderful: tarantulas, turtles and tigers. Ultrasound. 2012;20(2):113-9.

**Recebido em: 08/08/2023**

**Aceito em: 06/05/2024**