

Anestesia para redução de fratura de casco em uma tartaruga-tigre-d'água (*Trachemys dorbignii*)

Anesthesia for Shell Fracture Reduction in a Turtle D'Orbigny's slider (*Trachemys dorbignii*)

Ítallo Barros de Freitas¹, Gilberto Serighelli Júnior¹, Carolina Cauduro da Rosa¹,
Everton Bruno dos Anjos², Johweyne Barcick Martins², Adriana Marks²,
Juan Carlos Duque Moreno¹ & Peterson Triches Dornbusch¹

ABSTRACT

Background: In reptile veterinary practice, trauma incidents are increasingly prevalent due to various etiologies. However, compared to other domestic mammals, the literature is notably sparse and contains few documented cases. Anesthetic management in chelonians for surgical procedures presents unique challenges and considerations due to species-specific physiological differences. This report aims to detail the anesthesia protocol employed for the correction of an automotive-induced shell fracture in a turtle D'Orbigny's slider (*Trachemys dorbignii*).

Case: One turtle mature D'Orbigny's slider (*Trachemys dorbignii*) weighing 1,3 kg presented with a caudal right shell fracture, approximately 8 cm in wedge shape, extending from the peripheral edge to the midline. The patient exhibited signs of pain and discomfort upon initial examination but remained stable for surgical intervention. Pre-anesthetic medication included dexmedetomidine (10 mcg/kg), esketamine (10 mg/kg) and methadone (1 mg/kg) administered intramuscularly to achieve sedation. Anesthesia induction was facilitated via jugular cannulation, with propofol administered intravenously at 4 mg/kg. Endotracheal intubation was performed, and anesthesia was maintained with isoflurane in oxygen via a circle breathing system, titrated to effect. Concurrently, a lateral approach intercoccygeal epidural block was administered using 2% lidocaine without vasoconstrictor (0.1 mL / 5 cm of carapace) to provide regional anesthesia and perioperative analgesia. Fracture reduction involved careful manipulation and alignment of the shell fragments followed by hemicerclage application using stainless steel wires and subsequent application of bone cement (polymethylmethacrylate) to stabilize and promote healing of the fracture site.

Discussion: D'Orbigny's slider (*Trachemys dorbignii*), commonly known as the South American river turtle, belongs to the Emydidae family and inhabits freshwater environments. Anesthesia management in reptiles requires meticulous pre-anesthetic assessment to maintain body temperature near the upper limits of the ideal range, crucial for preventing metabolic compromise. Pre-anesthetic medication plays a pivotal role in facilitating procedures such as endotracheal intubation and jugular catheterization, often combining ketamine and alpha-2 adrenergic agonists for induction. Drug administration must consider the unique reptilian portal-renal system, where only a fraction of blood from the hind 3rd of chelonians directly reaches the kidneys, emphasizing the importance of thoracic limb administration to minimize complications. Jugular access was employed for drug delivery in this case, with thoracic limb access facilitating fluid administration and ongoing anesthetic support. Propofol induction and maintenance with isoflurane are recommended due to their rapid metabolism and excretion in reptilian species, ensuring precise titration and expedited postoperative recovery. Anesthetic recovery in reptiles can be prolonged, necessitating controlled environmental conditions and vigilant monitoring of oropharyngeal reflexes for safe extubation. Surgical interventions, such as shell fracture reduction, commonly involve advanced techniques like stainless steel wire cerclage and bone cement application to expedite healing and ensure optimal shell integrity and function restoration, essential for the successful rehabilitation of reptilian patients undergoing complex surgical procedures.

Keywords: anesthesia, Chelonian, D'Orbigny's slider, fracture reduction, *Trachemys dorbignii*.

Descritores: anestesia, quelônios, tigre-d'água, redução de fratura, *Trachemys dorbignii*.

DOI: 10.22456/1679-9216.141984

Received: 16 August 2024

Accepted: 21 November 2024

Published: 27 December 2024

¹Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias (PPGCV), Setor de Ciências Agrárias (SCA), Universidade Federal do Paraná (UFPR), Curitiba, PR, Brazil. ²Private Veterinary Practitioner, Curitiba. CORRESPONDENCE: P.T. Dornbusch [petriches@ufpr.br]. Rua dos Funcionários n. 1540. CEP 80035-050 Curitiba, PR, Brazil.

INTRODUÇÃO

As interações entre o homem e a vida selvagem estão se tornando mais próximas à medida que os complexos urbanos se expandem em direção ao ambiente nativo. Essa proximidade aumenta a incidência de acidentes envolvendo a fauna circundante incluindo os quelônios, tartarugas, cágados e jabutis [1]. Esses, sendo encontrados em toda a superfície terrestre, exceto no continente Antártico, e mais recentemente sendo criados como animais de estimação [17].

Tendo em vista essa problemática, o número de incidentes que resultam em fraturas de carapaça tem aumentado [12], atrelado principalmente ao aumento da interação com humanos. Essas fraturas podem ocorrer como consequência de mordidas de animais, como cães e gatos, atropelamentos por automóveis, quedas ou cortadores de grama [3,17]. O casco dos quelônios é constituído por um arcabouço ósseo recoberto por placas córneas; composto por uma parte dorsal chamada carapaça, que recobre o dorso do animal, e uma porção ventral mais plana denominada plastrão, que envolve seu ventre. A derme é ossificada e a epiderme é modificada em tecido córneo [12,17].

As fraturas de casco têm consequências graves, incluindo infecções com formação de abscessos, lesões pulmonares que podem resultar em pneumonia necrótica e, em casos mais graves, celomite fibrinogênica, seps e morte do animal [19]. Este relato de caso descreve a ocorrência de uma fratura de casco em tartaruga-tigre-d'água (*Trachemys dorbigni*), detalhando o manejo clínico, a estabilização inicial, os procedimentos terapêuticos adotados e os desfechos clínicos observados.

CASO

Foi atendida na clínica veterinária Inove Saúde Animal, em Curitiba, Paraná, 1 fêmea tartaruga-tigre-d'água (*Trachemys dorbigni*) com fratura na região caudal da carapaça, decorrente de uma queda do 2º. andar. A paciente de 30 anos pesando 1,3 kg, apresentava uma fratura completa em forma de cunha de cerca de 8 cm, além de outro fragmento circundando o casco caudal direito até a linha média.

O exame físico revelou que a paciente estava ativa, alerta e devidamente hidratada, apresentando frequência cardíaca dentro dos parâmetros de referência para a espécie, aferida por doppler vascular. A higienização da região lesionada foi prontamente

realizada após o atendimento inicial, considerando que o ferimento era recente e não apresentava sinais de infecção. Em seguida, foi solicitado um exame radiográfico da carapaça (Figura 1A) e a paciente foi internada para estabilização clínica e posterior correção cirúrgica. Na abordagem inicial, foi administrada enrofloxacin¹ [Chemitril 2,5% - 10 mg/kg, SID], meloxicam² [Maxicam 0,2% - 0,3 mg/kg, SID] e cloridrato de metadona³ [Mytedom - 1 mg/kg, BID] por via intramuscular no membro torácico. A reposição hídrica foi conduzida por via intracelomática, com administração de 5 mL de soro fisiológico a cada 4 horas. Os exames bioquímicos, realizados no próprio hospital, foram avaliados e demonstraram resultados dentro da normalidade.

Devido às características ectodérmicas da classe dos répteis, a paciente foi mantida sob aquecimento prévio durante todo o procedimento com colchão térmico. Para a medicação pré-anestésica (MPA), foi utilizado dexmedetomidina³ [Dexdomitor - 10 mcg/kg], metadona³ [Mytedom - 1 mg/kg] e escetamina³ [Ketamin 10 mg/kg] por aplicação intramuscular (IM) no membro torácico. Após os efeitos desejados da MPA, relaxamento muscular e analgesia, foi cateterizado um acesso venoso em veia jugular direita com cateter 24G. Sendo realizado a indução anestésica com propofol³ [Propovan -4 mg/kg] via intravenosa (IV) lenta, intubada com tubo orotraqueal nº 2.0 sem cuff, conectado ao circuito sem reinalação tipo Baraka, com fluxo de oxigênio a 100% a 0,5 L/min e acoplada toda a monitoração, mantido no isoflurano³ [Isoforine 1 mL/mL] durante todo o procedimento. A frequência cardíaca foi monitorada por eletrocardiograma e doppler vascular, a frequência respiratória e o CO₂ ao final da expiração pela capnografia, e a saturação de oxihemoglobina pelo oxímetro de pulso, colocado próximo à cloaca. A temperatura cloacal também foi monitorada, e todos os parâmetros foram anotados na ficha de monitoração anestésica.

Para a anestesia locorregional, foi realizado bloqueio peridural intercoccígeo pela abordagem lateral, utilizando uma agulha hipodérmica (20 x 5,5 cm) posicionada ao lado do processo transversal e inserida até atingir o espaço intercoccígeo, onde foi administrada lidocaína³ [Xylestesin 2% - sem vasoconstritor] (0,1 mL / 5 cm de carapaça) sem resistência e intercorrências. Além disso, foi instilada bupivacaína³ [Neocaína 0,5% - 1 mg/kg] na região das fraturas.

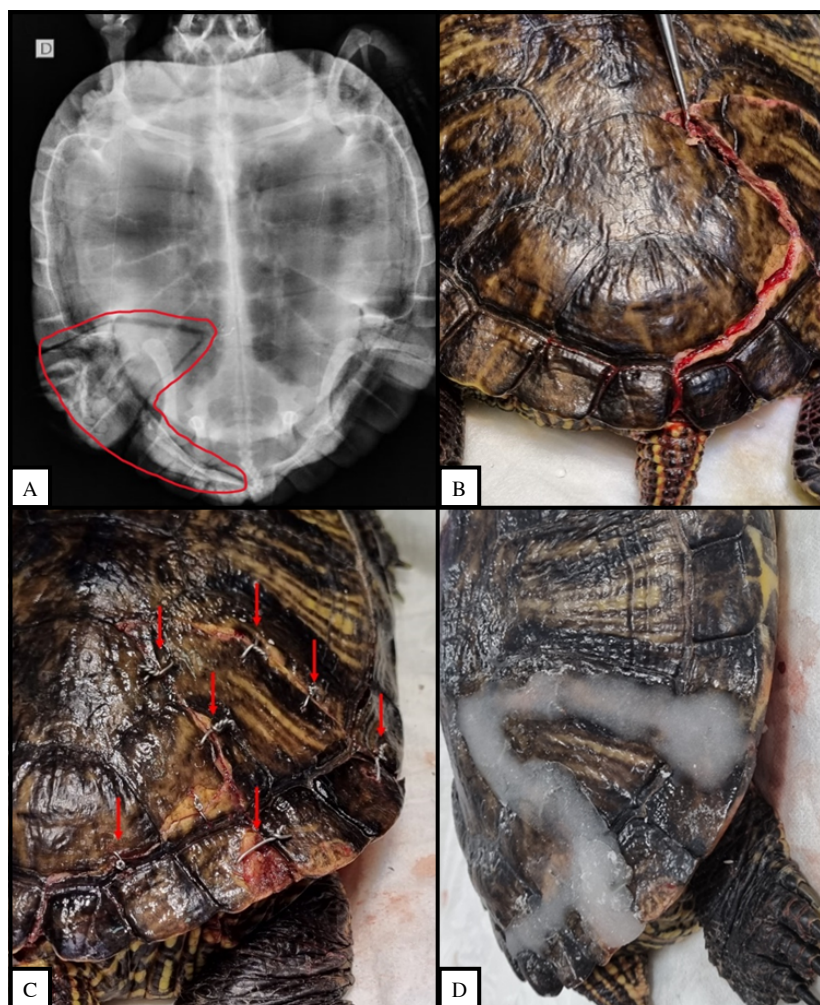


Figura 1. A- Radiografia da região da fratura em casco de tartaruga-tigre-d'água (*Trachemys dorbigni*). B- Fratura na região caudal do casco. C- Redução da fratura com hemicerclagens (Setas vermelhas). D- Aplicação de cimento ósseo (polimetilmetacrilato) na região da fratura.

O procedimento cirúrgico durou aproximadamente 1 h, sendo realizada a redução das fraturas com a utilização de hemicerclagens número 0,8 mm (Figura 1C). Esta estabilização ocorreu por meio de perfurações com broca 1 mm nos bordos da fratura, seguido de fixação com porta-agulhas, com colocação de cerclagem e aplicação de cimento ósseo⁴ [Bone Cement - Baumer®] (Figura 1D) sobre toda linha de fratura. Após a redução da fratura e ao término da cirurgia, foi aplicado atipamezole⁵ [Antisedan - 0,3 mg/kg] no membro torácicos para reversão da dexmedetomidina.

A extubação da tartaruga ocorreu 20 min após a administração do reversor, com retorno dos movimentos voluntários, sendo mantido sob aquecimento durante toda a recuperação, por 1/2 hora. No protocolo pós-operatório, foi prescrito meloxicam² [Maxicam 0,2% - 0,3 mg/kg, IM, SID, 3 dias], metadona³ [Mytedom - 1 mg/kg, IM, BID, 3 dias], enrofloxacin¹ [Chemitril

2,5% - 10 mg/kg, IM, SID, 7 dias). Após 10 dias do procedimento, o animal retornou e apresentava-se sem sinais de dor ou restrição de movimentos, recebendo alta médica.

DISCUSSÃO

A tartaruga-tigre-d'água (*Trachemys dorbigni*) é uma espécie de quelônio da família Emydidae, pertencente à classe dos répteis e à ordem dos testudines, amplamente distribuída na América do Sul [2]. No Brasil, embora seja ilegal possuir algumas espécies de testudines como animais de estimação [10], o tigre d'água é permitido como pet não convencional pelo Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA). Nesse contexto, surge a necessidade de atendimento e suporte médico-veterinário adequados e qualificados, visando o bem-estar e a qualidade de vida desses animais. Portanto, em

qualquer procedimento, deve-se priorizar a analgesia dos pacientes, assim como garantir uma anestesia segura baseada em estudos.

A avaliação pré-anestésica, juntamente com os exames complementares, é crucial para qualquer procedimento anestésico em répteis [15]. Também a temperatura é um fator crucial, sendo recomendado que esses animais sejam mantidos próximos ao limite superior da faixa de temperatura ideal para a espécie durante procedimentos anestésicos [15,7]. Para espécies tropicais, a temperatura ideal varia entre 25°C a 35°C [20], enquanto para espécies terrestres, varia entre 26°C a 38°C, com a temperatura hospitalar mais indicada entre 24°C a 32°C [10]. Com base nessas recomendações, a tartaruga foi mantida aquecida durante todo o período de cuidados hospitalares.

Os quelônios podem retrair-se para dentro da carapaça e permanecer em apneia por longos períodos, tornando a medicação pré-anestésica (MPA) essencial para facilitar a cateterização venosa, intubação endotraqueal e preparação para procedimentos, além de promover analgesia [6]. A associação entre cetamina e fármacos agonistas de receptores alfa-2 adrenérgicos é frequentemente utilizada na anestesia de quelônios devido à boa margem de segurança da cetamina, que pode ser administrada via intramuscular (IM) ou intravenosa (IV) e produz sedação a partir de 20 mg/kg [7,10]. Eshar *et al.* [6] avaliaram a combinação de cetamina (10 mg/kg) com dexmedetomidina (0,1 mg/kg) e midazolam (1 mg/kg) em jabutis-piranga cativos e saudáveis (*Chelonoidis carbonaria*), e após 60 min da aplicação inicial, foram utilizados os reversores atipamezole (0,5 mg/kg) e flumazenil (0,05 mg/kg). Essa combinação proporcionou sedação profunda sem efeitos adversos, permitindo a intubação endotraqueal em metade dos animais.

Os répteis apresentam um sistema porta-renal que exige atenção na administração dos fármacos, recomendando-se a aplicação nos membros torácicos [6]. No entanto, alguns estudos sugerem que essa preocupação é mais teórica, pois apenas uma pequena fração do sangue do terço final dos quelônios é direcionada diretamente aos rins [15]. Após a administração da MPA e o aparecimento dos efeitos desejáveis, como relaxamento muscular, a cateterização da veia jugular torna-se facilitada [20,21], utilizando cateteres de 20G a 26G conforme o tamanho do animal [10]. A indução anestésica em répteis é preferencialmente realizada

com fármacos injetáveis [20,21], pois a indução com agentes inalatórios tende a ser menos eficaz devido à capacidade dos quelônios de suportar apneia e ao shunt cardíaco que reduz a captação do gás anestésico [15]. O propofol é o fármaco indutor de escolha [18,10], administrável em pacientes com acesso vascular patente ou pelo seio venoso subcarapacial, com doses variáveis na literatura. A administração perivascular do propofol em répteis não está associada a necrose ou flebite local [7].

A intubação orotraqueal é facilitada pela posição rostral da glote na base da língua, permitindo rápida visualização [15]. Nos quelônios, que possuem anéis traqueais completos, não se recomenda o uso de tubos orotraqueais com cuff [10,20,21]. Além disso, a bifurcação traqueal ocorre em posição cranial, evitando a intubação seletiva [20,21]. Para animais até 10 kg, é indicado o uso de sistemas sem reinalação [20,7].

A redução de fraturas em casco, tende a ser um procedimento de curta duração, e não promove um grande estímulo algíco. No entanto, a perfuração do casco com brocas cirúrgicas impõe um estímulo doloroso maior. Assim, a analgesia multimodal torna-se essencial, pois a administração de diferentes fármacos permite o bloqueio nociceptivo em múltiplos níveis do sistema nervoso central e periférico [21]. A cetamina utilizada na MPA proporciona pouca analgesia visceral e não deve ser a única escolha em cirurgias [4]. O midazolam, por sua vez, é interessante por sua ação sedativa, ansiolítica e de relaxamento muscular nos répteis [6]. Por outro lado, a dexmedetomidina e a metadona possuem efeito analgésico mais relevantes, porém não suficientes ao procedimento cirúrgico. Alguns autores sugerem que os anestésicos locais sejam eficazes em diversas espécies, mesmo que não tenham sido realizados estudos específicos, diferente dos analgésicos sistêmicos, como os opioides, os quais a ação pode variar muito entre espécies [5]. A lidocaína e a bupivacaína são anestésicos locais, de curta e longa duração, respectivamente [18], com boa disponibilidade nas clínicas e hospitais veterinários, e são eficazes nos répteis, porém suas doses tóxicas não foram ainda estabelecidas [20]. Sua utilização, muitas vezes ocorre por meio da técnica de “splash block”, ou seja, infiltração regional do fármaco no local de manipulação cirúrgica. Além dessa abordagem, o caso relatado ainda contou com a anestesia do neuroeixo, uma vez que as fraturas se encontravam

em região caudal. A maioria dos répteis, diferente dos mamíferos, não possui o espaço peridural, sendo, portanto, a anestesia intratecal (subdural) a alternativa para a anestesia do neuroeixo nos quelônios [13]. Esse espaço é preenchido pelo líquido cefalorraquidiano e envolve a medula espinhal, porém o acesso a ele é limitado pela fusão da coluna vertebral na carapaça, com exceção das vértebras coccígeas [13]. Mans [13] descreve que a melhor abordagem do espaço é realizada com a agulha hipodérmica de menor diâmetro possível para quelônios de até 2 kg, a qual é inserida no canal espinhal através do espaço intervertebral. O anestésico local mais utilizado para essa abordagem é a lidocaína sem vasoconstritor (s/v) e é recomendada em procedimentos de menor duração [13]. A dose descrita na literatura é de 0,2 mL de lidocaína s/v para cada 10 cm de carapaça, e administrada entre as 15^a e 22^a vértebras coccígeas [7]. A anestesia intratecal é útil em procedimentos em região posterior, cauda, sistema genital, cloaca e membros pélvicos [21], pois nos quelônios esses órgãos são infundidos pelo plexo sacral e nervos coccígeos [13].

A manutenção anestésica nos procedimentos realizados em quelônios normalmente é através dos agentes inalatórios ou propofol, no caso em questão foi mantida pela vaporização de isoflurano, sendo esse um agente recomendado para répteis pela sua rápida metabolização e excreção em comparação com agentes intravenosos [14]. Os anestésicos inalatórios agem sobre o sistema nervoso central (SNC) após difusão através da superfície alveolar do pulmão, ou superfície faveolar em répteis, e transporte através do sistema cardiovascular. A eficácia dos anestésicos inalatórios, portanto, depende em parte da capacidade do sistema cardiopulmonar de transmitir o anestésico ao SNC [9], promovendo os níveis sedativos adequados para o procedimento cirúrgico, vale ainda ressaltar que o odor pungente do isoflurano pode promover apneia em répteis, sendo necessária a ventilação assistida.

Outra possibilidade seria o propofol esse pouco solúvel em água e rapidamente distribuído e depurado no organismo, o que torna a indução e recuperação anestésica mais rápidas, porém pode acarretar apneia, diminuição da pressão arterial e aumento da frequência cardíaca [16]. Um estudo realizado com tartarugas marinhas (*Caretta caretta*) demonstrou que a recuperação anestésica após a administração de propofol foi mais rápida, quando comparada à anestesia inalatória [11]. A

recuperação anestésica em répteis é desafiadora, devido ao tempo prolongado de metabolização dos fármacos, tanto injetáveis quanto inalatórios [11]. Existem relatos de animais anestesiados com cetamina que precisaram de mais de 24 h para completa recuperação, pois geralmente altas doses de anestésicos administrados via intramuscular requerem um tempo mais prolongado para o retorno anestésico [10]. É recomendado que o animal no retorno anestésico seja mantido em ambiente com temperatura controlada, sendo a respiração espontânea e o retorno dos reflexos orofaríngeos, como tônus mandibular e movimento de língua, indicativos para a extubação [20].

O procedimento cirúrgico seguiu as descrições da literatura, utilizando fios de aço para cerclagem, uma técnica simples de aproximação da fratura que envolve o osso para promover a fixação [17]. No reparo de cascos de testudines, a técnica mais empregada é a hemicerclagem, onde a fixação ocorre por meio de orifícios no osso sem envolvê-lo totalmente [8]. Após a redução da fratura, utilizou-se cimento ósseo para proporcionar maior sustentação à coaptação dos bordos do casco, reduzindo o tempo de cicatrização e evitando contaminação no foco da fratura [23].

Resinas e outros materiais adesivos, como colas, cimentos e acrílicos, são amplamente utilizados na oclusão de plástrotomias cirúrgicas e na reparação de fissuras ou fraturas não deslocadas [17, 22]. A combinação de camadas de fibra de vidro com resina epóxi contribui para a impermeabilização, reduz o desgaste e a abrasão do casco, além de promover estabilidade [17,22]. Esses materiais adesivos devem ser resfriados previamente a aplicação pelo risco de lesão tecidual causada pelo aquecimento dos materiais autopolimerizáveis [22].

Para não interferir no crescimento do casco e otimizar a recuperação e calcificação, a resina deve ser removida periodicamente em animais jovens, cuja consolidação de fraturas ocorre em aproximadamente 4 a 18 meses [22]. Em animais em crescimento, recomenda-se a retirada da resina em um período de 1 a 2 anos, enquanto em adultos, a resina pode permanecer de forma permanente [22]. No presente relato por se tratar de um animal já em idade avançada optou-se pela não retirada do cimento ósseo.

Como método alternativo, o uso de cicatrizantes tópicos é indicado. Pomadas impermeabilizantes à base de subgalato de bismuto, sem a adição de ácido

bórico, são adequadas para tratamentos que necessitam de rápida cicatrização de lesões abrasivas em cascos. Para tratamentos prolongados, o autor recomenda o uso de polivinilpirrolidona iodada, que promove maior regeneração óssea, embora com um tempo de cicatrização mais prolongado [22].

Embora ainda existam poucos estudos sobre procedimentos anestésicos e cirúrgicos em testudines, a maior domesticação desses animais tem aumentado a incidência de atendimentos veterinários. Este estudo contribui para a elucidação e relato de técnicas anestésicas e de redução de fraturas em testudines,

fornecendo informações valiosas para futuros casos clínicos e pesquisas na área.

MANUFACTURERS

¹Chemitec - Medicamentos Veterinários. São Paulo, SP, Brazil.

²Ourofino Saúde Animal. Cravinhos, SP, Brazil.

³Cristália Produtos Químicos e Farmacêuticos. São Paulo, SP, Brazil.

⁴Baumer SA. Mogi Mirim, SP, Brazil.

⁵Zoetis. São Paulo, SP, Brazil.

Declaration of interest. The authors report no conflicts of interest. The authors alone are responsible for the content and writing of paper.

REFERENCES

- 1 **Asa C.S. & Porton I.J. 2005.** The need for Wildlife contraception: Problems related to unrestricted population growth. *Wildlife Contraception: issue methods and applications*. Baltimore: Johns Hopkins University Press, pp.12-16.
- 2 **Barros M.S., Silva A.G. & Ferreira Jr. P.D. 2012.** Variações morfológicas e dimorfismo sexual em *Chelonoidis carbonaria* (Spix, 1824) e *Chelonoidis denticulata* (Linnaeus, 1766) (Testudinidae). *Brazilian Journal of Biology*. 72(1): 153-161. DOI: 10.1590/S1519-69842012000100018.
- 3 **Barten. 2006.** Turtles, tortoises and terrapins. In: Mader D.R. (Ed). *Reptile Medicine and Surgery*. 2nd edn. St. Louis: Saunders Elsevier, pp.893-899.
- 4 **Bennett R.A. 1991.** A Review of Anesthesia and Chemical Restraint in Reptiles. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 22(3): 282-303. DOI: 10.1016/S1055-937X(98)80055-8.
- 5 **Digeronimo P.M. & Cunha A.F. 2022.** Local and Regional Anesthesia in Zoological Companion Animal Practice. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. Hobboken: Elsevier, pp.321-336. DOI: 10.1016/j.cvex.2021.08.015.
- 6 **Eshar D., Rooney T.A., Gardhouse, S. & Beaufrère H. 2021.** Evaluation of the effects of a dexmedetomidine-midazolam-ketamine combination administered intramuscularly to captive red-footed tortoises (*Chelonoidis carbonaria*). *American Journal of Veterinary Research*. 82(11): 858-864. DOI: 10.2460/ajvr.82.11.858.
- 7 **Grego K.F., Albuquerque L.R. & Kolesnikovas C.K.M. 2014.** Testudines (Tigre d'água, Cágado e Jabuti). In: Cubas Z.S., Silva J.C.R. & Catão Dias J.L. (Eds). *Tratado de Animais Selvagens - Medicina Veterinária*. 2.ed. São Paulo: Roca, pp.246-307.
- 8 **Johnson A.L. 2014.** Fundamentos de Cirurgia Ortopédica e Tratamento de Fraturas. In: Fossum T.W. (Ed). *Cirurgia de Pequenos Animais*. 4.ed. Rio de Janeiro: Elsevier, pp.2013-2312.
- 9 **Kristensen L., Zardo J.Q., Hansen S.M., Bertelsen M.F. Alstrup A.K.O., Wang T. & Williams C.J.A. 2023.** Effect of atropine and propofol on the minimum anaesthetic concentration of isoflurane in the freshwater turtle *Trachemys scripta* (yellow-bellied slider). *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. 50(2): 180-187. DOI:10.1016/j.vaa.2021.10.008.
- 10 **Longley L.A. 2008.** Reptile Anaesthesia. In: Longley L.A. (Ed). *Anaesthesia of Exotic Pets*. Edinburgh: Elsevier Saunders, pp.185-210. DOI: 10.1016/B978-0-7020-2888-5.50013-7.
- 11 **Macleane R.A., Harms C.A. & Braun-Mcneill J. 2008.** Propofol anesthesia in loggerhead (*Caretta caretta*) sea turtles. *Journal of Wildlife Diseases*. *Wildlife Disease Association*. 44(1): 143-150. DOI: 10.7589/0090-3558-44.1.143.
- 12 **Mader D.R. & Divers S.J. 2019.** *Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery*. 3rd edn. London: Saunders Elsevier, pp.1116-1125.
- 13 **Mans C. 2014.** Topics in medicine and surgery: clinical technique: intrathecal drug administration in turtles and tortoises. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 23(1): 67-70. DOI: 10.1053/j.jepm.2013.11.011.
- 14 **Mautino M. & Douglas Page C. 1993.** Biology and Medicine of Turtles and Tortoises. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*. 23(6): 1251-1270. DOI: 10.1016/s0195-5616(93)50154-7.

- 15 Mosley C.L. & Mosley C.A. 2017. Anestesia e Analgesia Comparada de Répteis, Anfíbios e Peixes. In: Grimm K.A., Lamont L.A., Tranquilli W.J., Greene S.A. & Robertson S.A. (Eds). *Lumb & Jones: Anesthesiologia e Analgesia em Veterinária*. 5.ed. Rio de Janeiro: Roca, pp.2291-2308.
- 16 Quagliatto S.A.L., Hirano L.L.Q., Pereira P.C., Lima C.A.P., Pachaly J.R., Silva J.M.M, Kaminishi A.P.S. & Rosa M.A. 2009. Anaesthesia of Geoffroy's side-necked turtle *Phrynops geoffroanus* Schweigger, 1812 (Testudines) with the association of midazolam and propofol. *Acta Scientiarum Biological Sciences*. 31(3): 317-321. DOI: 10.4025/actascibiols.v31i3.674.
- 17 Roffey J. & Miles S. 2018. Turtle Shell Repair In: Doneley B., Monks D., Johnson J. & Carmel B. (Eds). *Reptile Medicine and Surgery in Clinical Practice*. Hoboken: Wiley Blackwell - John Wiley & Sons Ltd., pp.397-408.
- 18 Schumacher J. & Yelen T. 2006. Anesthesia and analgesia. In: Mader D.R. (Ed). *Reptile Medicine and Surgery*. 2nd edn. St. Louis: Saunders Elsevier, pp.442-452.
- 19 Sellera F.P., Nascimento C.L. & Ribeiro M.S. 2016. *Photodynamic Therapy in Veterinary Medicine: from Basics to Clinical Practice*. Cham: Springer International Publishing, pp.190-210. DOI: 10.1007/978-3-319-45007-0.
- 20 Sladky K.K. & Mans C. 2012. Topics in medicine and surgery: clinical anesthesia in reptiles. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 21(1): 17-31. DOI: 10.1053/j.jepm.2011.11.013.
- 21 Sladky K.K. 2019. Reptile and Amphibian Analgesia. In: Miller R.E., Lamberski N. & Calle P.P. (Eds). *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Current Therapy*. St. Louis: Elsevier, pp.716-734. DOI: 10.7589/0090-3558-55.4.1000.
- 22 Souza R.A.M. 2006. Comparação de diferentes protocolos terapêuticos na cicatrização de carapaça de tigras d'água (*Trachemys* sp.). 62f. Londrina, PR. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias) - Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias, Universidade Federal do Paraná.
- 23 Valente P.E., Paiva R.C., Seabra M.G.L. & Pontes K.C.S. 2012. Fixação de fratura de carapaça de cágado *Trachemys dorbignyi* (Tigre-d'água) com resina epóxi e hemicerclagem. In: *Simpósio de Pessoas, Arquitetura e Cidade* (Viçosa, Brazil). pp.193-198.