



UNIVERSIDADE FEDERAL DO RECÔNCAVO DA BAHIA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS, AMBIENTAIS E BIOLÓGICAS
MEDICINA VETERINÁRIA

VANESSA SILVA SANTANA

**ANESTESIA PARA CELIOTOMIA EM TESTUDINES: RELATO DE
CASO**

CRUZ DAS ALMAS

2015

VANESSA SILVA SANTANA

**ANESTESIA PARA CELIOTOMIA EM TESTUDINES: RELATO DE
CASO**

Trabalho de Conclusão de Curso
apresentado ao curso de Medicina
Veterinária da Universidade Federal do
Recôncavo da Bahia como requisito para
obtenção do título de bacharel em
Medicina Veterinária

Orientadora: Profa. Dra. Vanessa Bastos
de Castro Souza

CRUZ DAS ALMAS

2015

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RECÔNCAVO DA BAHIA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS, AMBIENTAIS E BIOLÓGICAS
COLEGIADO DE MEDICINA VETERINÁRIA
CCA 106 – TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO

COMISSÃO EXAMINADORA DE TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO

VANESSA SILVA SANTANA

ANESTESIA PARA CELIOTOMIA EM TESTUDINES: RELATO DE CASO



Profa. Dra. Vanessa Bastos de Castro Souza
Universidade Federal do Recôncavo da Bahia



Profa. Dr. Robson Bahia Cerqueira
Universidade Federal do Recôncavo da Bahia



Msc. Débora P. H. Schaffer
Universidade Federal da Bahia

Cruz das Almas, 04 de maio de 2015

AGRADECIMENTOS

Agradecer primeiramente a **Deus**, aquele a quem devo tudo! Agradecer por Ele ter me dado força e sabedoria sempre que precisei e por nunca ter me deixado só.

Agradecer também a toda a minha **família**. Em especial aos **meus pais** Luciano e Rose. Obrigada por todo apoio, por todos os sacrifícios, pela amizade de vocês, o que sem dúvida foi essencial pra eu conseguir chegar aqui hoje. Espero ser motivo de orgulho pra vocês muitas vezes ainda. Agradecer ao meu anjo da guarda, meu espelho, minha irmã **Keka**. Obrigada meu amor, por ter me ajudado, por ter sido sempre um estímulo pra mim.

À **voinha** e **voinho**, pelo amor e pela amizade de vocês. Por estarem presentes na minha vida intensamente. Obrigada por tudo! Aos **tios, tias, madrinha, primos, primas**, todos que direta ou indiretamente participaram de toda a minha jornada.

Aos meus amigos de infância que acompanharam toda a minha jornada, especialmente à **Ala, Marta e Moab**. Marta por ter me ajudado quando eu mais precisei. Sou extremamente grata a você por isso. Ala, por ter sido minha companheira de sempre e de todos os momentos. À Moab por nunca ter deixado nossa amizade morrer ou fraquejar, mesmo passando dias e dias sem se ver e principalmente por ter me apresentado ao grupo Caminhada, que sem dúvidas, foi o divisor de águas na minha vida.

Aos meus amigos do Visão, **Ian, Vitão, Fábio, João, Railane, Júlia, Junnior, Nana**, que mesmo passando anos longe, pude encontrar poucas vezes, mas sempre como se nunca tivéssemos deixado de conviver.

À minha **família de Cruz**. Os anjos que Deus colocou na minha vida para amenizar o fato de estar longe de casa. São muitos (risos). Começar pelos que me

acompanharam desde o início. **Patricia, Dante, Tiago, Wiles, Xinha, Nari, Verena.** Aos que apareceram do decorrer da caminhada... **Bernardo, Saulo, Henrique, Cainho, Cinthya.** À melhor turma de formandos do mundo, em especial à **Manoel, Big, Danilo e Eucimar,** que com o tempo passaram a ser mais que meros colegas de curso, se tornaram amigos que faço questão de levar comigo pra sempre.

Desses tenho agradecimentos especiais à **Élen Almeida.** Aquela que sinceramente nem sei como agradecer. Obrigada pelos momentos mais marcantes não só da minha graduação, mas da minha vida. Pelos momentos mais felizes, pelo tristes que você soube me dar os melhores conselhos, pelas noites de sono perdidas (que ganhávamos mais do que perdíamos) estudando para as provas, pelos momentos mais insanos, pelas festas, por tudo! Espero te ter comigo sempre. Agradecimento especial também à **Tiago Lima,** meu irmão, que sempre esteve comigo. Obrigada por ter me ajudado muito nessa reta final enquanto eu estava longe, por ter se mostrado sempre muito amigo. Espero poder um dia te retribuir e principalmente compartilhar todas as suas conquistas junto com você. Da mesma forma agradeço à **Henrique.** Sua amizade foi essencial quando estava longe, se fazendo sempre muito presente. Além de ter sido o responsável pelos momentos mais divertidos do fim da minha graduação.

Saulo, o irmão de outra mãe. Obrigada! Obrigada por ter me adotado como uma das suas melhores amigas.

Bernardo, aquele que cuida de mim com a responsabilidade de um irmão mais velho. Quando estou com você me sinto protegida. Obrigada por ter me dado os melhores e mais verdadeiros conselhos, que direta e indiretamente foram, essenciais para meu melhor desempenho na graduação (risos). Que o mundo tenha mais pessoas sinceras como você.

Agradecer a minha **Marida!** Que me aguentou por um bom tempo (risos). Obrigada por tudo! Pela amizade, pelas risadas, pelas broncas, pelos conselhos, pelas noites de estudo...Tudo! Graças à Deus tive a sorte de encontrar a melhor companheira de casa.

Agradecer à **Verena**, esse ser iluminadíssimo que fez minha vida muito mais feliz durante minha estadia em Cruz. Com essa inteligência incomparável, com as palavras confortantes. Obrigada minha linda pela sua amizade.

Agradecer ao **GEAS-UFRB** e ao **Caballus**, por todo aprendizado e principalmente pelos amigos que fiz durante a participação nesses grupos.

Agradecer aos meus mestres. Todos! Por todos os ensinamentos. Em especial à **Cris**, que antes de tudo é uma amiga; à minha orientadora **Vanessa**, que sempre foi uma inspiração pra mim, fazendo eu me encantar cada dia mais pela anestesiologia e ter a certeza de que quero trabalhar com animais selvagens. À professor **Robson Bahia**, por sempre ter me deixado muito animada quanto a possibilidade de trabalhos com animais selvagens e por ter sido um verdadeiro mestre pra mim. À profa. **Ana Elisa**, que além de uma ótima professora é um ser com uma luz que não tem igual. Foi maravilhoso poder conviver com a senhora, mesmo que por pouco tempo, ter participado do grupo de estudos, ter aprendido muito com a senhora.

Por último, mas não menos importante, agradecer ao meu bebê, minha irmã caçula, minha cachorrinha **Milla**. Um anjinho que deu nos deu e que está conosco há mais de 11 anos. Obrigada meu amor por aumentar minha paixão pela Medicina Veterinária.

EPÍGRAFE

*“É mais fácil obter o que se deseja com um sorriso, do que a ponta da espada.”
(William Shakespeare)*

SANTANA, V.S. **ANESTESIA PARA CELIOTOMIA EM TESTUDINES: RELATO DE CASO.** 2015. 55p. Trabalho de Conclusão de Curso (graduação em Medicina Veterinária) Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, Cruz das Almas.

RESUMO

A classe dos répteis tem aparecido na clínica de animais exóticos com uma frequência muito maior nos últimos anos e numa variedade de espécies enorme, sendo que cada espécie tem suas particularidades anatômicas e fisiológicas. Sendo assim, muitas vezes é necessária a administração de anestésicos para uma variedade de procedimentos. Diversos fármacos já foram utilizados, sendo que alguns são de eleição quando se trata de répteis. Fármacos como propofol no caso de anestesia injetável, isoflurano como anestésico inalatório, entre outros que vem sendo testados e cada mais utilizados na rotina. Desvantagens e vantagens são observadas no uso de diversos fármacos a depender da dose ou das associações utilizadas, principalmente em relação à alterações cardiorrespiratórias. Para avaliar essas alterações, é necessário uma boa monitoração anestésica, o que é um desafio nessa classe de animais. Dessa forma, o presente estudo tem como objetivo discutir os melhores protocolos anestésicos e os pontos mais importantes na monitoração anestésica, a fim de ter um maior sucesso na anestesia e no procedimento a ser realizado, além de relatar o caso de uma celiotomia num jabuti certificando a eficácia da utilização do doxapram como medicação pré-anestésica e ao fim da cirurgia no estímulo da respiração espontânea e da cetamina, midazolam e isoflurano como agentes indutores anestésicos.

Palavras-chave: anestesiologia veterinária, animais selvagens, animais exóticos, Reptilia

SANTANA, V.S. **ANESTESIA PARA CELIOTOMIA EM TESTUDINES**: RELATO DE CASO. 2015. 55p. Trabalho de Conclusão de Curso (graduação em Medicina Veterinária) Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, Cruz das Almas.

ABSTRACT

The reptiles has appeared in the clinic of exotic animals with a higher frequency in recent years and a huge variety of species. These species has its anatomical and physiological characteristics. Because of this, it is often necessary to administer anesthetics to a variety of procedures. Several drugs have been used, some of which are of choice when refered to reptiles. Drugs such as propofol in the case of injectable anesthetic, isoflurane as inhalation anesthetic, among others that have been tested and increasingly used in routine. Disadvantages and advantages are observed in several drugs depending on the dose os associations, especially regarding the cardiorespiratory changes. To assess these changes, a good anesthetic monitoring is necessary, which is a challenge in this class of animals. So, this study aims to discuss the best anesthetic protocols and the most important points in anesthesia monitoring in order to have greater success in anesthesia and the procedure to be realized, in addition to reporting the case of a celiotomy in a tortoise confirming the effective of doxapram as premedication and after surgery in stimulating spontaneous breathing and ketamine, midazolam and isoflurane as anesthetic inducing agents.

Keywords: veterinary anesthesiology, wild animals, exotic animals, Reptilia

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Ilustração da anatomia de um lagarto, denominando cada órgão.	15
Figura 2 – Localização do coração dos testudines: porção.....	17
Figura 3 – Localização do coração de lagartos: altura da cintura	17
Figura 4 – Localização do coração das cobras: primeiro terço ou primeiro	18
Figura 5 - Esquema mostrando a circulação sanguínea de répteis não crocódilianos (adaptado).....	20
Figura 6 - Glote em serpentes: bastante rostral	22
Figura 7 - Orofaringe de uma iguana verde (Iguana iguana) mostrando.....	22
Figura 8 - Visualização da boca aberta de um Testudine intubado, com a glote na base da língua.....	23
Figura 9 – Utilização do Doppler, colocado sobre a porção cranial do peito, entre os membros anteriores para monitorar pulso / frequência cardíaca durante a anestesia.	43
Figura 10 - Tartaruga comum (Graptemys spp.). Utilização do Doppler, colocado na entrada da cavidade, sobre a artéria carótida para monitorar a frequência cardíaca durante a anestesia.....	43
Figura 11 – Recuperação de uma Tartaruga russa (Testudo horsfieldi). Um ambur é utilizado para realizar a ventilação com pressão positiva intermitente durante a fase de recuperação até que o animal volte a respirar espontaneamente. Uma sonda plana de Doppler é colocada na entrada do tórax para monitorar a frequência cardíaca.....	46
Figura 12 - Anestesia epidural.....	48
Figura 13 - Presença de sangue entre o plastrão e o peritônio.....	49
Figura 14 - Retirada dos sete ovos e de todo o oviduto do animal.....	49
Figura 15 - Alterações macroscópicas no fígado. Alteração de cor, consistência e morfologia.....	50

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Protocolos de sedação comumente usados em répteis	36
--------------------------------------------------------------------	----

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

IM – Intramuscular

IV - intravenoso

IO – Intraósseo

SC – Subcutâneo

MPA – Medicação pré-anestésica

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	13
2	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	15
2.1	ANATOMIA E FISIOLOGIA	15
2.2	CONTENÇÃO FÍSICA.....	24
2.3	CONTENÇÃO QUÍMICA.....	25
2.4	DOR E NOCICEPÇÃO	26
2.5	ANESTESIA LOCAL.....	28
2.6	MEDICAÇÃO PRÉ-ANESTÉSICA.....	29
2.7	INDUÇÃO ANESTÉSICA	30
	2.7.1 <i>Anestesia injetável</i>	32
	2.7.2 <i>Anestesia inalatória</i>	36
2.8	ANESTESIA EPIDURAL	37
2.9	FLUIDOTERAPIA	38
2.10	MONITORAÇÃO E SUPORTE	39
	2.10.1 <i>Profundidade anestésica</i>	39
	2.10.2 <i>Termorregulação</i>	41
	2.10.3 <i>Monitoração cardiovascular</i>	42
	2.10.4 <i>Monitoração respiratória</i>	44
	2.10.5 <i>Monitoração da temperatura corporal</i>	45
2.11	RECUPERAÇÃO ANESTÉSICA	45
3	RELATO DE CASO	47
4	CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	51
	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	52

1 INTRODUÇÃO

A classe dos répteis tem aparecido cada vez mais comumente na clínica de animais exóticos, se apresentando numa variedade enorme de espécies, sendo cada uma com características particulares e grandes variações fisiológicas (FERNANDES, 2010)

Nessas espécies a anestesia pode ser necessária para uma variedade de procedimentos. O comportamento dos animais varia de espécie para espécie, sendo que alguns nem chegam a exigir uma contenção química para procedimentos como radiografias, por exemplo. Um exemplo disso são as tartarugas. Por outro lado, outras espécies já exigem uma sedação para a maioria dos procedimentos, como as serpentes, por exemplo. A anestesia com analgesia é imprescindível em qualquer procedimento cirúrgico para todas as espécies. (LONGLEY, 2008)

No que diz respeito à anestesia, ela deve promover uma boa sedação, uma perfeita analgesia e o animal deve permanecer completamente imóvel, de modo que torne o procedimento plenamente seguro tanto para o animal quanto para o médico veterinário, utilizando preferencialmente fármacos com antagonista, uma vez que fármacos com finalidade anestésica tem que ser reversível (GOULART, 2014). O uso de agentes anestésicos na clínica, em répteis, apresenta uma série de desafios, devido à grande diversidade da classe *Reptilia* no que diz respeito ao habitat natural, tamanho, anatomia e fisiologia (SLADKY, 2012). Nesse contexto, diferentes anestésicos já foram utilizados em répteis, por exemplo, cetamina, medetomidina, xilazina, propofol e alfaxalone. (JOHNSON, 2015). Os efeitos, vantagens e desvantagens desses fármacos serão relatado no decorrer desse trabalho.

A anestesia em répteis é difícil, principalmente, pela dificuldade que se tem em avaliar a profundidade da mesma e os parâmetros vitais (READ, 2004). Jhonson (2015) salienta que os répteis devem ser mantidos na sua temperatura corporal ótima, antes, durante e depois da anestesia. Assim como com mamíferos, é

importante que se tenha um completo perfil hematológico e bioquímico antes de qualquer procedimento, embora o custo e o manejo dos animais muitas vezes impeça que isso aconteça na prática. No entanto, um completo exame físico deve ser feito antes da anestesia, sempre que possível.

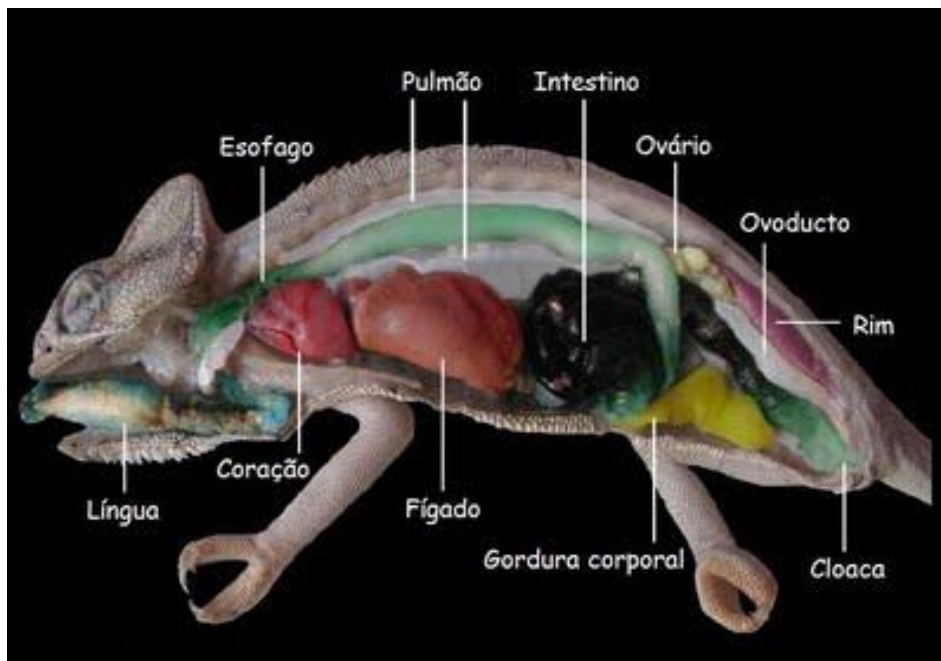
Desta forma, esse trabalho tem como objetivo fazer uma revisão bibliográfica dos principais pontos em relação à anestesia em répteis. Desde o estudo da anatomia e fisiologia desses animais, até uma melhor recuperação anestésica, de acordo com suas particularidades. Além de relatar o caso de uma celiotomia num jabuti piranga (*Chelonoidis carbonaria*), com ênfase no protocolo anestésico utilizado.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 ANATOMIA E FISIOLOGIA

O conhecimento da anatomia e fisiologia dos répteis é necessária para que se faça uma avaliação pré-anestésica do estado de saúde do paciente. Além disso, fornecerá ao Médico Veterinário uma noção dos fármacos adequados, os possíveis efeitos adversos e vai possibilitar uma monitoração adequada favorecendo a recuperação. (LONGLEY, 2008) A Figura 1 ilustra a anatomia de um lagarto, onde podemos perceber uma das principais diferenças entre répteis e mamíferos que é a ausência de diafragma e conseqüentemente a não divisão do corpo em duas cavidades, caracterizando assim uma única cavidade denominada celoma ou cavidade celomática.

Figura 1 - Ilustração da anatomia de um lagarto, denominando cada órgão.



(repteis1b.blogspot.com)

Embora muitos aspectos da fisiologia dos répteis sejam semelhantes ao dos mamíferos, diferenças significativas sobressaem. Tais diferenças podem alterar a ação e disposição dos analgésicos e anestésicos (MOSLEY, 2005). Outro ponto importante é saber se aquela espécie é venenosa ou não, quais os perigos que ela

pode oferecer, para assim poder hospitalizar esse animal com segurança, tanto pra ele quanto para o Médico Veterinário. (LONGLEY, 2008).

O sistema circulatório, por exemplo, é caracterizado por particularidades anatômicas e funcionais. O dos répteis tem muitas semelhanças básicas com as aves e mamíferos, incluindo o coração dividido em câmaras, um sistema arterial que transporta o sangue oxigenado para o corpo e um sistema de vasos linfáticos (sem linfonodos). Existe, no entanto, um número grande de diferenças que tem uma grande importância clínica (MITCHELL, 2009).

A localização do coração na cavidade celomática varia entre as espécies. Nos testudines, o coração encontra-se na porção cranial da cavidade, na linha média cranial ao fígado (Figura 2). Na maioria dos lagartos, está situado na altura da cintura escapular, embora nas espécies maiores como os varanídeos (*Varanus sp.*) está situado mais caudalmente (Figura 3). Nas serpentes está situado no terço cranial do corpo (Figura 4). (LONGLEY, 2008; MITCHELL, 2009). Segundo Funk 2006, devido a ausência do diafragma, o coração das serpentes fica móvel na caixa torácica, facilitando a passagem de presas grandes, por exemplo.

Figura 2 – Localização do coração dos testudines: porção cranial da cavidade celomática, dorsal ao úmero.



(Fonte: MITCHELL, 2009)

Figura 3 – Localização do coração de lagartos: altura da cintura escapular



(Fonte: MITCHELL, 2009)

Figura 4 – Localização do coração das cobras: primeiro terço ou primeiro quarto do corpo



(Fonte: MITCHELL, 2009)

Os répteis podem ser separados em dois grupos: os que possuem o coração dividido em três câmaras (dois átrios e um ventrículo) e os que possuem quatro câmaras (dois átrios e dois ventrículos). Os da ordem Squamata (cobras e lagartos) e os testudines possuem o coração com três câmaras, enquanto que o com quatro câmaras é observado nos crocodilianos. O que diferencia esses dois grupos é a divisão dos ventrículos. Nos crocodilianos, o septo interventricular é completo, ao contrário dos squamatas e testudines. Embora esse septo incompleto permita uma certa mistura do sangue arterial e venoso, ela é minimizada com as contrações cardíacas e devido à uma pressão existente entre as cavidades. Em alguns testudines, a parte aberta do septo interventricular é pequena, o que pode aparentar ser duas câmaras separadas (LONGLEY, 2008; MITCHELL, 2009).

Nos testudines, as câmaras ventriculares se encontram em continuidade anatômica. Existem três subcâmaras no ventrículo: cavum pulmonale (cavum ventrale), que vai na direção cranial da artéria pulmonar; cavum venosum e cavum arteriosum, que por sua vez, recebem sangue respectivamente, dos átrios direito e

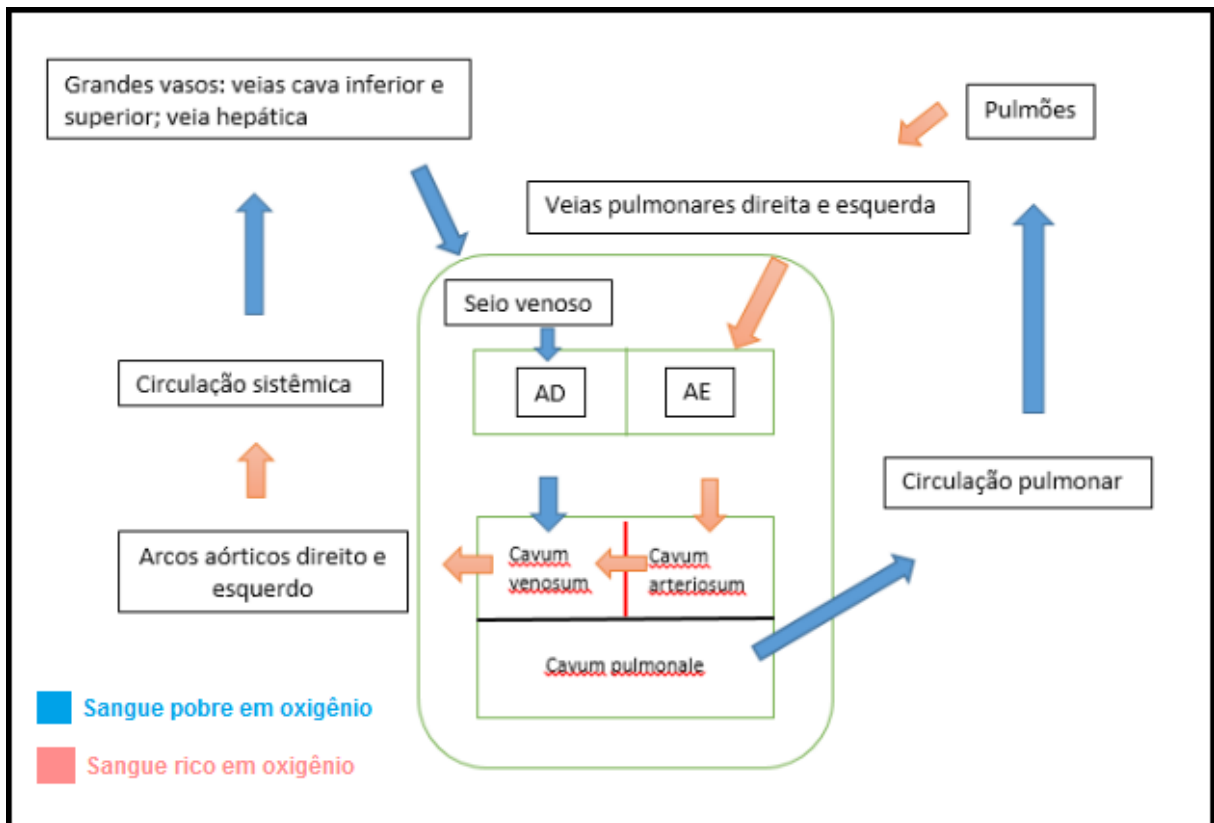
esquerdo. O cavum venosum dá origem na sua porção ventral e cranial, aos arcos aórticos esquerdo e direito. O cavum arteriosum e o venosum estão em continuidade anatômica próximo à base do coração por meio do “canal intraventricular” (DUTRA, 2014)

O sangue pobre em oxigênio que está do lado direito do coração é levado aos pulmões via artéria pulmonar. O sangue oxigenado, retorna para o átrio esquerdo via veia pulmonar. Durante a sístole auricular, o sangue é bombeado para o cavum arteriosum. Então, a sístole ventricular bombeia o sangue para a circulação sistêmica via artéria aorta (MITCHELL, 2009).

Nos répteis, é comum o que chamamos de *shunts* cardíacos, ou desvios cardíacos. Eles podem ocorrer nas duas direções e simultaneamente. Essa direção vai determinar se a circulação pulmonar ou a sistêmica recebe o maior débito cardíaco. Esses shunts possuem três importantes funções: estabilizar o oxigênio sanguíneo durante a apneia; o shunt da direita pra esquerda é responsável pelo aumento da circulação sistêmica, auxiliando assim, o aumento da temperatura; e esse shunt da direita pra esquerda mantém o sangue longe dos pulmões no momento de apneia. Durante a anestesia, esses desvios sanguíneos podem afetar a concentração de oxigênio sistêmico, influenciando assim no metabolismo dos anestésicos inalatórios, absorção e eliminação. No coração dos crocodilianos existe o forame de Panizza, que é responsável por algumas manobras intravasculares nos casos de apneia, como nos mergulhos (MOSLEY et al, 2005)

Nos lagartos, não existe divisão entre as cavidades torácica e abdominal, uma vez que não existe diafragma. Nesse caso, forma-se então uma única cavidade, chamada de celoma. O coração deles possui 3 câmaras cardíacas, sendo 2 átrios e um ventrículo. Mas existem subdivisões desse único ventrículo em cavum arterial, cavum pulmonar e cavum venoso (Figura 5). Ressaltando que a anatomia e a posição dessas subcâmaras, faz com que não ocorra uma mistura do sangue arterial com sangue venoso (BAUER et al, 2014).

Figura 5 - Esquema mostrando a circulação sanguínea de répteis não crocodilianos (adaptado)



(Fonte: LONGLEY, 2008)

O sistema circulatório é descrito a partir do momento que o sangue sai do coração pelos arcos aórticos. A vascularização da cabeça e pescoço é feita através de duas artérias carótidas que saem da base do arco direito. Desse mesmo lugar, sai uma artéria subclávia para cada membro torácico. Os órgãos receberão sangue através da aorta dorsal, que por sua vez é a união dos dois arcos aórticos, fechando assim o sistema circulatório (BASSETI et al, 2014).

Um dos componentes mais controversos do sistema circulatório dos répteis é o sistema porta-renal (MITCHELL, 2009) Esse sistema é essencial para a manutenção da fisiologia renal. A veia porta-renal se origina das veias epigástricas e ilíacas externas até entrar no rim. O sangue dos membros posteriores passa direto do rim para o fígado, enquanto que o sangue venoso da cauda passa pelos túbulos renais (DUTRA, 2014).

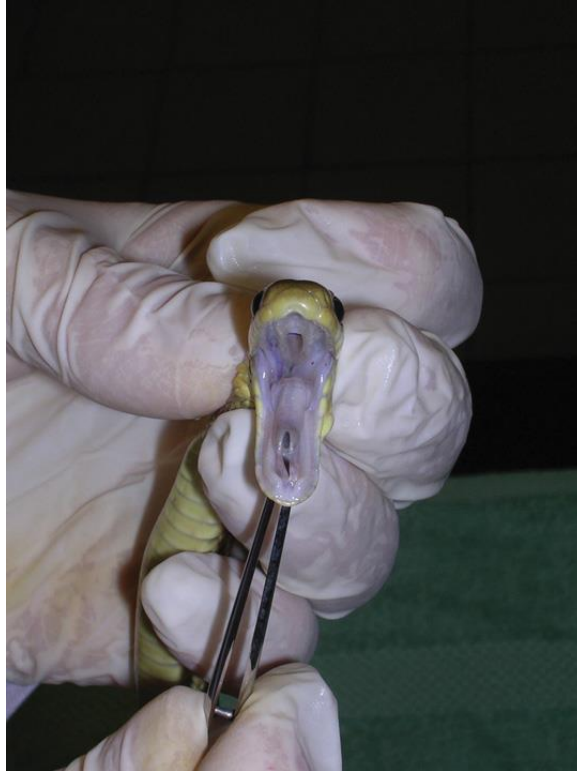
Segundo O'Malley (2005b), o sistema porta-renal drena o sangue vindo dos membros posteriores para os rins. Isso pode ter alguma influência na administração de medicamentos na porção caudal do corpo dos répteis, mas supõe-se que o controle valvular permite que isso seja ignorado em certos momentos (O'Malley, 2005a).

No que diz respeito ao sistema respiratório, a principal diferença da fisiologia entre répteis, mamíferos e aves, é a baixa taxa de oxigênio consumida pelos répteis. Essa diferença se deve ao baixo metabolismo desses animais. A fisiologia e anatomia do sistema respiratório deles variam de espécie para espécie. Nos testudines e lagartos, os pulmões tendem a ser emparelhados, já nas cobras, apenas o pulmão direito é funcional. (MOSLEY, 2005; SLADKY, 2012)

As passagens nasais são ligadas da narina para a cavidade oral, descendo até a glote. A glote geralmente é bastante rostral. As serpentes projetam a glote e a traquéia para fora da boca para permitir a respiração e alimentação simultâneas (Figura 6)(O'Malley, 2005a).

Em lagartos a posição da glote vai variar, sendo rostral na maioria das espécies, mas mais caudal em herbívoros (Figura 7). Nas serpentes, ela é bem rostral, permitindo que o animal respire enquanto engole a presa, além de facilitar assim, a intubação (Figura 6). A dos testudines encontra-se na base da língua (Figura 8), enquanto que, nos crocodilos encontra-se atrás da aba da glote (LONGLEY, 2008; SLADKY et al, 2012)

Figura 6 - Glote em serpentes: bastante rostral



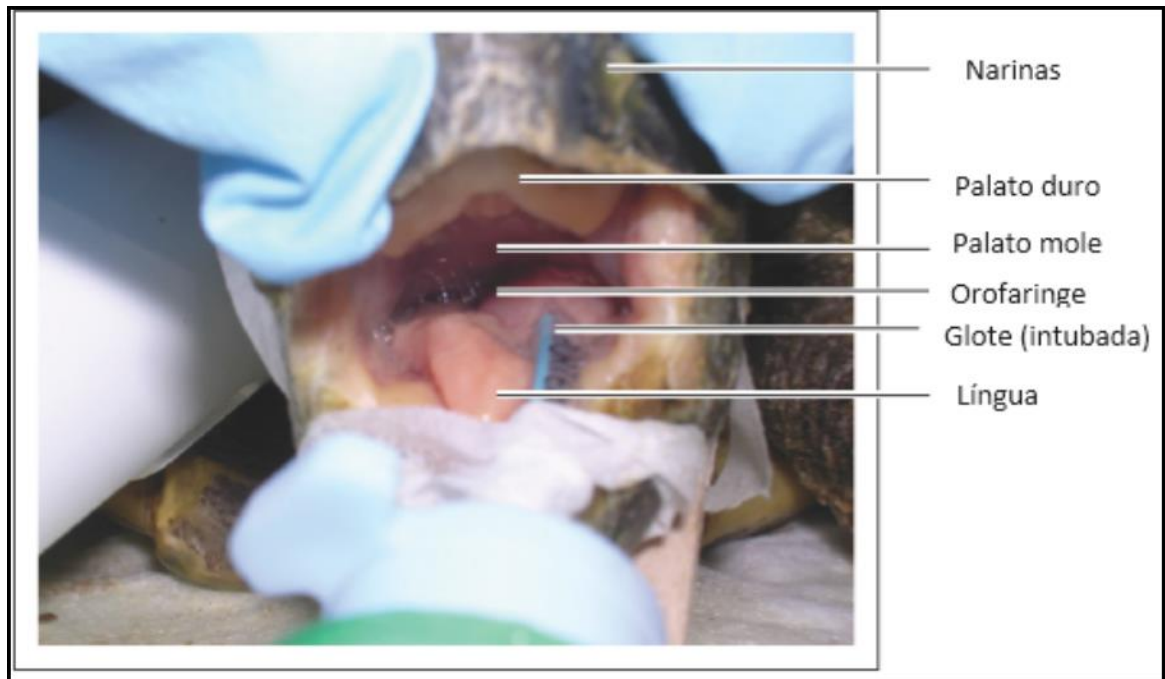
(Fonte: LONGLEY, 2008)

Figura 7 - Orofaringe de uma iguana verde (*Iguana iguana*) mostrando a glote aberta e proeminente na base da língua



(Fonte: Sladky et al, 2012)

Figura 8 - Visualização da boca aberta de um Testudine intubado, com a glote na base da língua



(Fonte: LONGLEY, 2008)

O mecanismo de controle da respiração dos répteis ainda é pouco conhecido. A temperatura ambiente tem efeitos variáveis no volume corrente e na frequência, por isso uma devida consideração deve ser dada em relação a manter cada espécie na sua temperatura ótima. (MOSLEY, 2005; SLADKY, 2012)

Os testudines possuem pulmões que lembram sacos aéreos septados. Eles são grandes e estão posicionados abaixo da carapaça e em cima das vísceras. Esses animais não apresentam diafragma, sendo os movimentos da faringe responsáveis pela respiração. Esses movimentos podem ser auxiliados pela musculatura da cintura, peitoral e pélvica, que agem movendo as vísceras para cima, conseqüentemente comprimindo os pulmões e forçando a saída de ar. Dessa forma a expiração é caracterizada como ativa e a inspiração passiva (GOULART, 2014). Já Mosley (2005), caracteriza a inspiração e a expiração como processos ativos.

As cobras utilizam uma combinação do músculo liso presente nas paredes dos pulmões juntamente com os músculos intercostais. Já os lagartos, utilizam o

músculo liso dos pulmões, os intercostais, peitorais e os torácicos para a ventilação (SLADKY 2012).

Répteis são capazes de tolerar situações de hipóxia ou apneia durante a anestesia, uma vez que são capazes de converter o metabolismo deles para um metabolismo anaeróbico. Essa capacidade está diretamente ligada aos shunts cardíacos, à temperatura ambiente e à capacidade de tampão do ácido láctico (SLADKY, 2012).

Algumas peculiaridades podem ser vistas no trato urinário dos répteis como por exemplo, o fato dos rins serem metanéfricos, ou seja, não serem segmentados. Eles não possuem alça de Henle, não possuem pelve renal e a excreção dos compostos nitrogenados é feita na forma de ácido úrico pelos ureteres, sendo levados diretamente para a cloaca (BAUER et al, 2014). O ácido úrico é produzido pelo fígado e, ao contrário da amônia e da uréia, é insolúvel em água, sendo liberado numa forma semi sólida (MOSLEY, 2005).

2.2 CONTENÇÃO FÍSICA

A contenção física precede a anestesia nos répteis, sendo muito importante o conhecimento do comportamento e dos mecanismos de defesa a fim de promover uma contenção eficaz, evitando acidentes com a equipe de trabalho e com o animal (NUNES et al, 2006).

Ela vai ser escolhida, primeiramente, a depender do tipo de recinto que o animal se encontra. Nos casos dos crocodilianos, pode-se utilizar apenas luvas de borracha grossa em animais de até 1m de comprimento total, capturando-os diretamente com as mãos. Já nos casos de animais maiores, deve-se passar algo pelo pescoço do animal, um laço de aço ou um cambão, por exemplo, e mantê-lo sempre tracionado. Depois disso, cobrir os olhos do animal pra que ele fique mais tranquilo e não fixe em algum provável alvo. Com essa contenção pelo pescoço realizada, deve-se então chegar até a cabeça do animal e pressioná-la contra o chão, de modo que a boca fique fechada, e permita que seja então feita uma forte

pressão sobre o focinho e que a pessoa que está contendo possa sentar-se, cuidadosamente, sobre o animal e fazer uma imobilização segura da boca, com uma fita de borracha, por exemplo (BASSETI et al,2014).

Em lagartos, a contenção física nunca deve ser feita pela cauda, devido a possibilidade de autotomia, até mesmo durante a manipulação. Animais pequenos são possíveis de conter até mesmo com uma mão só, sem muita dificuldade. Já animais maiores, como é o caso de iguanas e teiús, há o risco de ocorrer mordidas ou golpes com a cauda, além do uso das garras também. Dessa forma, a contenção deve ser feita com as duas mãos, mantendo segura a cabeça (pela base do pescoço), o corpo (pela cintura escapular) e a cauda embaixo da axila de quem estiver executando a manipulação. Toalhas ou outros objetos podem ser necessários no caso de animais mais agressivos (BAUER et al, 2014).

Serpentes, sendo peçonhentas, apenas devem ser manipuladas por pessoas experientes e com o máximo de cuidado. A utilização de equipamentos especializados é indispensável para a contenção desses animais, possibilitando dessa forma a realização de vários procedimentos simples, como um exame clínico, higienização e avaliação da cavidade oral, punção da veia caudal e administração de fármacos. Serpentes não peçonhentas podem ser contidas apenas com a realização de uma pressão sobre a cabeça e segurando-a firmemente com o polegar e o dedo indicador (GREGO et al, 2014).

O uso de tubos de acrílico limpos é ideal para a manipulação de cobras peçonhentas. Esses tubos oferecem uma contenção segura, além de uma boa visualização do animal. Neles podem conter furos pequenos e fendas que permitem a administração de fármacos ou coleta de amostras (SCHUMACHER et al, 2006).

2.3 CONTENÇÃO QUÍMICA

Em crocodilianos, sabe-se que diversos protocolos podem ser feitos quando for necessária a anestesia. É imprescindível que seja levada em consideração a farmacocinética e farmacodinâmica dos fármacos, analisando o intervalo entre doses,

o estado clínico do animal e também à resposta que aquele fármaco tem nas diferentes espécies (BASSETI et al, 2014).

Todos os anestésicos tem efeitos no desempenho cardiopulmonar, entre eles bradicardia ou taquicardia, hipertensão ou hipotensão, arritmias cardíacas, apneia, dispneia, entre outros. Logo o conhecimento da morfofisiologia respiratória e circulatória é importantíssimo para a escolha do melhor anestésico ou protocolo anestésico e para facilitar a monitoração cardiopulmonar no pré, trans e após o procedimento (DUTRA, 2014).

O procedimento de sedação, geralmente é feito para a realização de exames complementares ou para coleta de amostras. Preferencialmente, devem-se utilizar fármacos ou associações que possam ser revertidos parcialmente ou totalmente, com o intuito de diminuir o tempo de recuperação. Relata-se que a associação do midazolam com algum alfa-2-agonista é a preferência dos autores, para que seja possível depois a adição da cetamina ou de um opióide para aprofundar mais a anestesia. (SLADKY, 2012)

A associação de uma sedação, com uma anestesia local e uma epidural, torna possível a realização de uma cirurgia ou de procedimentos mais invasivos, que antes só seria possível sob efeito de uma anestesia geral. Além disso, essa associação possibilita a diminuição das doses dos fármacos, melhorando assim, o tempo de recuperação de animal e diminuindo os efeitos adversos, como depressão cardíaca, por exemplo. (SLADKY, 2012)

2.4 DOR E NOCICEPÇÃO

A dor e conseqüentemente a analgesia em répteis, estão começando a ser estudadas na medicina veterinária. A diversidade da classe Reptilia torna muito difícil o entendimento da eficácia analgésica em muitas espécies. Muitos veterinários afirmam que a administração de analgésicos pode mascarar sinais comportamentais de dor, no entanto, existe uma ética médica que obriga os veterinários a amenizar qualquer situação dolorosa em todos os animais, uma vez que um tratamento eficaz

da dor reduz muito estresse diminuindo assim a morbidade e mortalidade relacionada a traumas e cirurgias. (SLADKY et al, 2012)

Os termos dor e nocicepção, geralmente são usados como sinônimos. Mas esses dois termos têm significados diferentes. Muitos estudos têm sido feitos em relação à dor e nocicepção em répteis, melhorando assim a capacidade do médico veterinário prestar cuidados anestésicos. Segundo Merskey, o termo dor está relacionado a um sentimento mais subjetivo, definida como um resultado de uma experiência sensorial e emocional desagradável associada a um dano real ou potencial dos tecidos, mostrando assim que o fato do animal não se comunicar verbalmente, não signifique que ele não sinta dor, necessitando assim de um tratamento apropriado para a dor. A nocicepção, por sua vez, refere-se aos componentes fisiológicos e neuroanatômicos necessários para detectar e transmitir estímulos dolorosos ao cérebro, o que acaba se tornando uma experiência dolorosa (MOSLEY, 2011).

Assim como mamíferos, os répteis tem todas as estruturas anatômicas necessárias para o reconhecimento da dor: nociceptores periféricos, estruturas e vias adequadas do sistema nervoso central, receptores opioides e opioides endógenos, redução da resposta nociceptiva com analgésicos (embora os dados sejam escassos) e mudança do comportamento normal, quando com dor. (SLADKY et al, 2012; BRIDGET et al, 2011)

Nos répteis, existe um sistema opioide endógeno que difere de espécie para espécie em número e tipos de receptores. Supõe-se que muitos medicamentos analgésicos só são capazes de induzir a imobilização ou até mesmo a paralisia, sem promover uma analgesia eficaz (TRNKOVÁ, 2008). Mas recentemente alguns opioides como o butorfanol e a buprenorfina foram considerados. O butorfanol é considerado desvantajoso devido ao seu efeito de curto prazo (BISTNER et al, 2011), e existem dúvidas quanto a sua ação analgésica. Outros autores, no entanto, destacam seu efeito positivo garantindo uma boa indução da anestesia inalatória.

Um estudo feito em 2008 não considerou o butorfanol como uma boa pré-medicação para diminuir o tempo de indução anestésica e para facilitar a intubação endotraqueal em iguanas, uma vez que foi observado que apesar do tempo de indução ter sido menor nas iguanas pré medicadas com butorfanol, a diferença entre os dois grupo (com butorfanol e sem butorfanol), não foram significativas. Ambos os estudos resultaram num plano cirúrgico equivalente além do mesmo intervalo de tempo até a intubação (TRNKOVA et. al, 2008)

O manejo da dor em seres que não se comunicam verbalmente é uma tarefa desafiadora que exige técnicas válidas e confiáveis. Nesse caso, a avaliação do comportamento do animal seria o melhor indicativo da presença ou não de dor, mas no caso dos répteis, é extremamente difícil avaliar mudanças no comportamento deles, uma vez que existem inúmeras espécies, cada uma com adaptações fisiológicas e comportamentais particulares. Dessa forma, o reconhecimento de uma mudança comportamental em répteis requer cuidado, muitas vezes uma observação prolongada, sendo que as mudanças podem ser muito sutis (MOSLEY, 2011).

2.5 ANESTESIA LOCAL

De acordo com Schumacher (2006), o uso isolado de anestésicos locais, não é rotineiro na clínica de répteis, embora eles tenham as mesmas indicações que em animais domésticos. Para um protocolo eficaz de analgesia, recomenda-se a utilização de anestésicos locais como a lidocaína ou a bupivacaína (fármaco de longa ação), concomitante com outros agentes analgésicos.

A lidocaína é o anestésico local mais utilizado. Ela não causa distorções anatômicas do local da incisão, preserva a vascularização dos tecidos da área anestesiada, não causa relaxamento muscular e não interfere no processo de cicatrização. Adicionalmente, é um fármaco que age rapidamente e tem uma ação mais prolongada e mais intensa se comparado a outros anestésicos locais, como a procaína, por exemplo (BASSETI et al, 2014).

Técnicas de anestesia local e regional, incluindo anestesia epidural, não tem sido descritas em répteis. No entanto, as indicações são as mesmas de animais domésticos. O bloqueio do nervo intercostal e administração pleural de anestésicos locais, são indicadas para celiotomias em répteis (SCHUMACHER, 2006).

Além desses, também é utilizada a mepivacaína. Geralmente é utilizada para bloquear a transmissão dos nervos periféricos ou quando o animal é exposto à um procedimento minimamente doloroso (SLADKY et al, 2012).

As doses indicadas da lidocaína como agente analgésico é de 2-5mg/kg com dosagem máxima de até 10mg/kg, podendo ser utilizado na maioria das espécies. A dose da bupivacaína é de 1-2mg/kg, com dosagem máxima de 4mg/kg (CARPENTER, 2013).

2.6 MEDICAÇÃO PRÉ-ANESTÉSICA

Criações inapropriadas ou inadequadas frequentemente predispõem pets exóticos à doenças, logo a avaliação pré-anestésica é importantíssima para se ter uma noção das condições dietéticas e ambientais do animal. Esse histórico completo e a compreensão dos requisitos da espécie são vitais para o animal, uma vez que, ela que vai permitir que o clínico forme uma imagem do estado de saúde do paciente, identificando os possíveis riscos e escolhendo o melhor protocolo anestésico (LONGLEY, 2008).

Butorfanol é o fármaco mais utilizado como medicação pré-anestésica na dose de 0,1 – 1 mg/kg 30 minutos antes da indução anestésica. Em algumas espécies, seu uso é questionável. Midazolam é comumente usado em crocodilianos como tranqüilizante ou medicação pré-anestésica. Seu uso já foi relatado em tartarugas marinhas também. Morfina é recomendada em algumas espécies. Um estudo relatou a morfina como um analgésico eficaz em iguanas ao contrário da buprenorfina. Em dragões barbudos tem relatos de que altas doses de morfina tem efeito analgésico, ao contrário de altas doses de butorfanol. No entanto, o inverso parece acontecer em corn snakes (JOHNSON, 2015).

Nos lagartos, pode-se utilizar tiletamina-zolazepam na dose de 4-6mg/kg IM para facilitar a manipulação de espécies grandes, sendo assim utilizada com MPA, promovendo apenas uma sedação (SCHUMACHER et al, 2005). Além disso, o butorfanol numa dose de 1-4mg/kg IM administrado 30 minutos antes do agente de indução anestésica, funciona como pré-medicação além de promover uma analgesia pré e trans operatória. O butorfanol administrado sozinho não produz efeitos sedativos, mas colabora para diminuir o volume necessário do fármaco de indução anestésica. Se o acesso venoso for possível, a indução anestésica é feita com propofol (3-5mg/kg IV), facilitando a intubação e manutenção com anestésicos inalatórios (SCHUMACHER et al, 2006).

O uso de um potente opioide tem sido estudado nos crocodilianos, a etorfina. Em comparação aos mamíferos, os crocodilianos precisam de uma dose mais alta para induzir a imobilização, às vezes mais que 1mg/kg IM (SCHUMACHER et al, 2006).

De acordo com Dutra 2014, em répteis, os benzodiazepínicos, como diazepam ou midazolam, tem pouco efeito sedativo. Logo, são usados combinados com agentes dissociativos, como a cetamina e também com opioides como o butorfanol ou a buprenorfina. A hipotermia ou resfriamento, são métodos inaceitáveis para imobilização, uma vez que não promovem analgesia alguma.

2.7 INDUÇÃO ANESTÉSICA

As técnicas de indução anestésica em répteis vão depender da espécie a ser anestesiada, do procedimento que vai ser realizado e do estado do animal. Para a maioria das espécies, recomenda-se administrar um sedativo, como o butorfanol ou a buprenorfina antes da indução, com o objetivo de reduzir o volume necessário do fármaco para indução e também para reduzir a apneia. Em pacientes que o acesso venoso é possível, o propofol é o fármaco de eleição, numa dose de 3 – 5mg/kg IV ou IO, para facilitar a intubação endotraqueal e a conseqüente manutenção com anestésico inalatório. (SCHUMACHER et al, 2006).

A indução anestésica pode ser desafiante em grandes espécies de tartarugas e espécies aquáticas, podendo esta última ficar bastante agressiva. Nessas espécies, o acesso à cabeça e aos membros, uma vez retraídos para o casco, se torna bem difícil. Em cobras, a administração intravenosa do agente de indução deve ser feita na veia caudal ventral, sendo geralmente utilizado o propofol. Em cobras maiores, a tiletamina-zolazepam também pode ser utilizada na dose de 2-4mg/kg IM para facilitar a manipulação, intubação e indução com o agente inalatório. Cobras venenosas são induzidas dentro de uma caixa de indução ou são diretamente intubadas e mantidas com anestésico inalatório. Essa indução pode ser feita com ela contida num tubo de acrílico, sendo o anestésico inalatório administrado para dentro desse tubo facilitando assim a intubação endotraqueal. (SCHUMACHER et al, 2006)

A intubação é facilmente realizada na maioria dos répteis. Em serpentes, a glote encontra-se rostralmente e em lagartos e testudines, na base da língua. Ela é facilmente visualizada e a intubação é realizada via visualização direta. Uma pequena gota de lidocaína (diluída a 1%) pode ser usada para dessensibilizar a glote e facilitar a intubação endotraqueal. Em algumas espécies aquáticas, modificações anatômicas podem dificultar a visualização direta da glote. A mucosa dos répteis tende a ser muito viscosa, podendo formar tampões mucoides no tubo endotraqueal durante procedimentos longos. Deve-se atentar para isso, pois pode significar uma dificuldade dos pulmões esvaziarem totalmente durante a expiração. Além disso, a traquéia dos testudines bifurca-se rostralmente, logo é possível a intubação de apenas um pulmão. Os anéis traqueais deles e dos crocodilianos são completos, por isso na maioria dos répteis utiliza-se sonda sem endotraqueal sem cuff para evitar necrose da traquéia. (MOSLEY, 2005)

Para espécies pequenas de crocodilianos, que não podem ser contidos manualmente, propofol na dose de 3-5mg/kg IV é o fármaco de eleição para indução anestésica, usando como via de administração, a veia coccígea ventral. Para espécies grandes, tiletamina-zolazepam na dose de 5-10mg/kg, intramuscular, promovem uma imobilização suficiente para facilitar a manipulação e a intubação.

Por outro lado, o tempo de recuperação da tiletamina-zolazepam geralmente é bem prolongado. A combinação de cetamina (5-20mg/kg IM) e medetomidina (80-360ug/kg IM), induzem uma anestesia eficaz e reversível em *Alligator mississippiensis*. A reversão com atipamezole é rápida e completa. (SCHUMACHER et al, 2006)

2.7.1 ANESTESIA INJETÁVEL

Vários protocolos de anestesia injetável já foram reportados sendo utilizados em diferentes espécies de répteis. No entanto, as doses utilizadas têm uma variação muito grande, uma vez que as diferenças entre as espécies fazem com que a dose de um fármaco mude muito de uma espécie para outra, mesmo sendo para se obter o mesmo resultado. (SLADKY, 2012)

A maioria dos fármacos, quando utilizados sozinhos, acabam sendo usados numa alta dosagem, o que acarreta numa grande depressão cardiorrespiratória e com um tempo de indução e recuperação longos (DUTRA, 2014).

É interessante que seja evitado o uso de altas doses de um único fármaco e opte por utilizar combinações sinérgicas de fármacos, diminuindo assim, a dose necessária de cada um, já que a maioria dos efeitos adversos é dose-dependente. (SLADKY, 2012)

Segundo Schumacher et al (2006), na maioria das espécies a administração de um anestésico injetável facilita a manipulação e diminui o volume necessário do agente de indução.

Na maioria das vezes, a anestesia geral é necessária. Nesses casos, o fármaco de eleição para uso em répteis é o propofol por via intravenosa na dose de 5 – 10mg/kg, sendo que o mesmo tem um período hábil de 30 a 90 minutos. Esse período é suficiente para a realização de procedimentos simples ou para passagem de sonda endotraqueal para promover o uso da anestesia inalatória, já adiantando que o de eleição é o isoflurano (BASSETI et al, 2014).

O propofol pode ser administrado no seio paravetebral, IV, IO, IM ou SC. Em cobras, é indicada a dose de 5-10mg/kg IV ou SC para indução. Em lagartos, recomenda-se a dose de 3-5mg/kg IV ou IO para pequenos procedimentos ou para intubação endotraqueal, podendo ser necessária uma redosagem em 3-5 min causando baixa alteração cardiopulmonar comparado a doses maiores, que por sua vez são recomendadas para indução anestésica (5-10mg/kg IV ou IO). Em testudines, a dose de 3-5mg/kg no seio paravertebral é recomendada para promover sedação, sendo que, no caso de tartarugas do ouvido vermelho, indica-se a dose de 20mg/kg IV no seio paravertebral para anestesia geral. Para crocodilianos, a dose indicada é de 10-15mg/kg IV , promovendo uma anestesia que dura entre 30 a 90 minutos (CARPENTER, 2013).

De acordo com Dutra 2014, o propofol é um agente de indução anestésica de ação ultracurta, sendo o anestésico de eleição quando se tem acesso venoso.. Na manutenção, pode ser administrado por infusão contínua na dose de 0,3-0,5mg/kg/min ou em bolus na dose de 0,5-1mg/kg. O uso do propofol pode causar depressão cardiorrespiratória e se for injetado de forma rápida pode induzir apneia.

Diversos fármacos injetáveis são utilizados em lagartos, como o propofol, diazepam, midazolam, cetamina e meperidina. Quando o propofol for utilizado, recomenda-se que o acesso endotraqueal seja feito para realizar a ventilação assistida, uma vez que, esse fármaco pode induzir apneia (BAUER, 2014).

A cetamina é a mais comumente usada para produzir imobilização e indução anestésica. Ela tem uma boa margem de segurança e pode ser administrada nas vias intramuscular e intravenosa. Por outro lado, causa um pobre relaxamento muscular, analgesia mínima além de uma recuperação prolongada. Por isso, raramente é utilizada sozinha (DUTRA, 2014).

De acordo com Carpenter (2013), a cetamina tem a segurança questionável em pacientes debilitados e seu uso deve ser evitado quando há suspeita de lesão renal. É indicada como pré-anestésico antes da indução com isoflurano.

As combinações indicadas são cetamina/butorfanol para anestesia em cobras, promovendo relaxamento muscular; cetamina/dizepam para pequenos procedimentos em testudines ou anestesia em cobras; cetamina/medetomidina sendo indicada para a maioria das espécies e tendo a vantagem de ser reversível; cetamina/midazolam indicada tanto para sedação quanto para anestesia de testudines, promovendo um bom relaxamento muscular e cetamina/propofol, indicado para testuines, sendo o propofol administrado IV, aproximadamente 70-80 min após a cetamina (CARPENTER, 2013)

A anestesia dissociativa também pode ser feita, sendo possível pela via intramuscular ou intracelomática. O uso da cetamina, por exemplo, associada a um benzodiazepínico, promove um bom relaxamento muscular e analgesia, mas, por outro lado, observa-se que o período de recuperação é muito longo havendo ainda o risco de uma depressão cardiorrespiratória. (BAUER et al, 2014).

Em lagartos, a via mais utilizada para administração intravenosa é a veia caudal ventral. No caso de administração intraóssea, o acesso é realizado preferencialmente em ossos longos como o úmero, por exemplo. Em animais pequenos, existe a possibilidade de utilizar também a via intracelomática, que por sua vez, deve ser feita pelo flanco direito para evitar danos à vesícula urinária que está presente em algumas espécies. (BAUER et al, 2014)

No que diz respeito à via de administração, antigamente se dizia que a melhor via em répteis era a intramuscular, uma vez que, muitos veterinários diziam que o subcutâneo era muito pouco vascularizado, o que afetaria na absorção do fármaco. Por outro lado, muitas vantagens começaram a ser associadas à administração pela via subcutânea, como o acesso a diferentes partes do corpo do animal, diminuindo assim a manipulação dele e conseqüentemente aumentando a segurança e possibilitando a administração de um volume maior em um só local. Relatou-se que embora o tempo de indução da anestesia subcutânea com cetamina e dexmedetomidina em uma tartaruga-do-ouvido-vermelho tenha sido longo e mais variável comparado à administração intramuscular, a profundidade alcançada depois de 45 minutos não foi significativamente diferente entre as duas administrações.

Dessa forma, muitos veterinários administram fármacos e seus antagonistas pela via subcutânea em testudines, lagartos e cobras, principalmente se grandes volumes forem necessários. (SLADKY, 2012)

Existe também a dúvida em relação à administração de fármacos nos membros posteriores dos répteis. Segundo Sladky 2012, recentemente foi feita uma comparação do tempo de indução de uma anestesia subcutânea de cetamina e dexmedetomidina feita nos membros anteriores em relação à mesma administração feita nos membros posteriores de uma tartaruga-do-ouvido-vermelho, observando-se que a anestesia foi bem sucedida quando administrada nos membros anteriores somente. Portanto, devido à existência do sistema porta renal nos répteis, sugere-se que administração nos membros posteriores sejam evitadas.

A alfaxalone, é o anestésico injetável mais seguro, efetivo e econômico para répteis. Ele é indicado para indução anestésica e anestesia para procedimentos rápidos como suturas, debridamento de feridas, drenagem de abscessos, entre outros (JOHNSON, 2015).

A cetamina pode ser usada sozinha, mas é mais comum o uso associado com um alfa-2-agonista, geralmente a medetomidina. Essa associação é mais usada em grandes répteis como grandes lagartos, grandes testudines e crocodilos. A vantagem desse protocolo é a possibilidade de reversão com atipamezole, sendo utilizada 5 vezes a dose da medetomidina. (JOHNSON, 2015; DUTRA, 2014)

Segundo Schumacher et al 2006, se a veia periférica estiver acessível, deve-se fazer, preferencialmente a indução com propofol depois de uma pré medicação com butorfanol intramuscular (1-2mg/kg). O propofol (3-5mg/kg) pode ser administrado lentamente pela veia jugular ou pela coccígea na maioria dos testudines. Nos pacientes que o acesso intravenoso não foi estabelecido, a administração intramuscular de agentes anestésicos é indicada. A cetamina, se utilizada sozinha para sedação, exige altas doses, resultando num tempo de recuperação mais prolongado além de uma pobre analgesia e relaxamento muscular. Indica-se então que sejam feitas associações, como por exemplo, a

associação de cetamina (4-10mg/kg), butorfanol (0,5-1mg/kg) e medetomidina (14-150ug/kg) administrados por via intramuscular, facilitam a manipulação e possibilitam até a intubação e conseqüente manutenção da anestesia com isoflurano ou sevoflurano.

Em lagartos, as veias de eleição para administrações endovenosas são a veia coccígea ventral e a veia abdominal ventral. O acesso à veia cefálica exige que se faça uma pequena incisão, na maioria dos lagartos (SCHUMACHER et al, 2006).

Tabela 1 - Protocolos de sedação comumente usados em répteis

TABLE 1. Sedation protocols commonly used in reptiles					
	Dosage (mg/kg)	Route	Species	Comments	Reference
Chelonians					
Midazolam	2	SC	RES	Mild sedation, inconsistent effects	12
Dexmed + midaz	0.1 + 1.0	SC	RES	Completely reversible; rapid recovery after reversal	*
Dexmed + midaz + ketamine	0.1 + 1.0 + 2.0	SC	NA box turtle RES	Mild to moderate sedation Completely reversible; rapid recovery after reversal	19,20
Dexmed + midaz + ket	0.07 to 0.1 + 1.0 + 2.5 to 5.0	SC	African spurred tortoise	Moderate to deep sedation Partially reversible; rapid recovery after reversal	27
Med + ket	0.1 + 5.0	IM	RES	Suitable for cloacoscopy Deep sedation	18
Med + ket + morphine	0.15 + 2.5 + 1.0	SC	African spurred tortoise	Suitable for intubation and nonpainful procedures Deep sedation	27
Med + midaz + morphine	0.2 + 2.0 + 1.0	SC	African spurred tortoise	Partially reversible; rapid recovery after reversal Suitable for cloacoscopy	27
Propofol	2.0 to 5.0	IV		Moderate to deep sedation Suitable for cloacoscopy	16
Lizards					
Dexmed + midaz	0.1 + 1.0	SC	Green iguana	Moderate sedation	*
Dexmed + midaz + ket	0.05 - 0.1 + 1.0 + 3.0	SC, IM	Bearded dragon Bearded dragon Uromastyx	Completely reversible; rapid recovery after reversal Deep sedation, suitable for intraoral examination, endotracheal intubation, and minor surgery if used together with local anesthesia, partially reversible	*
Propofol	3.0 to 5.0	IV, IO		Deep sedation—light anesthesia	16
Snakes					
Midaz	1.0 to 2.0	SC, IM		Mild sedation, inconsistent effects	16
Telazol	2.0 to 5.0	SC, IM	Large snakes	Mild to moderate sedation, endotracheal intubation	21
Ket	5.0 to 10.0	SC, IM		Mild to moderate sedation, endotracheal intubation	21
Propofol	3.0 to 5.0	IV		Moderate sedation—light anesthesia	16,17

Abbreviations: RES, Red-eared slider turtle; Dexmed, dexmedetomidine; Ket, ketamine; Med, medetomidine; Midaz, midazolam; SC, subcutaneous; IM, intramuscular; IV, intravenous; IO, intraosseous; NA, North American.

*Mans et al, unpublished. Atipamazole was used to antagonize medetomidine (1 mg/ml) and dexmedetomidine (0.5 mg/ml) in 1:1 volume, SC. Flumazenil was used to antagonize midazolam: 0.05 mg/kg SC or 13:1 midazolam:flumazenil (mg). Naloxone was used to antagonize morphine: 0.04 mg/kg SC.

(Fonte: Sladky et al, 2012)

2.7.2 ANESTESIA INALATÓRIA

O fármaco mais utilizado em répteis é o isoflurano. Na maioria dos animais será necessário realizar a ventilação com pressão positiva intermitente (IPPV), durante todo o procedimento, exceto em grandes varanídeos (lagartos monitores) que geralmente respiram espontaneamente. A taxa de indução é de 6 movimentos respiratórios por minuto (mpm) com 4-5% de isoflurano num fluxo de pelo menos

1L/min de oxigênio. A frequência respiratória (FR) cai pra 2mpm quando o plano anestésico cirúrgico é alcançado. A intubação é recomendada, exceto para répteis muito pequenos. Nesses casos, a sonda endotraqueal pode ser feita adaptando um cateter endovenoso ou outros tipos de tubos. Testudines são muito difíceis de intubar, requerem aplicação de anestésico local para relaxar a glote. Varanídeos tem a anatomia oral semelhante a das serpentes, sendo a glote bem rostral possibilitando uma fácil intubação. Abre bocas são recomendados em varanídeos. (JOHNSON, 2015)

Em testudines a administração somente de agentes anestésicos via máscara, pode resultar numa indução prolongada, pelo fato deles fazerem apneia por bastante tempo (SCHUMACHER et al, 2006).

Para tartarugas, o fármaco de eleição é o isoflurano, que provoca uma rápida indução e tempo de recuperação, além de uma mínima depressão cardiorrespiratória e toxicidade hepática e renal. O sevoflurano possui uma baixa solubilidade no sangue, o que acarreta numa curta indução e tempo de recuperação, permitindo alterar o plano anestésico rapidamente (DUTRA, 2014).

Em serpentes, pode-se induzir com anestesia inalatória direto no tubo cilíndrico de contenção, utilizando 5% isoflurano ou 8% sevoflurano. (SCHUMACHER et al, 2005)

A anestesia inalatória, principalmente com o isoflurano, tem se tornado a prática padrão para serpentes, pois é mais segura e a recuperação do animal é mais rápida. A anestesia injetável pode ser feita lentamente na veia caudal com cloridrato de cetamina associada ao cloridrato de xilazina (KOLESNIKOVAS et. al, 2006).

2.8 ANESTESIA EPIDURAL

A anestesia epidural não é tão citada na literatura como uma anestesia específica em répteis, mas sabe-se que esse é um tipo de anestesia muito utilizado em humanos e que a mesma diminui bastante os efeitos adversos além de ser muito

segura (CARVALHO, 2004). É uma anestesia que pode ser uma opção para procedimentos comuns na clínica, já que oferece uma boa margem de segurança, promovendo efeitos regionais e conseqüentemente uma rápida recuperação (FONTENELLE et al, 2000).

Essa anestesia consiste na administração de um anestésico local na região epidural, que por sua vez fica entre a dura-máter e o canal vertebral. É uma anestesia muito segura e relativamente fácil, por isso ela vem sendo muito usada em animais domésticos (INTELIZANO et al, 2002).

É indicada nos casos de procedimento cirúrgico na região pélvica, anal, perianal e caudal. Além disso, também é indicada nos casos de cirurgias obstétricas, intervenções no reto, ou em paciente de alto risco em que não é aconselhável a anestesia geral (MASSONE, 1999).

Segundo Dutra 2014, essa anestesia é uma técnica eficaz, muito prática e de baixo custo, já que não necessita de equipamentos especializados. Pode ser usadas em testudines, em procedimentos que são comuns na clínica como prolapso de pênis, de vagina, de reto. É segura também para procedimentos em membros pélvicos. O fármaco utilizado é a lidocaína e a dose é de 0,2ml/ 10cm de casco, sendo assim administrada entre a 15^a e a 22^a coccígea (DUTRA, 2014)

2.9 FLUIDOTERAPIA

O balanço hídrico é essencial para muitas funções corporais essenciais para a vida. Devido ao metabolismo mais lento, os répteis sintetizam água muito mais lentamente do que aves e mamíferos. Logo, a fluidoterapia é essencial para o restabelecimento e manutenção da homeostasia celular, sendo necessário um conhecimento da distribuição da água corporal e de toda a fisiologia do animal para a escolha correta do tipo de fluido, dose e razão pra ser administrado (DUTRA, 2014).

É sempre indicada em animais que demonstram desidratação no exame físico pré-anestésico ou em outros exames complementares. A fluidoterapia em répteis deve ser administrada num fluxo contínuo por via IV ou IO na desidratação moderada a severa. Outras alternativas são os bolus subcutâneos ou intracelomáticos que também podem ser feitos, sendo que deve-se ter muito cuidado quanto utilizar a via intracelomática para não perfurar órgãos, causando danos iatrogênicos. Com a escassez de dados em relação ao fluido ideal para répteis, opta-se por utilizar uma solução padrão de eletrólitos balanceados, como Ringer Lactato, por exemplo. Alguns autores recomendam uma taxa de manutenção de 15 a 30 ml/kg/dia, sendo administrados num fluxo constante por via IV/IO ou por bolus SC/intracelomático (SLADKY, 2012).

2.10 MONITORAÇÃO E SUPORTE

2.10.1 *PROFUNDIDADE ANESTÉSICA*

O monitoramento da profundidade anestésica e da função cardiopulmonar, continua sendo um desafio na clínica de répteis. Cuidados devem ser tomados, para que não se use de métodos que normalmente são usados em mamíferos sem ter conhecimento de como funciona naquela espécie. Os répteis diferem drasticamente na sua anatomia e fisiologia em relação aos mamíferos, sendo capazes de manter suas funções fisiológicas mesmo em circunstâncias ambientais extremas, como hipóxia e hipotermia (SLADKY, 2012).

O objetivo de uma anestesia é alcançar e manter um plano anestésico adequado que evite, principalmente, a sobredosagem de fármacos. Para se ter uma anestesia segura, é necessário que haja a monitoração cuidadosa do paciente afim de perceber as necessidades de ajustes dos fármacos, sejam eles inalatórios ou injetáveis. Uma monitoração abrangente compreende a avaliação de diversos reflexos, além dos efeitos que o fármaco está causando no sistema cardiopulmonar (MOSLEY, 2005).

Uma variedade de reflexos pode ser avaliada em répteis, mas deve-se ressaltar que vai depender da espécie uma vez que, existem diferenças anatômicas entre cobras, testudines e lagartos. Os reflexos corneal e palpebral estão acessíveis em muitas espécies, mas não pode ser avaliado em cobras e alguns lagartixas, por causa da falta de pálpebra e presença de “óculos” (SLADKY, 2012).

Em 1957, Kaplan e Taylor publicaram um estudo onde foi usado éter e uretano em tartarugas adultas (*Pseudemys* spp.). Nesse estudo eles avaliaram batimentos cardíacos, temperatura, tônus muscular, movimentos voluntários, contração ou relaxamento pupilar e presença ou perda de reflexo corneal. Dessa forma, eles concluíram que uma anestesia com um plano cirúrgico adequado é aquela associada a um bom relaxamento muscular, ausência de resposta a estímulos dolorosos e perda de movimento. Eles são pioneiros nessa área e até hoje a profundidade anestésica em répteis é avaliada tendo como base parâmetros definidos por eles (MOSLEY, 2005).

Curiosamente, os répteis, quando induzidos com anestésicos inalatórios, o relaxamento muscular inicia-se no meio do corpo, depois cabeça e por último a cauda. O tônus caudal é o último a ser perdido. Isso foi observado quando usado halotano e sevoflurano em lagartos. Esse recurso pode ser usado como forma de monitorar a profundidade anestésica, sendo que quando o animal superficializa, tudo ocorre na ordem inversa, primeiro voltam os movimentos da cauda e por último o meio do corpo (MOSLEY, 2005) .

O reflexo de endireitamento pode ser útil em cobras e lagartos, mas não em tartarugas e jabutis. Nesses, pode ser feita a avaliação do tônus do pescoço e a retirada da cabeça do casco. Em cobras o tônus muscular é perdido da cabeça para a cauda durante a indução e é recuperado da cauda para a cabeça na recuperação (SLADKY, 2012).

2.10.2 TERMORREGULAÇÃO

Os répteis são animais ectotérmicos, ou seja, sua temperatura depende da temperatura externa. Esses animais possuem uma temperatura corpórea ótima de 28°C. Mudanças significantes na temperatura corporal, afeta diretamente o metabolismo desses animais e muitos processos fisiológicos, uma vez que as reações enzimáticas são termodependentes. Trata-se de um aspecto muito importante, sendo que essa característica está inteiramente relacionada ao tempo de indução, recuperação e metabolização dos anestésicos (SLADKY, 2012).

Nos animais da classe Squamata algumas atitudes podem ser observadas como mecanismos de termorregulação, como alteração da postura e alteração do pigmento da pele, além de outros comuns à outras ordens. Nesses animais, algumas atividades diretamente relacionadas à temperatura são forrageamento, digestão, reprodução e ecdise (BAUER et al, 2014).

Em relação à perda de calor desses animais, pode-se dizer que três fatores estão diretamente ligados: o comportamental, que se refere ao deslocamento do animal à procura de ambientes com mais ou menos exposição ao sol; o autônomo, que se refere às situações fisiológicas, como por exemplo, a mudança do fluxo sanguíneo e o adaptativo, que se refere às mudanças prolongadas, que ocorrem com o passar do tempo, como mudança dos níveis hormonais, por exemplo (BASSETI et al, 2014).

Vários fatores são influenciados pela temperatura nos répteis. Fatores fisiológicos, morfológicos, e também comportamentais. Por exemplo, o sexo do animal é influenciado pela temperatura que os ovos são expostos durante o período de incubação, sendo possível assim, o controle de nascimento de machos e fêmeas (BASSETI et al, 2014).

A frequência cardíaca e o metabolismo estão diretamente relacionados com a temperatura. Além disso, o aumento da temperatura diminui a dissociação do oxigênio em gases e aumenta a perfusão pulmonar. O consumo pelos tecidos

também aumenta, necessitando assim de um aumento da pressão de oxigênio (Po₂) durante a anestesia (DUTRA, 2014).

Nas anestésias, é viável que se faça o uso de correntes de ar quente para manter o animal numa temperatura ótima, uma vez que o uso de colchões aquecedores, por exemplo, só vai provocar um aumento na temperatura da superfície de contato (BASSETI et al, 2014).

2.10.3 *MONITORAÇÃO CARDIOVASCULAR*

A ausculta cardíaca direta é o método mais simples de se avaliar a frequência e ritmo cardíaco, mas em alguns répteis isso pode se tornar difícil pela interferência que ocorre devido à presença de escamas ou plastrão. Uma alternativa é o uso do Doppler (Figura 9). Ele pode ser colocado sobre o coração e fixado com uma fita adesiva. Alternativamente, a carótida, coccígea e artérias femorais também podem ser utilizadas como locais para colocação da sonda (MOSLEY, 2005; SLADKY, 2012).

A frequência cardíaca em répteis pode ser influenciada por uma variedade de motivos, incluindo temperatura ambiente, metabolismo ou presença de estímulos nocivos (SLADKY, 2012).

Figura 9 – Utilização do Doppler, colocado sobre a porção cranial do peito, entre os membros anteriores para monitorar pulso / frequência cardíaca durante a anestesia.



(Fonte: Sladky et al, 2012)

Figura 10 - Tartaruga comum (*Graptemys* spp.). Utilização do Doppler, colocado na entrada da cavidade, sobre a artéria carótida para monitorar a frequência cardíaca durante a anestesia.



(Fonte: Sladky et al, 2012)

Se um Doppler não estiver disponível, um aparelho de ecocardiograma pode ser um meio eficaz para monitorar a função e frequência cardíaca. A medição de pressão arterial indireta, pode ser feita utilizando-se pequenos cuffs em torno da cauda ou dos membros. Porém, os valores de pressão arterial indireta não condizem muito bem com os de pressão arterial direta em répteis (SLADKY, 2012).

Um oxímetro de pulso indireto estima a saturação de oxigênio na hemoglobina. Em iguanas verdes, um oxímetro colocado no esôfago fornece a saturação de oxigênio precisa e a pulsação. Embora os valores obtidos pelo oxímetro devam ser analisados com cautela em répteis, é muito útil avaliar as oscilações da saturação de oxigênio quando existentes (Sladky, 2012).

2.10.4 *MONITORAÇÃO RESPIRATÓRIA*

Os movimentos respiratórios podem ser facilmente observados em cobras e lagartos e contados por minuto. Já nos testudines, o movimento da pele em cima da fenda pré-femoral ou a observação de qualquer um dos lados da entrada da cavidade torácica podem ser observados e mensurados durante o ciclo respiratório (SLADKY, 2012).

A visualização direta dos movimentos respiratórios em alguns répteis pode ser muito difícil, principalmente nos testudines e em espécies pequenas. Além disso, os movimentos do tórax e do corpo, da cavidade e do tubo endotraqueal, podem ser interpretados erroneamente como uma ventilação adequada (MOSLEY, 2005).

A monitoração respiratória muitas vezes não é necessária em répteis porque na maioria das vezes eles necessitam que seja realizada ventilação por pressão positiva intermitente, já que raramente eles respiram bem quando anestesiados. (MOSLEY, 2005)

A gasometria arterial fornece informações sobre a oxigenação (PaO₂), o equilíbrio ácido-básico e o estado da ventilação (PaCO₂). Mas a gasometria não é

feita rotineiramente, pois necessidade de uma pequena incisão para acessar qualquer artéria (p. ex. carótida, femoral) (SLADKY, 2012).

A utilização dos oxímetros de pulso de transmissão se torna difícil pela falta de locais para um melhor posicionamento. Os oxímetros de pulso por reflexão, podem ser posicionados no esôfago ou na cloaca de animais anestesiados (LUMB & JONES, 2013).

2.10.5 *MONITORAÇÃO DA TEMPERATURA CORPORAL*

A temperatura corporal é regulada primariamente por padrões de comportamento e alterações no sistema cardiovascular. Em hospitais, é preferível que se mantenha o animal no nível mais alto da temperatura ótima daquela espécie, podendo fazer uso de cobertores aquecedores, garrafas com água quente ou ar quente. Valores abaixo dessa temperatura ótima podem acarretar em efeitos prolongados dos fármacos, além de queda na imunidade (MOSLEY, 2005).

A temperatura corporal pode ser avaliada por meio do termômetro retal comum ou por sonda de temperatura esofágica. Uma baixa temperatura retarda o tempo de recuperação da anestesia, logo, o animal deve permanecer na temperatura corporal ótima específica daquela espécie (SLADKY, 2012).

2.11 RECUPERAÇÃO ANESTÉSICA

Para recuperar o animal, primeiramente deve-se diminuir a dose do anestésico inalatório, geralmente 15 a 20 minutos antes. Se houver necessidade de analgésicos adicionais, devem ser administrados nesse momento (LUMB & JONES, 2013).

Também deve-se considerar a possibilidade de usar antagonistas de benzodiazepínicos e alfa-2 adrenérgicos. Essa recuperação pode ser realizada com mais sucesso, colocando o animal em um ambiente com temperatura controlada, como uma incubadora, por exemplo e periodicamente avaliar os reflexos e tônus

musculares. Um bom indicador de que o animal retornou da anestesia é a respiração espontânea. Répteis só podem ser extubados depois que respirar espontaneamente e os reflexos da orofaringe retornarem (ex. tônus da mandíbula e movimento da língua). Se o animal não respirar espontaneamente, a ventilação com pressão positiva intermitente (IPPV) deve ser realizada com o auxílio de um ambur (Figura 4). A redução da concentração do oxigênio, permitindo que o animal respire o ar ambiente, pode ajudar a acelerar a recuperação. A fluidoterapia e o controle da dor devem ser mantidos durante toda a recuperação (SLADKY, 2012; MOSLEY, 2005).

Figura 11 – Recuperação de uma Tartaruga russa (*Testudo horsfieldi*). Um ambur é utilizado para realizar a ventilação com pressão positiva intermitente durante a fase de recuperação até que o animal volte a respirar espontaneamente. Uma sonda plana de Doppler é colocada na entrada do tórax para monitorar a frequência cardíaca.



(Fonte: Sladky et al, 2012)

3 RELATO DE CASO

Celiotomia em jabuti piranga (*Chelonoidis carbonaria*)

Classe: Reptilia

Espécie: Jabuti piranga

Fêmea, 25 anos

Animal foi encaminhado ao Hospital Veterinário no dia 3 de março de 2015 com a queixa do proprietário de que esporadicamente encontrava manchas de sangue no local onde o animal se encontrava, mas não sabia onde sangrava nele. Foi feita toda a anamnese e exame físico do animal, sem encontrar explicações para o sangramento. O animal foi encaminhado para o exame radiográfico, onde foi diagnosticado retenção de 7 ovos na cavidade celomática.

Foi feito banho de iodo e lavado de cloaca na tentativa de estimular o animal a ovipor e defecar (animal não estava defecando). Esse tratamento de suporte foi feito por 15 dias, sem sucesso. Dessa forma, o animal foi encaminhado para a cirurgia, para fazer uma celiotomia para retirada dos ovos e castração.

A cirurgia aconteceu no dia 18 de março de 2015 às 8h da manhã e durou 2h e 30min. Como medicação pré-anestésica foi feito tramalde 50mg/ml na dose de 5mg/kg e uma dose baixa de doxapram intramuscular (IM). Para indução foi administrado cetamina 15mg/kg IM e midazolam 0,5mg/kg IM. O animal foi induzido na máscara com isoflurano, sendo então entubado. Foi feita também anestesia epidural com lidocaína + bupivacaína (Figura 12). A dose calculada foi de 0,2ml/5cm de casco, administrando metade do volume de lidocaína e a outra metade bupivacaína. Animal fez apneia durante a cirurgia, sendo necessária a ventilação mecânica durante o procedimento. Não houve alterações significativas de frequência cardíaca, oscilando entre 32 e 28bpm (batimentos por minuto).

Figura 12 - Anestesia epidural

(Fonte: Acervo pessoal)

Durante a cirurgia foi observado certa quantidade de sangue entre o plastrão e o peritônio (o que não deveria existir) (Figura 13), ao abrir a cavidade foi observada uma ascite. Os 7 ovos foram retirados, juntamente com todo o oviduto (Figura 14). Foi observada também, uma grande alteração no fígado (Figura 15), sendo macroscopicamente visto uma coloração amarelada a esverdeada, com presença de nódulos, o que levou a sugerir uma deficiência em alguns dos componentes da cascata de coagulação.

Figura 13 - Presença de sangue entre o plastrão e o peritônio



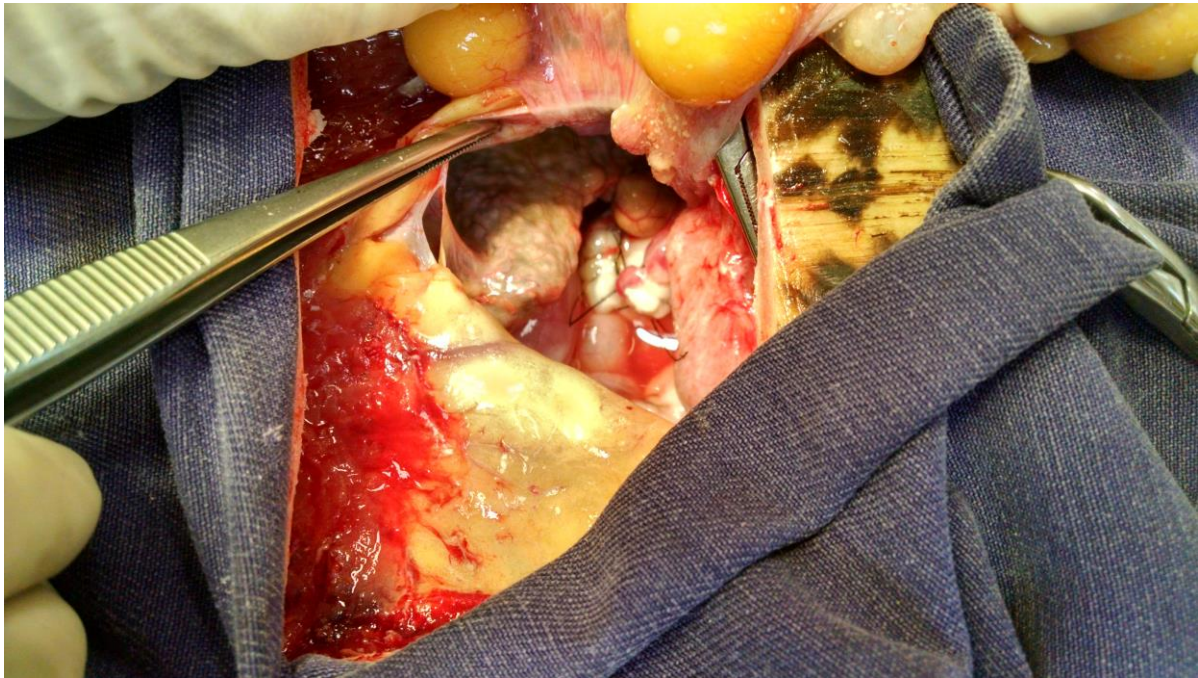
(Fonte: Acervo pessoal)

Figura 14 - Retirada dos sete ovos e de todo o oviduto do animal.



(Fonte: Acervo pessoal)

Figura 15 - Alterações macroscópicas no fígado. Alteração de cor, consistência e morfologia.



(Fonte: Acervo pessoal)

Com o término da cirurgia, foi feita a sutura do peritônio e fechamento do casco com araudite. O animal respirou espontaneamente 15 minutos após o fim da cirurgia, sendo então extubada.

Foi feito como antibioticoterapia com metronidazol e enrofloxacina. Analgesia com tramadol via oral por 10 dias e meloxicam. Foi administrado clusivol e óleo (para lubrificar o trato intestinal e estimular defecação). Pelo fato de não estar se alimentando, foi feita a colocação de sonda e fornecido papa de couve e clusivol, mas por poucos dias. Lactulose e silimarina também foram administrados.

O local onde o casco foi retirado não cicatrizou. Após 20 dias aproximadamente, decidiu-se tratar como ferida aberta. Mesmo assim, o fragmento retirado do casco foi esterilizado e utilizado como curativo, pra não deixar a ferida totalmente aberta.

O animal não apresentou melhora. Continuou sem se alimentar e só defecou duas vezes. No dia 11 de abril o animal veio a óbito.

4 CONSIDERAÇÕES FINAIS

A anestesia em répteis é uma área que ainda precisa ser muito estudada, principalmente a parte que trata de monitoração anestésica. Por isso, esse estudo visou organizar melhor todos os pontos que devem ser levados em consideração no momento em que for anestésiar um réptil, se atentando para as particularidades da espécie. Pode-se considerar que a escolha do melhor protocolo anestésico vai depender da espécie do animal, do estado geral dele e do procedimento que será feito. Em relação ao relato de caso, pode-se concluir a eficácia da utilização do doxapram como medicação pré anestésica e sendo administrado ao fim da cirurgia novamente, estimulando a respiração espontânea do paciente. Além disso, comprovou o protocolo utilizado (cetamina, midazolam e indução com isoflurano), como sendo muito seguro e muito eficiente.

Referências Bibliográficas

BASSETI, L.A.B.; VERDADE, L.M.; **Crocodylia (Jacarés e Crocodilos)** in Tratado de Animais Selvagens: medicina veterinária/ Cubas, Z.S., SILVA, J.C.R, CATÃO-DIAS, J.L. - 2ed. São Paulo: Roca, 2014 p. 154 – 169.

BAUER, A., BAUER, G., **Squamata – Sauria (Iguana e Lagartos)** .In Tratado de Animais Selvagens: medicina veterinária/ Cubas, Z.S., SILVA, J.C.R, CATÃO-DIAS, J.L. - 2ed. São Paulo: Roca, 2014 p. 170-185.

Bistner S.I.; Ford, R.B.; Mazzaferro, E. 2011: **Kirk and Bistner's Handbook of Veterinary Procedures and Emergency Treatment**. 9th ed. WB Saunders, 767 p.

Bosso ACS, Santos ALQ, Brito FMM, Alves Jr JRF, Guimarães EC. **The use of rocuronium in giant Amazon turtle *Podocnemis expansa* (Schweigger, 1812) (Testudines, Podocnemididae)**. Acta Cir Bras. [serial on the Internet] 2009 July-Aug;24(4).

Bridget B. B.; Sladky, K. K.; Johnson, M. S. **Evaluation of the analgesic effects of oral and subcutaneous tramadol administration in red-eared slider turtles**. J Am Vet Med Assoc. 2011 January 15; 238(2): 220–227

CARPENTER, J. W. **Exotic Animal Formulary**. 4th ed. 2013

CARVALHO, R. C. **Topografia vértebro-medular e anestesia espinhal em jabuti das patas vermelhas *Geochelone carbonaria* (SPIX, 1824)**. 2004. Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo.

CORREA V.V., MOURA F.L.L., SUZUKI S., CARMO F. DO, BECHARA J. **TÉCNICAS E FÁRMACOS UTILIZADOS NA ANESTESIA DE QUELÔNIOS**

DIVERS, Stephen J.; SCHUMACHER, Douglas R. (Ed.). **Reptile medicine and surgery**. Elsevier Health Sciences, 2005.

DUTRA, G. H. P. **Testudines (Tigre d'água, Cágado e Jabuti)** .In Tratado de Animais Selvagens: medicina veterinária/ Cubas, Z.S., SILVA, J.C.R, CATÃO-DIAS, J.L. - 2ed. São Paulo: Roca, 2014 p. 219-258.

FERNANDES, A.F. **Anestesia em Répteis**. Instituto de Ciências Biomédicas Abel Salazar. Universidade do Porto. 2010.

FONTENELLE, José H. et al. **Anestesia epidural em jabuti piranga (*Geochelone carbonaria*)**. ENCONTRO DA ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE VETERINÁRIOS DE ANIMAIS SELVAGENS, v. 4, p. 7, 2000.

Funk, R. S. 2006. **Snakes**. In: D. R. Mader (ed.) Reptile Medicine and Surgery. 2nd edn. pp. 42–58. Saunders Elsevier, St Louis, Missouri

GREGO, K.F, ALBUQUERQUE, L.R., KOLESNIKOVAS, C.K.M., **Squamata (Serpentes)** in Tratado de Animais Selvagens: medicina veterinária/ Cubas, Z.S., SILVA, J.C.R, CATÃO-DIAS, J.L. - 2ed. São Paulo: Roca, 2014 p. 187-218

IASP. **Part III: pain terms, a current list with definitions and notes on usage.** In: Merskey H, Bogduk N, editors. Classification of chronic pain: descriptions of chronic pain syndromes and definitions of pain terms. 2nd edition. Seattle (WA): IASP Press; 1994. p. 209–14.

INTELIZANO, T. R.; SANTOS, P. R.; FUTEMA, F.; OTSUKI, D. A.; ALMEIDA, T. I. **Técnicas em anestesia local.** In: FANTONI, D. T.; CORTOPASSI, S. R. G. Anestesia em cães e gatos. São Paulo: Roca, 2002. p. 199-208.

JOHNSON, R. **Anaesthesia and Surgery of Reptile.** Disponível em: <http://www.ava.com.au/sites/default/files/AVA_website/pdfs/>. Acesso em: 4 jan. 2015

KOLESNIKOVAS, C. K. M. et al. **Ordem Squamata – Subordem Ophidia (Serpente).** In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. *Tratado de animais selvagens – medicina veterinária.* São Paulo: Roca, 2006. Cap.8, p.68-85.

LONGLEY, L. **Introduction to anaesthesia in exotic species in Anaesthesia of Exotic Pets.** © 2008, Elsevier Limited. All rights reserved.

LUMB & JONES, **Anestesiologia e Analgesia Veterinária /** Editores William J. Tranquilli, John C. Thurmon, Kurt A. Grimm. São Paulo: Roca, 2013.

MASSONE, F. **Anestesia Veterinária.** 3. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1999. p. 31-45

MITCHELL, M.A. **Reptile Cardiology.** Vet Clin Exot Anim 12 (2009) 65–79. 2009 Elsevier Inc. All rights reserved.

Mosley C.A.E. (2005) **“Anesthesia and Analgesia in Reptiles”**, Topics in Medicine and Surgery. **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine** 14(4), 243-262.

NUNES, A. L. V. et al. **Anestesiologia.** In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. *Tratado de animais selvagens – medicina veterinária.* São Paulo: Roca, 2006. Cap.63, p.1040-1067.

O'Malley, B. 2005a. **General anatomy and physiology of reptiles.** In: B. O'Malley (ed.) Clinical Anatomy and Physiology of Exotic Species: Structure and Function of Mammals, Birds, Reptiles and Amphibians. pp. 17–39. Elsevier Saunders, London.

O'Malley, B. 2005b. **Tortoises and turtles.** In: B. O', (ed.) Clinical Anatomy and Physiology of Exotic Species: Structure and Function of Mammals, Birds, Reptiles and Amphibians. pp. 41–56. Elsevier Saunders, London.

READ, M.R., **Evaluation of the use of anesthesia and analgesia in reptiles.** JAVMA, Vol 224, No. 4, February 15, 2004

SCHUMACHER, J. YELEN, T., **ANESTHESIA AND ANALGESIA.** In: Reptile Medicine and Surgery / Mader, D. 2ed, 442- 2006

SLADKY,K. K.; Mans C. **CLINICAL ANALGESIA IN REPTILES.** Topics In Medicine And Surgery. Journal of Exotic Pet Medicine 21 (2012), pp 158–167

SLADKY,K. K.; Mans C. **CLINICAL ANESTHESIA IN REPTILES.** Topics In Medicine And Surgery. Journal of Exotic Pet Medicine 21 (2012), pp 17–31

Trnková Š., Z. Knotková, Z. Knotek: **Effect of Butorphanol on Anaesthesia Induction by Isoflurane in the Green Iguana (*Iguana iguana*).** Acta Vet. Brno 2008, 77: 245-249.