

UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS VETERINÁRIAS

**USO DE LIDOCAÍNA E BUPIVACAÍNA NA ANESTESIA
ESPINHAL DE CÁGADO-DE-BARBICHA *Phrynops*
geoffroanus (Schweigger, 1812)**

Priscilla Inocêncio Rodrigues Ribeiro
Médica Veterinária

UBERLÂNDIA – MINAS GERAIS – BRASIL
Setembro de 2011

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS VETERINÁRIAS**

**USO DE LIDOCAÍNA E BUPIVACAÍNA NA ANESTESIA
ESPINHAL DE CÁGADO-DE-BARBICHA *Phrynops*
geoffroanus (Schweigger, 1812)**

**Priscilla Inocêncio Rodrigues Ribeiro
Orientador: Prof. Dr. André Luiz Quagliatto Santos**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação
em Ciências Veterinárias – UFU como parte das
exigências para obtenção do título de Mestre em Ciências
Veterinárias (Saúde Animal).

UBERLÂNDIA – MINAS GERAIS – BRASIL
Setembro de 2011

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

Sistema de Bibliotecas da UFU, MG, Brasil.

R484u

Ribeiro, Priscilla Inocêncio Rodrigues, 1979-

2011

Uso de lidocaína e bupivacaína na anestesia espinhal de cágado
-de-barbicha *Phrynops geoffroanus* (Schweiger, 1812) / Priscilla
Inocêncio Rodrigues Ribeiro. – 2011.

40 f. : il.

Orientador:.André Luiz Quagliatto Santos.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Uberlândia,
Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias.

Inclui bibliografia.

1. Veterinária - Teses. 2. Anestesia veterinária - Teses. 2. Anestesia local - Teses. 3. Lidocaína - Teses. 4. Bupivacaína - Teses. I. Santos, André Luiz Quagliatto. II. Universidade Federal de Uberlândia. Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias. III. Título.

CDU: 619

Dedico à minha família, que dão sentido às minhas conquistas.

AGRADECIMENTOS

Agradeço à Deus por minha vida afortunada.

À minha família, porque sem eles nada teria sentido. Obrigada por esse amor incondicional.

Ao meu orientador professor Dr André Luiz Quagliatto Santos pela oportunidade, paciência, compreensão e profissionalismo.

À minha cunhada Sibele pelo apoio sempre que precisei, principalmente na elaboração dessa dissertação.

Ao meu pai e meu avô Onofre que mesmo fisicamente distantes estão tão presentes na minha caminhada. Eles foram exemplos de bom carácter, de honestidade e dignidade. É enorme a saudade.

Aos colegas do LAPAS pela disponibilidade em me ajudar e pela dedicação e carinho com os animais.

À professora Dra. Vera Lúcia de Campos Brites e seu auxiliar técnico Eduardo por se prontificarem em nos emprestar alguns exemplares da espécie estudada.

A todos aqueles que de alguma maneira contribuíram para essa conquista.

Obrigada!

SUMÁRIO

| | Página |
|--|--------|
| 1. INTRODUÇÃO | 1 |
| 2.REVISÃO DA LITERATURA | 3 |
| 2.1.Características dos Reptilia e dos Testudines | 3 |
| 2.2.O cágado – de – barbicha <i>Phrynops geoffroanus</i> | 6 |
| 2.3.Contenção farmacológica em Répteis | 6 |
| 2.4.Anestesia epidural e anestésicos locais | 10 |
| 2.5.Técnica de anestesia epidural..... | 11 |
| 2.6.Lidocaína 2% e bupivacaína 0,5%..... | 13 |
| 3.MATERIAL E MÉTODO | 15 |
| 4.RESULTADOS | 21 |
| 5.DISCUSSÃO | 25 |
| 6.CONCLUSÕES | 27 |
| REFERÊNCIAS | 28 |

LISTA DEABREVIATURAS

AIA – ácool-iodo-álcool

ARM – ausência de relaxamento muscular

cm - centímetros

g - gramas

IBAMA/RAN – Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais

Renováveis/Centro de Manejo e Conservação de Répteis e Anfíbios

IM - intramuscular

kg - quilogramas

L - litros

LAPAS – Laboratório de Ensino e Pesquisa em Animais Silvestres

min - minutos

mg - miligramas

mL - mililitros

RMP – relaxamento muscular parcial

RMT – relaxamento muscular total

SC - subcutânea

seg - segundos

UFU – Universidade Federal de Uberlândia

LISTA DE TABELAS

| | |
|---|----|
| Tabela 1. Análise estatística realizada através do teste de Wilcoxon (SIEGEL, 1975) para os parâmetros: período de latência da anestesia nos membros pelvinos (MP), latência da anestesia na cauda, anestesia no MP, anestesia na cauda, relaxamento muscular parcial (RMP) no MP, RMP na cauda, RMP na cloaca, relaxamento muscular total (RMT) no MP, RMT da cauda, RMT na cloaca, retorno ao RMP do MP, retorno do RMP da cauda, retorno do RMP na cloaca, retorno à ausência de relaxamento muscular (ARM) no MP, retorno à ARM da cauda e retorno à ARM na cloaca..... | 23 |
|---|----|

LISTA DE FIGURAS

| | |
|--|----|
| Figura 1. Fotografia da monitorização cardíaca com auxílio do Doppler em <i>Phrynpops geoffroanus</i> | 16 |
| Figura 2. Fotografia da aferição da temperatura cloacal em <i>Phrynpops geoffroanus</i> | 17 |
| Figura 3. Fotografia da aplicação do anestésico no espaço vertebral intercocígeo proximal em <i>Phrynpops geoffroanus</i> | 17 |
| Figura 4. Fotografia do pinçamento da cauda com pinça Kelly curva 14 cm até a primeira trava, em <i>Phrynpops geoffroanus</i> | 18 |
| Figura 5. Fotografia do pinçamento interdigital com pinça Kelly curva 14 cm até a primeira trava, em <i>Phrynpops geoffroanus</i> | 18 |
| Figura 6. Fotografia da ausência de tônus muscular nos membros pelvinos de <i>Phrynpops geoffroanus</i> | 19 |
| Figura 7. Fotografia da ausência de tônus muscular na cloaca de <i>Phrynpops geoffroanus</i> | 19 |
| Figura 8. Distribuição das médias dos tempos em minutos, para latência e anestesia no membros pelvinos (MP) e na cauda de <i>Phrynpops geoffroanus</i> tratados com bupivacaína 0,5% e lidocaína 2%..... | 21 |
| Figura 9. Distribuição das médias dos tempos, em minutos, para os parâmetros: relaxamento muscular parcial (RMP), relaxamento muscular total (RMT), retorno ao RMP e retorno para ausência de relaxamento muscular (ARM), nos membros pelvinos (MP), cauda e cloaca, de <i>Phrynpops geoffroanus</i> , tratados com bupivacaína 0,5% e lidocaína 2%..... | 22 |

USO DE LIDOCAÍNA E BUPIVACAÍNA NA ANESTESIA ESPINHAL DE CÁGADO-DE-BARBICHA *Phrynpops geoffroanus* (Schweigger, 1812)

RESUMO – Objetivou-se avaliar a eficácia da utilização de lidocaína e bupivacaína por via espinhal em cágados da espécie *Phrynpops geoffroanus* para a promoção de bloqueios motor e sensitivo nas regiões dos membros pélvicos, cauda e cloaca. Dez fêmeas, com peso médio de 2,14 quilogramas (Kg), foram submetidas a dois protocolos anestésicos, com intervalo de 10 dias: 4,6 miligramas (mg)/Kg de lidocaína 2% e 1,15 mg/Kg de bupivacaína 0,5%, depositadas na região espinhal do espaço intercoccígeo proximal. A ação anestésica na cauda para os dois anestésicos foi instantânea, isto é menor que 1 min. Em relação ao período de latência nos membros pélvicos (MP), obteve-se $4,5 \pm 4,37$ min e instantâneo como valores médios respectivos para lidocaína e bupivacaína. A presença de relaxamento muscular máximo com analgesia foi de $34,50 \pm 33,28$ min e $114,55 \pm 39,89$ min na cauda/cloaca para lidocaína 2% e bupivacaína 0,5%, respectivamente. Médias correspondentes a $24 \pm 23,42$ min e $110,50 \pm 28,81$ min foram obtidas nos membros pélvicos mediante utilização dos anestésicos, na mesma sequência. O período de recuperação, equivalente ao tempo necessário para retorno aos parâmetros pré-anestésicos a partir do início de escore 2 para relaxamento muscular, foi de $37,00 \pm 23,63$ min para lidocaína e $61,5 \pm 36,59$ min para a bupivacaína. Os tempos hábeis de anestesia, conseguidos com a utilização de ambos os protocolos anestésicos, são suficientes para execução de procedimentos cirúrgicos mais simples e rotineiros, como amputação de pênis e sutura de lacerações de pele. A escolha do anestésico a ser aplicado vai depender do tempo médio do procedimento realizado, para lidocaína 2% tempo médio de meia hora e bupivacaína tempo médio de uma hora.

Palavras-Chave: anestesia, anestésicos locais, quelônios, répteis, Cágado de barbicha

USE OF LIDOCAINE AND BUPIVACAÍNE SPINAL ANESTHESIA OF GEOFFROY SIDE-NECKED TURTLE *Phrynnops geoffroanus* (Schweigger, 1812)

ABSTRACT – The objective was to evaluate the efficacy of lidocaine and bupivacaine in spinal turtles by species *Phrynnops geoffroanus* to promote sensory and motor block in the regions of the tail, vent and later members. Ten females with average weight of 2.14 kilograms (kg) were submitted to two anesthetic protocols, with an interval of 10 days: 4.6 milligrams (mg) / kg of lidocaine 2% and 1.15 mg / kg of bupivacaine 0.5% deposited in the spinal region of space proximal intercoccígeo. The anesthetic action in the tail for the two anesthetics was instantaneous, that is less than 1 min. Regarding the latency period in later members (PM), we obtained 4.5 ± 4.37 min and instant messaging as their average values for lidocaine and bupivacaine. The presence of maximum muscle relaxation and analgesia was 34.50 ± 33.28 min and 114.55 ± 39.89 min in the tail / vent to 2% lidocaine. and bupivacaine 0.5%, respectively. Medium corresponding to 24 ± 23.42 min and 110.50 ± 28.81 min was obtained by the later members use of anesthetics in the same sequence. The recovery period, equivalent to the time required to return to pre-anesthetic parameters from the start scoring 2 for muscle relaxation, was 37.00 ± 23.63 min for lidocaine and 61.5 ± 36.59 min for bupivacaine. Times skillful anesthesia achieved with the use of both anesthetic protocols are sufficient to perform simple surgical procedures and routine, such as amputation of the penis and suturing of skin lacerations. The choice of anesthetic to be applied will depend on the average time the procedure was performed to average 2% lidocaine and bupivacaine half-hour average of one hour.

Keywords: anesthesia, local anesthetics, turtles, reptiles, geoffroy side-necked turtle

1. INTRODUÇÃO

Atualmente representados pelas tartarugas, crocodilianos, lagartos, esfenodontes e aves, os répteis constituem um grupo bastante diversificado de vertebrados (KELLNER, SCHWANKE, 2001; POUGH, JANIS, HEISER, 2003). A Sociedade Brasileira de Herpetologia reconhece até o presente momento, a existência de 721 espécies naturalmente ocorrentes e se reproduzindo em território brasileiro, o que coloca o país em segundo lugar na relação de países com maior riqueza de espécies de répteis (BÉRNILS, 2010).

Dentre os répteis ameaçados de extinção, as tartarugas são as mais listadas (RODRIGUES, 2005). Os quelônios estão expostos a uma variedade de impactos ambientais, como fragmentação dos habitats terrestres ou aquáticos, degradação da qualidade da água, ocupação desordenada das áreas de desova, consumo de carnes e derivados, comércio ilegal dos exemplares como animais de estimação e mortalidade por atropelamento (GIBBS, SHRIVER, 2002). Tais fatores têm levado a um aumento significativo do número de espécies de tartarugas límnicas criticamente ameaçadas de extinção (HAHN, 2005). Segundo Ribas e Filho (2002), das 290 espécies de testudines conhecidas, provavelmente 166 estão ameaçadas de extinção. Consequentemente, a quantidade de exemplares mantida em cativeiro vem aumentando, tanto com propósitos conservacionistas (zoológicos, criatórios), quanto para manutenção dos mesmos como “pets” (CUBAS, BAPTISTOTTE, 2007).

Em função disso, o número de atendimentos veterinários a esses animais cresce a cada dia, na medida em que se tornam mais comuns em cativeiro. Assim, a contenção química para realização de exames físicos de rotina e procedimentos diagnósticos e terapêuticos é frequentemente necessária em instituições zoológicas e em animais selvagens e exóticos de vida livre (DOROTHEE BIENZLE, CHRISTIE, 1992). No âmbito da clínica cirúrgica é comum a execução de procedimentos em cauda, membros posteriores, redução de prolapso de pênis e cloaca e ainda a amputação das referidas regiões em casos mais graves (KANASHIRO, CASSU, 2008).

A abordagem anestésica com esse grupo de animais gera necessidade de um aprofundamento dos estudos relativos à ação dos fármacos sobre seu organismo, devido à suas peculiaridades anatomo-fisiológicas. A taxa metabólica extremamente baixa, característica do grupo, resulta em lenta metabolização e excreção de fármacos (SANTOS *et al.*, 2009). Nesse contexto, a anestesia geral, embora utilizada para execução da maioria dos procedimentos cirúrgicos em quelônios, causa depressão acentuada do sistema nervoso central (CARVALHO, 2004). Além disso, a habilidade que esses animais possuem de suspender voluntariamente a respiração por períodos longos dificulta a administração de anestésicos inalatórios (MAXWELL, 1989).

A anestesia espinhal vem se popularizando em medicina veterinária, como opção de contenção química para execução de procedimentos cirúrgicos rápidos e pouco invasivos. Entretanto, até o presente momento, sua utilização em testudines só foi tecnicamente descrita em jabuti de patas vermelhas, por Carvalho (2004). É uma modalidade de anestesia regional segura, por ser capaz de reduzir a dose de anestésicos gerais e até mesmo dispensá-los (PANG *et al.*, 1999; TRONCY, CUVELLIEZ, BLAIS, 1996). Além disso, o procedimento de execução é fácil, seguro e sem dor para o paciente (GOULART, 2004b).

Caracterizado por sua longa duração e tendência a produzir um bloqueio mais sensitivo que motor, a bupivacaína tornou-se o analgésico de eleição na promoção da analgesia pós-operatória na anestesiologia humana (LEE *et al.*, 2004). Têm sido consideravelmente abordada em estudos enfocando bloqueios motor, sensitivo e autonômico mediante sua utilização na anestesia epidural em animais (FELDMAN *et al.*; 1996, FELDMAN *et al.*; 1997; GOMÉZ de SEGURA, VAZQUEZ, MIGUEL, 2000).

A lidocaína, por sua vez, é um anestésico local pertencente ao grupo das aminas, caracterizada por rápido início de ação. Seu uso é indicado em procedimentos que requeiram tempo anestésico intermediário, existindo a possibilidade de se prolongar a duração de ação através da administração conjunta com um vasoconstritor (CATTERALL, MACKIE, 1996).

O presente trabalho teve como objetivo avaliar, de maneira comparativa, a eficácia da lidocaína e bupivacaína na anestesia espinhal em cágados da espécie *Phrynops geoffroanus*. Avaliaram-se os bloqueios motor e sensitivo nas regiões da cauda e membros pelvinos.

2. REVISÃO DA LITERATURA

2.1. Características dos Reptilia e dos Testudines

A ordem Testudinata é representada pelas subordens Pleurodira e Cryptodira. O primeiro grupo é composto por um número menor de representantes, caracterizados por possuírem pescoço lateralizado (GOULART, 2004b). Encontrados apenas no hemisfério sul, são restritos ao habitat de água doce e pertencentes às famílias Chelidae, Pelomedusidae e Podocnemidae (HAHN, 2005). Já a subordem Cryptodyra possui o maior número de espécies viventes, é encontrada em todos os continentes, com exceção da Antártida. Os jabutis, cágados e tartarugas marinhas são os seus representantes (POUGH, JANIS, HEISER, 2003; GOULART, 2004b).

Baseada na fenestrção da região temporal do crânio, Osborn (1903) sugeriu a divisão do referido grupo em duas subclasses: Sinapsida, com uma ou nenhuma fenestra temporal anterior (cotilossauros anomodontídos, testudines e sauropterígios) e os Diapsida com duas fenestras temporais, que incluíam todos os outros répteis. Em 1917, Williston incluiu os Testudines e os Coltilossauros em uma subclasse denominada Anapsida (répteis com um arco temporal completo), entretanto, para Braga e Rieppel (1997), os quelônios estão agrupados com os Diapsida, subclasse que reúne a maioria dos répteis vivos e extintos.

Presentes em toda superfície terrestre, com exceção do continente Antártico (MADER, 1996), os Testudines teriam sofrido poucas modificações desde o período Triássico, a aproximadamente 240 milhões de anos, até hoje (ALIBARDI, THOMPSON, 1999; SOUZA, 2004). Essa ordem é constituída por 90 gêneros, 12 famílias e aproximadamente 278 espécies, das quais cerca de 20% ocorrem na América do Sul (SOUZA, 2004; BOYER, BOYER, 2006). A família Chelidae, cujos representantes típicos são os cágados, é a mais rica, contando com 23 espécies, sendo que 19 ocorrem no Brasil (SOUZA, 2004). Ainda é representada pelos jabutis (exclusivamente terrestres) e tartarugas (exclusivamente marinhas) (GRACIA-NAVARRO, PACHALY, 1994).

Entre os quelônios existe uma gama de diversidades anatômicas preponderantes na diferenciação das espécies. A estrutura dos membros é muito variável, já que reflete o ambiente e os modos de locomoção de cada espécie. Nas terrestres, os mesmos apresentam-se em forma de coluna, com dedos distintos; já as espécies marinhas possuem membros em forma de remo, proporcionalmente grandes em relação ao casco; as de água doce apresentam, em sua maioria, os membros espalmados, com dedos distintos e quatro a cinco garras (HIDELBRAND, GOSLOW, 2006). O tamanho também varia muito entre as espécies, considerando que os menores exemplares de testudines apresentam cerca de 10 cm de comprimento, enquanto os maiores podem ultrapassar 120 cm de comprimento (SALERA JUNIOR, 2005).

Os cágados, que têm hábitos semi-aquáticos, buscam alimento na água e frequentam a terra para se aquecer ao sol, já que são animais ectotérmicos. São geralmente encontrados às margens de rios e lagos, podendo ser vistos em terra, sobre troncos de árvores ou em plantas aquáticas (CUBAS, BAPTISTOTTE, 2007). De uma maneira geral, podem ser considerados onicarnívoros, podendo ocorrer variações intraespecíficas, a maioria de origem ontogenética (SOUZA, 2004).

O casco, estrutura peculiar desses animais, possui uma porção dorsal, convexa, denominada carapaça e uma porção ventral mais achatada, o plastrão. É uma estrutura óssea formada pela fusão de ossos da coluna vertebral, costelas e cintura pélvica, que funciona com estrutura protetora a predadores, variações climáticas e pressões ambientais. O crânio é anápsido, ou seja, sólido, sem aberturas temporais e as cinturas peitoral e pélvica situadas anteriormente às costelas (GOULART, 2004b; ROSSI, 2006). Os dentes, ausentes nesses animais, são funcionalmente substituídos por uma placa dérmica queratinizada, dura e afiada, que recobre a parte rostral do crânio, formando uma superfície trituradora (GOULART, 2004b).

Segundo Guibé (1970), a coluna vertebral dos répteis é dividida em 4 regiões distintas, denominadas, sequencialmente, em sentido crânio-caudal: região cervical, que comprehende o pescoço; a região dorsal, constituída pelas vértebras que formam uma série de arcos; região sacral, que são as que suportam as costelas e estão conectadas com o ílio; e região caudal, onde termina a coluna. Estruturas especializadas, denominadas Atlas e Axis promovem a articulação da cabeça às outras vértebras cervicais. Estas são responsáveis pela livre movimentação da

cabeça na coluna vertebral e apresentam constituição muito diferenciada das vértebras da região dorsal. Nessa região podem ser bastante modificadas em virtude do desenvolvimento do casco, e se fixam precocemente ao casco, variando minimamente em número. Normalmente existem três vértebras sacrais, bem desenvolvidas, anquilosadas uma nas outras, mas não fusionadas à carapaça. O desenvolvimento das vértebras coccígeas corresponde à extensão total da cauda. São ossos curtos, cônicos e que reduzem gradualmente em espessura, no sentido próximo-distal.

De acordo com Klingenberg (2001) os répteis não crocodilianos apresentam septo interventricular incompleto, mas o coração atua funcionalmente como tetracameral. O diafragma é ausente e, portanto, a mudança de pressão intrapulmonar se dá através de movimentos das vísceras, membros e cintura pélvica. Algumas características anatômicas podem interferir na farmacocinética de moléculas administradas a esses animais. Ainda segundo Klingenberg (2001), esses répteis possuem um sistema porta renal, através do qual o sangue proveniente da cauda, membros e região pélvina é levado aos rins, o que poderia gerar uma rápida excreção e possível nefrotoxicidade. Porém, estudos posteriores levantam a hipótese de que o local de administração altera minimamente a farmacocinética dos fármacos (HOLZ *et al.*, 1997a; HOLZ *et al.* 1997b). Segundo Benson e Forrest (1999), isso ocorre porque o sangue transportado por esse sistema chega à altura das arteríolas eferentes e, portanto, não passam por filtragem glomerular.

2.2. O cágado-de-barbicha *Phrynpops geoffroanus*

O Cágado-de-barbicha (*Phrynpops geoffroanus*), pertencente ao filo Chordata, subfilo Vertebrata, superclasse Tetrapoda, classe Reptilia e ordem Chelonia, foi descrito pela primeira vez por Schweigger, 1812 (MORANDINI, 1968; RENNER; CUNHA, 1969; BENZZONI, 1972; ROMER, 1973; GRASSÉ, 1978; ZISWILLER, 1978; ZISWILLER, 1980; ROMER; PARSONS, 1985; ORR, 1986).

Os cágados possuem carapaças baixas, que oferecem pequena resistência ao deslocamento na água, e patas anteriores modificadas em remos, auxiliando sua locomoção (POUGH et al., 1999). Tartarugas, cágados e jabutis, normalmente, não são tão bem representados em instituições zoológicas (museus de história natural e jardins zoológicos) como a *Herpetofauna squamata*, pois requerem mais espaço e cuidados. Contudo, são comumente empregados como animais de estimação em todo o globo. Uma breve compilação de dados norte- americanos revelou cerca de 42 espécies de sete famílias diferentes sendo comercializadas (MADER, 1996).

2.3. Contenção farmacológica em Répteis

Os conhecimentos sobre anestesia em répteis ainda são considerados precários quando comparados à anestesiologia em espécies domésticas, embora estudos já tenham sido realizados para investigar efeitos de vários agentes anestésicos em diversas espécies desse grupo (READ, 2004). No passado utilizavam-se métodos de sedação com éter e contenção por hipotermia; hoje se sabe que estes ocasionam graves problemas metabólicos, necrose cerebral, além de serem considerados desumanos e antiéticos (THURMON, TRANQUILLI, BENSON, 1996). O último método, além de deprimir as funções corpóreas e o sistema imunológico, aumenta o período de recuperação e não promove analgesia (SKARDA et al., 1995).

A utilização de anestésicos injetáveis na contenção química de répteis é comumente adotada em função da facilidade de administração e custo relativamente baixo. Entretanto, uma vez administrados, promovem depressão anestésica que pode ser variável e de difícil controle, com efeitos desfavoráveis que não são

prontamente reversíveis. A recuperação pode durar até dias, na dependência do fármaco utilizado e da espécie anestesiada (SCHUMACHER, 1996).

A clorpromazina passou a ser utilizada como droga pré-anestésica em tartarugas, na anestesia com pentobarbital via intracardíaca, resultando em uma anestesia profunda após 15 min da administração. Já o éter, administrado por via inalatória com auxílio de máscara, promovia anestesia profunda por pelo menos 10 horas, levando a um relaxamento muscular satisfatório. O uretano por via oral leva à indução após um tempo médio de 45 min, e cerca de 85% dos animais permanecem em anestesia profunda após 10 horas da indução. Esses fatores, associados à queda da temperatura corpórea e da freqüência cardíaca tornam sua utilização inviável na rotina anestésica (KAPLAN, 1969).

Segundo Jones (1977), o hidrocloreto de quetamina é o agente anestésico injetável mais prático para utilização em répteis. No entanto, Green e Precious (1978) ressaltam desvantagens importantes de seu uso, como as altas doses necessárias para se atingir bom grau de analgesia, longo período de recuperação anestésica e pobre grau de relaxamento muscular. De acordo com esses autores, a tricaina metanossulfato, apesar de ser apenas ocasionalmente usada em répteis, é uma alternativa útil. Eles fizeram uso em várias espécies de cobras não-venenosas e ressaltam vantagens como a rápida perda do reflexo de endireitamento (3-5 min), alcance de um plano anestésico cirúrgico em 10-15 min e relaxamento muscular completo. Apesar de promover depressão respiratória, a mortalidade é muito baixa, desde que os animais sejam aquecidos a 28-30°C. A anestesia é mantida por 35-40 min e o retorno anestésico completo ocorre em 1 a 2 horas.

Boyer (1998), Konh, Wixison e Benson (1997) indicam a associação de quetamina com tiletamina-zolazepam como protocolo dissociativo em procedimentos cirúrgicos menores. Paddleford (1999) indica utilização de quetamina como agente anestésico único, associada à medetomidina, à tiletamina-zolazepam e aos dois, em conjunto. Quando utilizada como único agente anestésico na dose de 22-44 mg/kg, pelas vias intramuscular (IM) ou subcutânea (SC) promove boa sedação. Entretanto, um plano anestésico suficiente para execução de cirurgias é alcançado com 55-88mg/kg/IM, em 10 a 30 min após a administração. A recuperação pode ser prolongada, alcançando período superior a 96 horas. Recomenda-se sua associação com diazepam (0,2-1 mg/kg) ou midazolan (em doses superiores a 2 mg/kg/IM) para promover relaxamento muscular. (SCHUMACHER, 1996).

A associação de benzodiazepínicos a agentes dissociativos é considerada protocolo de escolha na anestesia de répteis por Schumacher (1996). Os agentes do primeiro grupo, quando utilizados em anestesia produzem efeito anticonvulsivante, hipnose, relaxamento muscular e amnésia. A xilazina na dose de 20 mg/kg junto com a quetamina (100 mg/kg) é um aperfeiçoamento da técnica que utiliza o fármaco dissociativo de forma isolada, considerado muito útil na obtenção do relaxamento do pescoço e cabeça para realização de intubação endotraqueal (PADDLEFORD, 1999).

O propofol é o fármaco de escolha na promoção de uma anestesia geral de rápida indução e período de recuperação curto e tranquilo. Entretanto provoca depressão cardiovascular e respiratória, e pode ser administrado exclusivamente por via endovenosa, o que limita sua utilização em espécies em que o acesso venoso não esteja estabelecido. É considerado agente de indução de escolha, principalmente para quelônios, o que é alcançado com a dose de 5-10mg/kg (SCHUMACHER, 1996).

Os répteis passam por estágios anestésicos similares aos dos mamíferos e, portanto devem ser monitorados quanto à profundidade anestésica. Segundo Skarda *et al.* (1995) a redução da freqüência cardíaca, que ocorre em até 80% do valor normal é o parâmetro indicador mais confiável do nível de anestesia.

Ávila Júnior (2005) testou os efeitos anestésicos do propofol e do etomidato isoladamente e em associação ao butorfanol e fentanila, em tartarugas-da-amazônia. Descreveu que todos os animais que receberam propofol foram considerados anestesiados. A associação desse fármaco com fentalina e butorfanol, em dois protocolos distintos, não surtiu o efeito de promover analgesia como esperado. Ainda de acordo com esse autor, os protocolos utilizados foram considerados seguros, em função da ausência de óbitos. Entretanto, todos os animais que receberam propofol apresentaram apnêa após a administração da droga.

Santos *et al.* (2008) utilizaram a associação xilazina e propofol em tartarugas-da-amazônia e conseguiram uma anestesia satisfatória, de curta duração (em torno de 20 min), e sem alterações no batimento cardíaco dos animais.

Já em 2009, Santos e colaboradores obtiveram níveis satisfatórios de relaxamento muscular e analgesia em *Phrynops geoffroanus* com a associação anestésica midazolam e propofol, por via intramuscular e endovenosa,

respectivamente. Segundo esses autores, o midazolam demonstrou ser um pré-anestésico eficiente, ao promover relaxamento muscular e facilidade de manipulação nos exemplares estudados. Já o propofol levou à rápida indução anestésica e de efeito prolongado, mantendo analgesia por 66 minutos, sem episódios de apnêa.

Um levantamento de dados realizado por Read (2004) revelou que a maioria dos veterinários que atuam na área de clínica-cirúrgica de répteis, utilizam procedimentos inalatórios em detrimento dos injetáveis. Uma pequena porcentagem combina as duas técnicas. Os agentes anestésicos mais utilizados são isoflurano, quetamina, butorfanol, propofol e anestésicos locais (lidocaína e bupivacaína). Entretanto, para Green (1979) e Hall e Clarke (1991), características fisiológicas relacionadas ao sistema respiratório dos quelônios refletem a ineficácia de vários protocolos anestésicos. A baixa taxa metabólica basal associada à sua variação com a temperatura ambiente, possibilidade de sobreviver com poucos movimentos respiratórios por hora e promover apnêa inviabilizam o uso da anestesia inalatória. Além disso, sua capacidade de retrair os membros e cabeça para o interior do casco impossibilitam o uso de máscara.

Para Mader (1996) a anestesia inalatória oferece muitas vantagens sobre os anestésicos injetáveis quando utilizados em répteis. As mais importantes são melhor controle da depressão anestésica e indução e recuperação mais rápidas. O isofluorano é o agente anestésico de preferência para o grupo dos répteis, principalmente para aqueles que se apresentam debilitados (SCHUMACHER, 1996). É eliminado exclusivamente pelos pulmões, causando mínimos efeitos adversos ao metabolismo, e recomendado para procedimentos que requeiram anestesia de longa duração, em função de sua segurança (SKARDA *et al.*, 1995; PADDLEFORD, 1999). A indução é conseguida com uma concentração de 4 a 5% de isofluorano em 3-4 litros(L)/min de oxigênio, em seis a vinte minutos. A manutenção em 1,5 a 4% da droga resulta em uma recuperação dentro de trinta a sessenta min em quelônios (BENNETT, 1996).

Já o halotano é um fármaco muito insolúvel, de ação rápida e que assim como o isofluorano produz moderado relaxamento muscular e depressão cardiorrespiratória (SCHUMACHER, 1996). A indução ocorre em um período de cinco a 33 min e tem duração de cinco a 20 min, sendo que esses períodos podem se prolongar se a temperatura estiver entre 24 e 30°C. Geralmente o retorno ocorre em 10 min após o término da anestesia (SCHUMACHER, 1996).

Apesar de ser considerada segura, a modalidade de anestesia inalatória também resulta em efeitos adversos e depressão do sistema nervoso central. A frequência respiratória pode chegar a cair de 10-20 movimentos/minuto (mov/min) para 2-4 mov/min, além da possibilidade de depressão cardiovascular e do período de retorno anestésico chegar a 24 horas (MADER, 1996).

2.4. Anestesia epidural e anestésicos locais

A prática da anestesia regional foi perdendo popularidade com a evolução da anestesia geral injetável e inalatória na medicina dos pequenos animais domésticos (CHRISTOPHERSON *et al.*, 1993). Moon e Foester (2001) enfatizam a adoção dessa modalidade anestésica como alternativa à sedação ou utilização de anestesia geral, considerando-se possíveis alterações fisiológicas adversas que podem ocorrer com a realização desses dois últimos procedimentos, mesmo em tartarugas aparentemente saudáveis. Isso se deve à baixa taxa metabólica e o ectotermismo, que predispõem esses animais a uma absorção irregular de medicamentos administrados.

Fontenelle *et al.* (2000) se refere à utilização da anestesia epidural em répteis como uma alternativa para execução de procedimentos cirúrgicos comuns na clínica, uma vez que adequadamente empregada fornece uma boa margem de segurança e promove efeitos regionais, levando a uma recuperação mais rápida.

Em Medicina Veterinária, a anestesia peridural é a técnica de anestesia regional mais utilizada, em função da facilidade de execução e relativa segurança (INTELIZANO *et al.*, 2002). Obtida com a administração do anestésico entre a duramáter e o ligamento amarelo do canal vertebral (OLIVEIRA, 1997), apresenta menor índice de morbidade e mortalidade, quando comparados aos da anestesia geral (CHRISTOPHERSON *et al.*, 1993); necessidade de intubação endotraqueal praticamente inexistente (URBAN, URQUHART, 1994); promoção de analgesia pós-operatória (QUANDT, RAWLINGS, 1996) e redução do estresse pós-cirúrgico através da eliminação de estímulos dolorosos aferentes do local do procedimento cirúrgico (SCOTT, 1991). O fármaco injetado por essa via sofre menor absorção, e, portanto acarreta efeitos sistêmicos menos pronunciados (INTELIZANO *et al.*, 2002).

2.5 Técnica de anestesia epidural

A técnica de punctionamento do espaço epidural requer grande habilidade e conhecimento anatômico. No entanto, a parte mais importante para realização do procedimento, é a quietude do paciente, sendo que na clínica de pequenos animais, a única forma de promover este estado é através da profunda sedação ou anestesia geral. A movimentação do animal no momento de introdução da agulha favorece o deslocamento da mesma, podendo resultar em administração de fármacos fora do espaço, ou até, em raras ocasiões, injeção espinhal ou vascular (TORSKE; DYSON, 2000).

Antes da realização do procedimento, é de grande importância escolher o tamanho adequado da agulha epidural, o qual correlaciona-se diretamente ao tamanho do animal. Agulha de 22 Gauge é recomendada para gatos e cães de porte pequeno; a de 20 Gauge é utilizada em cães de porte médio. Já a agulha de 18 Gauge é indicada para cães de porte grande (JONES, 2001).

O punctionamento do espaço epidural pode ser realizado com o animal tanto em decúbito esternal como lateral. A região lombossacra é a área de eleição para o desenvolvimento da técnica em pequenos animais, pois o cone medular localiza-se cranialmente a este sítio em cães adultos. A punção do espaço subaracnóideo é rara, a não ser em cães filhotes ou em gatos, que apresentam um prolongamento do cone medular. Entretanto, isto não limita a técnica nesses pacientes, apenas requer muita cautela, devendo-se evitar a mínima mobilidade da agulha quando introduzida no espaço epidural. Caso seja observada a presença do líquido cefalorraquidiano extravasando pela extremidade caudal da agulha, a técnica deve ser reiniciada ou, dependendo do caso, abortada (TORSKE; DYSON, 2000).

Após a identificação da região lombossacra através da palpação, os dedos são posicionados sobre as asas do ílio, e o indicador irá localizar a depressão entre a sétima vértebra lombar e a primeira vértebra sacral. Sempre o dedo indicador estará posicionando para a parte caudal do animal. Em seguida, a agulha será guiada pelo dedo indicador e posicionada num ângulo de 90° em relação à pele, perfurando lentamente a pele, o subcutâneo, ligamento supra-espinhoso, ligamento

intervertebral e, por fim, o ligamento flavo, que, ao ser perfurado, emite uma crepitação indicando a localização do espaço epidural (JONES, 2001).

Ocasionalmente, observa-se um rápido espasmo na cauda, tanto no momento de introdução da agulha, quanto durante a injeção de fármacos no espaço epidural (TORSKE; DYSON, 2000).

Após a colocação da agulha no local correto, é importante observar se não há refluxo de líquido cefalorraquidiano ou sangue na parte traseira da agulha. Caso não seja observado, posteriormente deverá ser administrado 0,5 a 1ml de ar com uma seringa de vidro de baixa resistência para observar a facilidade do deslocamento do êmbolo da seringa, e, se a mesma estiver ausente, tudo indica que a agulha encontra-se corretamente no espaço epidural (SKARDA, 1996). Após certificar-se do local correto, o fármaco deverá ser administrado lentamente no tempo de 30 a 60 segundos, com a solução próxima da temperatura corporal (JONES, 2001).

Os anestésicos locais normalmente utilizados pra essa prática são a lidocaína, bupivacaína e ropivacaína (PASCOE, 1992). Seu uso é indicado para a execução de 12 procedimentos cirúrgicos na região caudal, como membros pélvicos, cauda, períneo e pelve (CAMPAGNOL *et al.*, 2004).

Para pequenos animais, o local mais utilizado para a punção é o lombo-sacro (L7-S1), para evitar punções entre a dura-máter e a medula espinhal (INTELIZANO *et al.*, 2002). O espaço lombossacro também foi abordado por Oliveira *et al.* (2006), Cardoso *et al.* (2008) e Martins *et al.* (2010) na anestesia espinhal em cutilas. Entretanto, trabalhos descrevem a utilização de outros locais, como o espaço intervertebral compreendido entre a sexta e sétima vértebras lombares (FRANQUELO *et al.*, 1995). A confirmação do correto posicionamento da agulha no espaço peridural é feita através da sensibilidade de crepitação do ligamento amarelo, do teste da gota pendente e do teste da perda de resistência à penetração da agulha (SKARDA, 1996; MASSONE, 1999; INTELIZANO *et al.*, 2002), sendo que esse último é o mais aceito para tal finalidade (FRANQUELO *et al.*, 1995; HENDRIX *et al.*, 1996; GOMÉZ DE SEGURA, VAZQUEZ, MIGUEL, 2000).

Assim que o anestésico é depositado no espaço epidural, entra em contato com os nervos espinhais que passarão pelos forames intervertebrais, obtendo-se um bloqueio paravertebral múltiplo (KLIDE, 1992; MASSONE, 1999). Segue-se dentro do espaço epidural o bloqueio dos ramos nervosos e gânglios, difusão na dura-máter, difusão e absorção seletiva nos ramos ventrais e dorsais e região de

drenagem linfática ativa. O bloqueio das fibras nervosas ocorre seletivamente, na seguinte seqüência: fibras pré-ganglionares autônomas (ocorrendo bloqueio simpático), fibras térmicas, fibras sensoriais, fibras do tato, fibras de alta pressão, fibras motoras, fibras de sensibilidade vibratória e impulsos proprioceptivos (MASSONE, 1999).

Os anestésicos locais são fármacos que causam bloqueio reversível e impedem a geração e a condução de impulsos nervosos na membrana celular. Promovem a estabilização da membrana celular, sendo que ao penetrarem na célula evitam o influxo de Na^+ , bloqueando o influxo iônico subseqüente e evitando a despolarização do neurônio (MUIR III *et al.*, 2001). Possuem em sua composição um anel aromático, lipofílico, e uma porção amina, hidrofílica, interligadas por uma cadeia intermediária, do tipo éster ou amida. Propriedades desejáveis em um fármaco desse grupo incluem a solubilidade em água, pH próximo da neutralidade, estabilidade e possibilidade de esterilização, compatibilidade com a adrenalina, não ser irritante para os tecidos e apresentar baixa toxicidade sistêmica (CORTOPASSI *et al.*, 1999).

2.6 Lidocaína 2% e bupivacaína 0,5%

O cloridrato de lidocaína é uma amina derivada da xilidina, com peso molecular de 234,33 e ponto de fusão de 127°C a 129°C. Possui lipossolubilidade e potência moderadas e alta estabilidade e poder de penetração no tecido nervoso (STEINBROOK, CONCEPCION, 2000). O tempo de ação é moderado, promovendo efeito por 60 a 180 min (MUIR, 2001). Sua utilização pela via peridural tem sido alvo de inúmeros estudos, em diferentes espécies animais, de maneira isolada e em associações com outros fármacos, como a clonidina (RIGUEIRA *et al.*, 2006), morfina (TAMANHO *et al.*, 2009) e fentanil (CASSU *et al.*, 2008). Skarda (1996) recomendam a concentração de 2% para a utilização da droga por essa via.

Oliveira *et al.* (2006) obtiveram boa analgesia durante um tempo médio de 80 min em cutias anestesiadas por via epidural com o referido fármaco. Segundo os autores esse período é suficiente para realização de procedimentos clínicos, diagnósticos e cirúrgicos. Cardoso e colaboradores fizeram uso desse anestésico na

dose de 7 mg/kg associado à 0,1 mg/Kg de morfina, na anestesia epidural, também em cutias. Carvalho (2004) realizou anestesia epidural em jabutipiranga com lidocaína 2% com o volume de 0,2 mililitros (mL) para cada 10 centímetros (cm) de carapaça, e obteve relaxamento muscular e analgesia suficientes para execução de procedimentos cirúrgicos durante um tempo médio de 55 min. Segundo Goulart (2004c) utiliza-se 0,1 mL para cada 5 cm de carapaça no sentido longitudinal, para proporcionar anestesia em nível de cauda e região pericloacal, ou 0,2 mL para a mesma extensão de carapaça, para promover anestesia plena até o nível dos membros posteriores.

O cloridrato de bupivacaína é um anestésico local existente a mais de 30 anos, muito utilizado em anestesias regionais. O início de ação é lento, ocorrendo em 10 a 30 min. Promove efeito por tempo mais prolongado, quando comparado à lidocaína, o qual gira em torno de 360 a 480 min (MUIR, 2001).

Vários protocolos anestésicos utilizando a bupivacaína já foram estabelecidos em diferentes estudos com cães. Feldman e Covino (1988) compararam o bloqueio motor produzido pela bupivacaína e ropivacaína em cães, estabelecendo volume fixo de 3 mL em animais com peso em torno de 19 kg e variando a concentração dos anestésicos em 0,25, 0,5 e 0,75%. Já Hurley *et al.* (1991) utilizaram o referido anestésico na dose de 1,8 mg/kg, enquanto que Hendrix *et al.* (1996) fizeram uso da bupivacaína 0,5% isolada e associada à morfina, na dose de 1 mL para cada 10 cm de distância da tuberosidade occipital até o espaço lombossacral.

3. MATERIAL E MÉTODO

O modelo experimental duplo-cego e randomizado descrito a seguir foi executado no Laboratório de Ensino e Pesquisa em Animais Silvestres - LAPAS, da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Uberlândia (UFU), mediante parecer favorável do Comitê de Ética na Utilização de Animais da UFU, através do protocolo nº 034/10 e sob licença nº 224/2006 – IBAMA/RAN (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis/Centro de Manejo e Conservação de Répteis e Anfíbios).

Utilizou-se dez animais, sendo sete fêmeas e três machos adultos da espécie *Phrynops geoffroanus*, com peso médio de 2,14 kg, pertencentes ao acervo do LAPAS, que formaram dois grupos experimentais. Os animais foram pesados, identificados e numerados de acordo com suas características físicas. A escolha do animal e do anestésico foi feita por sorteio e controlada pelo administrador para que não ocorresse repetição de dose e garantindo que o examinador não tivesse conhecimento sobre anestésico administrado. Os animais foram submetidos à anestesia espinhal com lidocaína 2%, na dose de 4,6 mg/kg e bupivacaína na dose de 1,15 mg/kg. Respeitou-se um intervalo de 10 dias entre a realização das anestesias a fim de que o fármaco utilizado anteriormente já tivesse sido totalmente metabolizado e excretado.

O procedimento anestésico foi executado em um animal de cada vez, com o objetivo de se obter uma avaliação criteriosa dos primeiros eventos pós-administração do fármaco. Após mensuração da frequência cardíaca com Doppler vascular (Figura 1) e aferição da temperatura cloacal (Figura 2), o cágado era posicionado em decúbito dorsal e submetido à limpeza e antisepsia de toda região da cauda e ao redor da mesma, com gaze embebida em álcool iodado a 3%, precedida pela tração cranial da cauda sob o plastrão. A administração do anestésico no canal vertebral ocorreu através da introdução de uma agulha 25X07 acoplada a uma seringa de 1 mL no espaço vertebral intercoccígeo proximal (Figura 3). Após registro da hora exata, iniciava-se, com auxílio de uma ficha anestésica (Anexo 1), a avaliação dos parâmetros previamente estipulados:

Período de bloqueio sensitivo: tempo de ausência de demonstração de dor mediante o pinçamento, com pinça Kelly curva 14 cm até a primeira trava, da cauda (Figura 4), região cloacal, espaço interdigital (Figura 5) e falanges dos membros pelvinos. Considerou-se demonstração de sensibilidade a movimentação da cabeça, tentativa de fuga e de morder o manipulador, mesmo mediante ausência de movimentos nos membros pelvinos. A presença ou não de sensibilidade dolorosa foi registrada através dos escores 0 e 1, respectivamente.

Período de bloqueio motor: tempo em que houve incapacidade de sustentação do peso nos membros pelvinos e ausência de tônus muscular na cauda/cloaca e referidos membros (Figura 6). Essa avaliação foi feita mediante facilidade de manipulação nas regiões descritas e presença de relaxamento do esfíncter cloacal (Figura 7). Os escores 1, 2 e 3 indicaram, respectivamente, presença, redução e ausência de tônus muscular.



Figura 1. Fotografia da monitorização cardíaca com auxílio do Doppler em *Phrynobatrachus geoffroanus*.



Figura 2. Fotografia da aferição da temperatura cloacal em *Phrypnops geoffroanus*.



Figura 3. Fotografia da aplicação do anestésico no espaço vertebral intercoccígeo proximal em *Phrypnops geoffroanus*.



Figura 4. Fotografia do pinçamento da cauda com pinça Kelly curva 14 cm até a primeira trava, em *Phrynops geoffroanus*.



Figura 5. Fotografia do pinçamento interdigital com pinça Kelly curva 14 cm até a primeira trava, em *Phrynops geoffroanus*.



Figura 6. Fotografia da ausência de tônus muscular nos membros pelvinos de *Phrynobatrachus geoffroanus*.

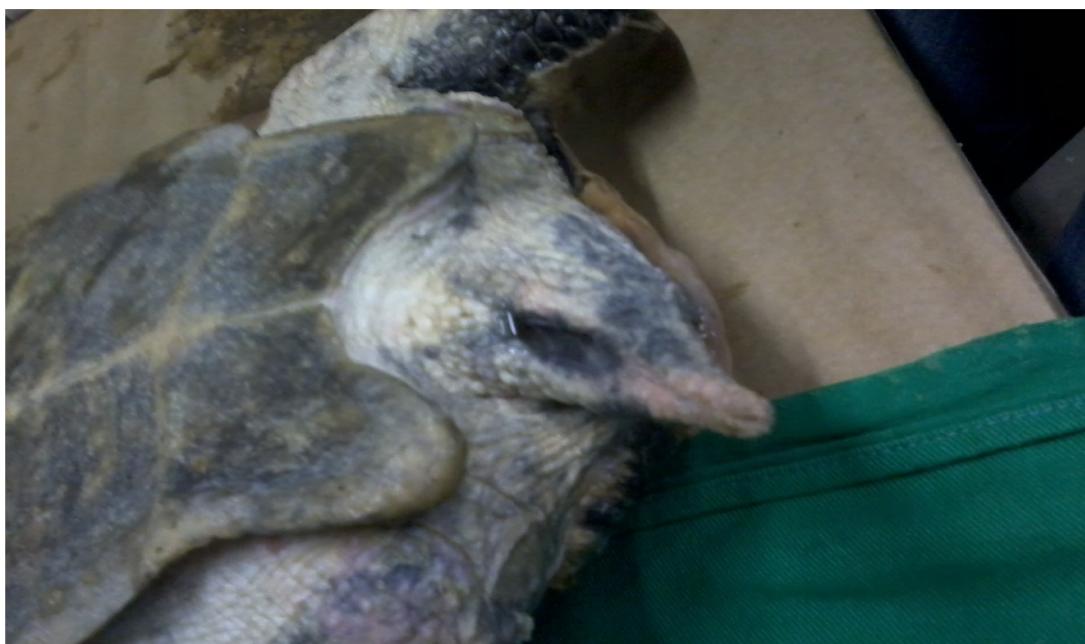


Figura 7. Fotografia da ausência de tônus muscular na cloaca de *Phrynobatrachus geoffroanus*.

A partir dos valores obtidos, calculou-se período de latência da anestesia, período hábil de anestesia e período de recuperação:

Período de latência da anestesia: tempo entre a injeção do anestésico no espaço epidural e a perda de reflexo cloacal, tônus muscular dos membros pélvicos e cauda, e ausência de resposta ao pinçamento da cauda/cloaca, do espaço interdigital e falanges proximais nos referidos membros.

Período hábil de anestesia: tempo de existência de bloqueio sensitivo e motor nos membros pélvicos e cauda/cloaca, suficientes para realização de procedimentos clínico-cirúrgicos.

Período de recuperação: tempo decorrido desde o momento em que o relaxamento muscular voltava a escore 2, até o retorno ao estado pré-anestésico.

A cada 30 min procedia-se o registro da temperatura e umidade do ambiente, considerando-se que o experimento foi realizado em local fechado, porém sem controle dos referidos parâmetros. E a cada 15 min verificava-se a frequência cardíaca e a temperatura cloacal.

O estudo estatístico utilizado para verificar a existência de diferenças estatisticamente significantes entre os parâmetros: período de latência da anestesia nos membros pélvicos (MP), latência da anestesia na cauda, anestesia no MP, anestesia na cauda, relaxamento muscular parcial (RMP) no MP, RMP na cauda, RMP na cloaca, relaxamento muscular total (RMT) no MP, RMT da cauda, RMT na cloaca, retorno ao RMP do MP, retorno do RMP da cauda, retorno do RMP na cloaca, retorno à ausência de relaxamento muscular (ARM) no MP, retorno à ARM da cauda, retorno à ARM na cloaca, frequência cardíaca foi o teste de Wilcoxon (SIEGEL, 1975), com nível de significância de 0,05, em um teste bilateral. Com intuito de estabelecer possíveis correlações estatisticamente significantes entre o tempo de latência e o período hábil de anestesia, aplicou-se o coeficiente de correlação por postos de Spearman (SIEGEL, 1975), considerando-se os valores relativos aos membros pélvicos e cauda sob efeito dos anestésicos.

4. RESULTADOS

Os protocolos anestésicos com lidocaína 2% e bupivacaína 0,5% foram executados em temperaturas ambientes médias de $26,36 \pm 0,75^\circ\text{C}$. Já a umidade ambiente média foi de $59,20 \pm 1,68$.

A ação anestésica na cauda para os dois anestésicos foi instantânea, isto é menor que 1 min. Em relação ao período de latência nos membros pelvinos (MP), obteve-se $4,5 \pm 4,37$ min e instantâneo como valores médios respectivos para lidocaína e bupivacaína (Figura 1).

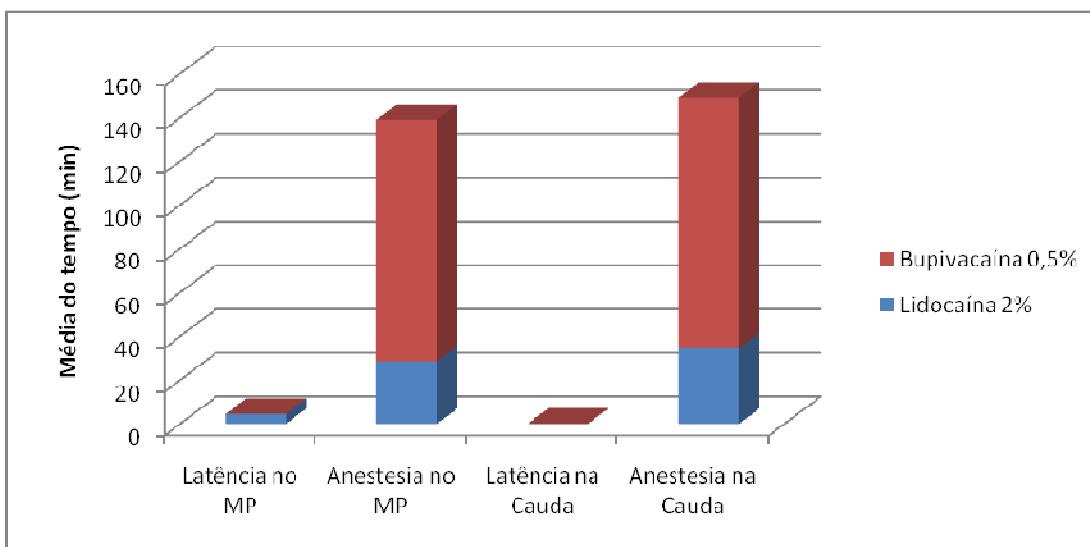


Figura 8. Distribuição das médias dos tempos em minutos, para latência e anestesia nos membros pelvinos (MP) e na cauda de *Phrynpops geoffroanus* tratados com bupivacaína 0,5% e lidocaína 2%.

O período hábil de anestesia, ou seja, presença de relaxamento muscular máximo e analgesia, foi de $34,50 \pm 33,28$ min e $114,55 \pm 39,89$ min na cauda/cloaca para lidocaína 2% e bupivacaína 0,5%, respectivamente. Médias correspondentes a $24 \pm 23,42$ min e $110,50 \pm 28,81$ min foram obtidas nos membros pelvinos mediante utilização dos anestésicos, na mesma sequência. Portanto, o período de anestesia

da cauda e dos membros pelvino foram estatisticamente superior mediante utilização da bupivacaína (Tabela 1).

Por fim, o período de recuperação, equivalente ao tempo necessário para retorno aos parâmetros pré-anestésicos a partir do início de escore 2 para relaxamento muscular, foi de $37,00 \pm 23,63$ min para lidocaína e $61,5 \pm 36,59$ min para a bupivacaína (Figura 2).

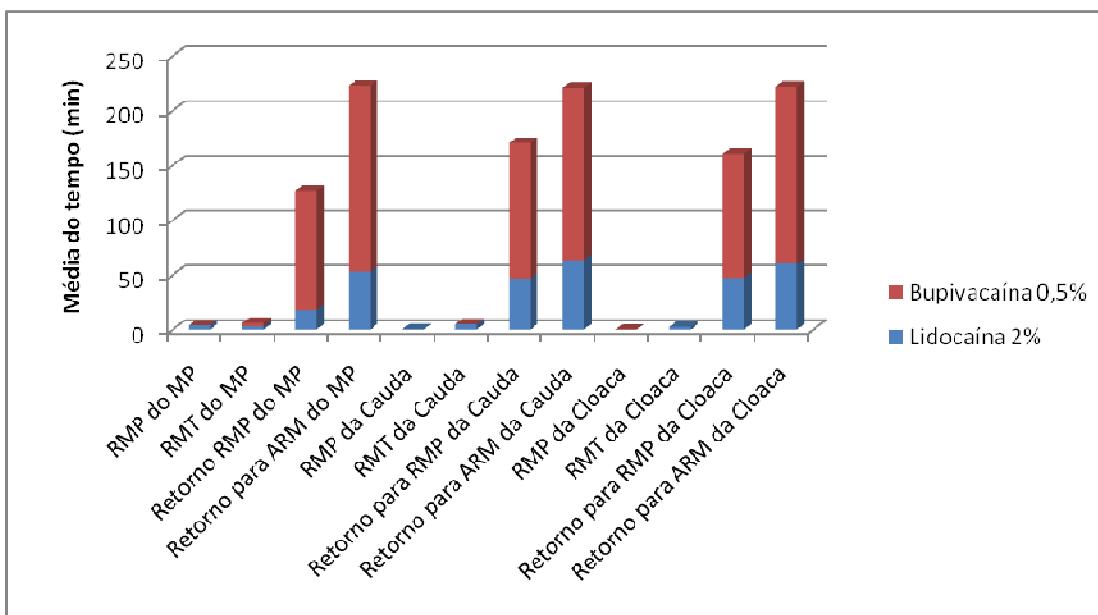


Figura 9. Distribuição das médias dos tempos, em minutos, para os parâmetros: relaxamento muscular parcial (RMP), relaxamento muscular total (RMT), retorno ao RMP e retorno para ausência de relaxamento muscular (ARM), nos membros pelvino (MP), cauda e cloaca, de *Phrynops geoffroanus*, tratados com bupivacaína 0,5% e lidocaína 2%.

De acordo com os resultados apresentados na tabela 1 foram encontradas diferenças, estatisticamente significantes, para a maioria das variáveis analisadas, latência da anestesia no membro pelvino (MP), anestesia no MP, anestesia na cauda, relaxamento muscular parcial (RMP) no MP e todos os retornos para relaxamento muscular parcial (RMP) e ausência de relaxamento muscular (ARM), sendo que os valores mais elevados foram obtidos com o bupivacaína 0,5%.

Tabela 1. Análise estatística realizada através do teste de Wilcoxon (SIEGEL, 1975) para os parâmetros: período de latência da anestesia nos membros pelvinos (MP), latência da anestesia na cauda, anestesia no MP, anestesia na cauda, relaxamento muscular parcial (RMP) no MP, RMP na cauda, RMP na cloaca, relaxamento muscular total (RMT) no MP, RMT da cauda, RMT na cloaca, retorno ao RMP do MP, retorno do RMP da cauda, retorno do RMP na cloaca, retorno à ausência de relaxamento muscular (ARM) no MP, retorno à ARM da cauda e retorno à ARM na cloaca

| Variáveis analisadas | Probabilidades |
|--------------------------------|----------------|
| Latência da anestesia no MP | 0,024* |
| Latência da anestesia na cauda | 0,157 |
| Anestesia no MP | 0,005* |
| Anestesia na cauda | 0,005* |
| RMP no MP | 0,039* |
| RMP da cauda | 0,317 |
| RMP da cloaca | 0,317 |
| RMT do MP | 0,595 |
| RMT da cauda | 0,109 |
| RMT da cloaca | 0,317 |
| Retorno RMP do MP | 0,009* |
| Retorno RMP da cauda | 0,009* |
| Retorno RMP da cloaca | 0,008* |
| Retorno ARM do MP | 0,005* |
| Retorno ARM da cauda | 0,005* |
| Retorno ARM da cloaca | 0,005* |

(*) $p < 0,05$

A frequência cardíaca se manteve dentro do intervalo considerado normal para os répteis, não havendo alterações estatisticamente significativas para esse parâmetro ao longo dos experimentos.

Dentre os animais machos, todos (100%) e dois (66,6%) tiveram exposição peniana sob ação da bupivacaína 0,5% e da lidocaína 2% respectivamente.

Dois cágados fêmeas apresentaram ovipostura espontânea após administração da bupivacaína 0,5%, sendo que um animal botou um ovo e outro nove ovos.

5. DISCUSSÃO

O fato da espécie em estudo ser ectotérmica reflete a importância da relação direta entre a temperatura ambiente e a temperatura corporal na cinética dos fármacos administrados a esses animais. Considerando-se que o experimento foi realizado em temperatura ambiente média de $24,36 \pm 0,75^{\circ}\text{C}$, acredita-se ter alcançado o efeito ótimo dos anestésicos nesses répteis. Segundo Bennett (1991) e Divers (1996), a temperatura de conforto para os répteis terrestres encontra-se entre 25° e 30°C .

Assim como recomendado por Skarda (1996), utilizou-se a lidocaína na concentração de 2% para execução do protocolo anestésico. Obteve-se a dose de 4,6 mg/kg a partir de uma relação direta entre comprimento médio das carapaças e o peso médio dos animais em estudo, considerando-se a dose de 0,2 ml para cada 5 cm de carapaça, descrita na literatura (GOULART, 2004c; NUNES, CRUZ, CORPOPASSI, 2007).

Nenhum dos animais submetidos aos dois tipos de protocolos anestésicos regionais apresentou qualquer tipo de efeito adverso durante o período hábil de anestesia. Segundo Troncy, Cuvelliez e Blais (1996) e Pang *et al.* (1999) essa modalidade de anestesia regional é realmente segura e capaz de reduzir a dose de anestésicos gerais e até mesmo dispensá-los, como foi o caso.

O espaço vertebral intercoccígeo proximal foi a região utilizada para depósito do fármaco no canal vertebral, não sendo possível precisar e padronizar os espaços interarcuais envolvidos no processo. Ainda assim, o procedimento foi executado com facilidade técnica em todos os animais, considerando-se que a cauda dos répteis possui maior espaço interarcual, em comparação ao restante da coluna vertebral. Além disso, os processos transversos das vértebras e junções das placas cárneas da derme são pontos de referência, que simplificam o posicionamento da agulha (CARVALHO, 2004).

Nos animais domésticos, a confirmação do correto posicionamento da agulha no espaço epidural se faz principalmente através do teste de perda de resistência à penetração da agulha (SKARDA, 1996; MASSONE, 1999; GOMÉZ DE SEGURA,

VAZQUEZ, MIGUEL, 2000; INTELIZANO *et al.*, 2002). Já nos quelônios, se fez necessário o acesso ao seio vertebral caudal, quando mediante punção de sangue, a agulha foi levemente tracionada e finalmente realizada a deposição do fármaco no espaço espinhal. Assim considerou-se a deposição do anestésico na região espinhal, em função da dificuldade de distinção anatômica dos espaços nesses animais, uma vez que as vértebras da cauda são achatadas dorso-ventralmente, o dificulta bastante o acesso ao espaço epidural (CARVALHO, 2004).

A partir 448 seg, em média, foi possível verificar a existência de analgesia e relaxamento muscular tanto na região da cauda, quanto dos membros pelvinos, resultante da ação da lidocaína. Assim, verificou-se que o referido fármaco apresentou rápido início de ação, conforme afirmam Caterral e Mackie (1996). De forma semelhante, os efeitos da bupivacaína tiveram rápido início, não diferindo estatisticamente da lidocaína. Resultados semelhantes foram obtidos por Carvalho (2004) em jabuti das “patas vermelhas”.

Durante um tempo médio de 34,50 min, a lidocaína promoveu um efeito anestésico desejável para execução de procedimentos cirúrgicos na região da cauda. Esse período se estendeu a 114,55 min, quando os mesmos animais estiveram sob efeito da bupivacaína, demonstrando uma maior de duração de ação da mesma quando comparada à lidocaína, concordando com Muir (2001). E o tempo hábil de anestesia nos membros pelvinos diferiu estatisticamente mediante comparação dos valores médios para os dois anestésicos, sendo mais elevados na anestesia com bupivacaína 0,5% (Figura 8). Os períodos anestésicos obtidos com o emprego da lidocaína e bupivacaína foram considerados ideais para a execução de procedimentos cirúrgicos rotineiros, como a amputação de pênis, semelhante ao obtido por Carvalho (2004).

O período de recuperação diferiu estatisticamente entre os anestésicos ($37,00 \pm 23,63$ min para lidocaína e $61,5 \pm 36,59$ min para bupivacaína) o que corrobora com Carvalho (2004), que obteve resultados semelhantes e a redução de até 90% do tempo de retorno anestésico quando comparado à anestesia geral nesses animais.

6. CONCLUSÕES

A utilização de lidocaína 2% e bupivacaína 0,5% por via espinhal mostrou-se uma técnica segura e eficaz na promoção de anestesia nos membros pelvinos e em cauda/cloaca de *Phrynops geoffroanus*.

O tempo de efeito anestésico na região da cauda/cloaca foi significativamente maior mediante utilização da bupivacaína 0,5%.

O tempo hábil conseguido nos membros pelvinos e cauda/cloaca, tanto com a utilização da lidocaína, quanto com a utilização da bupivacaína é suficiente para execução de procedimentos cirúrgicos mais simples e rotineiros, como amputação de pênis e sutura de lacerações de pele.

A escolha do anestésico a ser aplicado vai depender do tempo médio do procedimento realizado, para lidocaína 2% tempo médio de meia hora e bupivacaína tempo médio de uma hora.

REFERÊNCIAS

ALIBARDI, L.; THOMPSON, M. Epidermal differentiation during carapace and plastron formation in the embryonic turtle *Emydura macquarii*. **Journal of Anatomy**, London, v. 194, p. 531-545, 1999.

ÁVILA JÚNIOR, R. H. **Efeitos anestésicos do propofol e do etomidato isolados e associados com butorfanol e fentanila em tartaruga-da Amazônia (*Podocnemis expansa*- Schweigger, 1812)**. 2005. 31f. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária)-Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2005.

BAGER, A. Exploração de *Trachemys dorbignyi* (Duméril & Bibron, 1835) (TESTUDINES) visando o comércio de animais de estimação. V CONGRESSO LATINOAMERICANO DE HERPETOLOGIA, 5. L, 1999, Montevideo. Anais do V Congresso Latinoamericano de Herpetologia. Montevideo: 1999.

BAGER, A. **Aspectos da biologia e ecologia da tartaruga Tigre d'água, *Trachemys dorbigni*, (Testudines – Emydidae) no extremo Sul do Rio Grande do Sul – Brasil**. 2003. 100 f. Tese (Doutorado em Ecologia Animal)-Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2003.

BENNETT, R. A. A review of anesthesia and chemical restraint in reptiles. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, Lawrence, v. 22, n. 3, p. 282-303, 1991. 23

BENNETT, R. A. Anesthesia. In: MADER, D. R. **Reptile medicine and surgery**. Philadelphia: W. B. Saunders, 1996. p. 241-247.

BENSON, K. G.; FORREST, L. Characterization of the renal portal system of the common green iguana (*Iguana iguana*) by digital subtraction imaging. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**. Upper Arlington, v. 30, n. 2, p. 235-241, Jun. 1999.

BÉRNILS, R. S. (Org). **Brazilian reptiles – List of species**. Disponível em: <http://www.sbsherpetologia.org.br/>, [S.O]: Sociedade Brasileira de Herpetologia, 2010. Acesso em: 17 jun. 2010.

BOYER, T. H. Emergency care of reptiles. **The Veterinary Clinics of North America. Exotic Animal Practice**, Philadelphia, v. 1, n. 1, p. 191-206, 1998.

BOYER, T.H.; BOYER, D.M. Turtles, tortoises, and terrapins. In: MADER, D.M (Ed.) **Reptile medicine and surgery**. Philadelphia: Saunders Elsevier, 2006, cap.7, p.78-79.

BRAGA, M.; RIEPPEL, O. Reptile phylogeny and the interrelationships of turtles. **Zoological Journal of the Linnean Society**, London, v. 120, n. 3, p. 281-354. Jul. 1997.

CAMPAGNOL, D. et al. Efeitos cardiorrespiratório e analgésico da clonidina, butorfanol, buprenorfina e tramadol, associados à lidocaína, na anestesia epidural de cães. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 41, suplemento, São Paulo, p. 41-42, 2004.

CARDOSO, F. T. S.; DINIZ, B. L. M.; LUCENA, L. U.; FEITOSA Jr., F. S. Anestesia epidural com lidocaína associada à morfina e medicação pré-anestésica com xilazina e midazolam em cutias (*Dasyprocta prymnolopha*). CONGRESSO BRASILEIRO DE MEDICINA VETERINÁRIA, 35., 2008. **Anais do XXXV Congresso Brasileiro de Medicina Veterinária**, Gramado, 2008. p.35.

CARVALHO, R. C. **Topografia vertebra-medular e anestesia espinhal em jabuti das patas vermelhas *Geochelone carbonaria* (SPIX, 1824)**. 2004. 126F. Dissertação (Mestre em Ciências) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2004.

CASSU, R. N. et al. Anestesia epidural com lidocaína isolada e associada ao fentanil para realização de ováriossalpingo-histerectomia em cadelas. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, v. 60, n. 4, 2008.

CATTERALL, W.; MACKIE, K. Anestésicos locais. In: GOODMAN & GILMAN: **As bases farmacológicas da terapêutica**. 9. Ed. Rio de Janeiro: McGraw-Hill, 1996. p. 241-255.

CORTOPASSI, S. R. G.; FANTONI, D. T.; BERNARDI, M. M. Anestésicos locais In: SPINOSA, H. S.; GÓRNIAK, S. L.; BERNARDI, M. M. **Farmacologia aplicada à medicina veterinária**. 2. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1999. p. 125-130.

CHRISTOPHERSON, R. et al. Perioperative morbidity in patients randomized to epidural or general anesthesia for lower extremity vascular surgery. **Anesthesiology**, Winston-Salem, v. 79, p. 422-434, 1993.

CUBAS, P. H.; BAPTISTOTTE, C. Chelonia (Tartaruga, Cágado, Jabuti). In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de Animais Selvagens**. São Paulo: Roca, 2007, cap. 9, p. 86-119.

DIVERS, S. Basic reptile husbandry, history taking and clinical examination. **In Practice**, London, v. 18, p. 51-65, 1996.

DOROTHEE BIENZLE, D.V.M.; CHRISTIE, J. B. Sedative effects of ketamine and midazolam in snapping turtles (*Chelydra serpentina*). **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, Lawrence, v. 23, n. 2, p. 201-204, 1992.

FELDMAN, H. S.; COVINO, B. Comparative motor-blocking effects of bupivacaine and ropivacaine, a new amino amide local anesthetic, in the rat and dog. **Anesthesia and Analgesia**, San Francisco, v. 67, n. 11, p. 1047-1052, 1988. FELDMAN, H. S. et al. Antinociceptive and motor-blocking efficacy of ropivacaine and bupivacaína after epidural administration in the dog. **Regional Anesthesia**, Seattle, v. 21, n. 4, p. 318-326, 1996.

FELDMAN, H. S. et al. Comparative local anesthetic efficacy and pharmacokinetics of epidurally administered ropivacaine and bupivacaína in the sheep. **Regional Anesthesia**, Seattle, v. 22, n. 5, p. 451-460, 1997.

FONTENELLE, J. H. et al. Anestesia epidural em jabuti piranga (Geochelone carbonária). In: ENCONTRO DA ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE VETERINÁRIOS DE ANIMAIS SELVAGENS, 4.; ENCONTRO DA ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE ANIMAIS SELVAGENS, 9., 2000, São Paulo. **Anais...** São Pedro: [s.n.], 2000. p. 7.

FRANQUELO, C. et al. Bupivacaine disposition and pharmacologic effects after intravenous and epidural administration in dogs. **American Journal of Veterinary Research**, Washington, v. 56, n. 8, p. 1087-1090, 1995.

FREIRE, C. D. **Avaliação da dispersão da bupivacaína na anestesia peridural em cães.** 2008.74F. Tese (Doutor em Ciências) – Faculdade de Medicina, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2008.

GARCIA-NAVARRO, C.E.K.; PACHALY, J.R. **Manual de hematologia veterinária**, São Paulo: Varela, 1994.

GIBBS, J. P.; SHRIVER, G. Estimating the effects of road mortality on turtle populations. **Conservation Biology**, Malden, v. 16, n. 6, p. 1647-1652, 2002.

GOMÉZ DE SEGURA, I. A.; VAZQUEZ, I.; MIGUEL, E. D. Antinociceptive and motor-blocking action of epidurally administered IQB-9302 and bupivacaine in the dog. **Regional Anesthesia and Pain Medicine**, Seattle, v. 25, n. 5, p. 522-528, 2000.

GOULART, C. E. S. **Herpetologia, Herpetocultura e Medicina de Répteis**. Rio de Janeiro: L. F. livros. 2004a.

GOULART, C. E. S. Os Quelônios. In: _____. **Herpetologia, Herpetocultura e Medicina de Répteis**. Rio de Janeiro: L. F. livros. 2004b. p. 37-56. GOULART, C. E. S. Procedimentos anestésicos em répteis. In: _____. **Herpetologia, Herpetocultura e Medicina de Répteis**. Rio de Janeiro: L. F. livros. 2004c. p. 223-232.

GREEN, C. J.; PRECIOUS, S. Reptilian anaesthesia, **Veterinary Record**, London, v. 102, n. 5, p. 110, 1978.

GREEN, C. J. **Animal anesthesia**: laboratory animal handbooks. London: Spottiswode Ballantyne, 1979. p. 116-119.

GUIBÉ, J. Le squelette Du tronc et des membres. In: GRASSÉ, P. P. **Traité de zoologie: anatomie, systématique, biologie. Reptiles caractères généraux et anatomie**. 2. ed. Paris: Masson et Cie Editeurs, 1970. P. 33-48.

HAHN, A. T. **Análise da dieta de Trachemys dorbigni (Duméril & Bibron, 1835) no sul do Rio Grande do Sul, Brasil (Testudines: Emydidae)**. 2005. 53 f. Dissertação (Mestrado em Biologia Animal), Instituto de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2005.

HALL, L. W.; CLARKE, K. W. **Veterinary anaesthesia**. 9. ed. London: British Library Cataloguing in Publication Data, 1991. 343p.

HENDRIX, P. K. et al. Epidural administration of bupivacaine, morphine, or their combination for postoperative analgesia in dogs. **Journal of American Veterinary Medical Association**, Schaumburg, v. 209, n. 3, p. 598-607, 1996.

HILDEBRAND, M.; GOSLOW, G. E. **Análise da estrutura dos vertebrados**. São Paulo: Atheneu, 2006.

HOLZ, P. et al. The effect of the renal portal system on pharmacokinetic parameters in the red eared slider (*Trachemis scripta elegans*). **Journal of Zoo and Wild life Medicine**, Upper Arlington, v. 28, p. 386-393. Dec. 1997a.

HOLZ, P. et al. The anatomy and perfusion of the renal portal system in the red eared slider (*Trachemis scripta elegans*). **Journal of Zoo and Wild life Medicine**, Upper Arlington, v. 28, n. 4, p.378-385. Dec. 1997b. HURLEY, R. J. et al. The effects of epinephrine on the anesthetic and hemodynamic properties of ropivacaine and bupivacaine after epidural administration in the dog. **Regional Anesthesia**, Seattle, v. 16, n. 6, p. 3030-308, 1991.

INTELIZANO, T. R. et al. Técnicas de anestesia local. In: FANTONI, D. T.; CORTOPASSI, S. R. G. **Anestesia em cães e gatos**. São Paulo: Roca, 2002. p. 199-208.

JONES, D.M. The sedation and anaesthesia of birds and reptiles. **Veterinary Record**, London, v. 101, p. 340-342, 1977.

JONES, R. S. Epidural analgesia in dog and cat. **The Veterinary Journal**, v. 161, n. 2, p. 123 – 131, 2001.

KAPLAN, H. N. Anesthesia in amphibians and reptiles. **Federation Proceedings**, Boston, v. 28, n. 4, p. 1541-1546, 1969.

KANASHIRO, G. P.; CASSU, R. N. Anestesia em Animais de Laboratório. In: ANDRADE, S. F. **Manual de Terapêutica Veterinária**. 3. ed. São Paulo: Roca, 2008. p. 727-745.

KELLNER, A. W. A.; SCHWANKE, C. Répteis fósseis do Brasil: breve introdução à herpetologia. In: BRITO, I. M. (Ed.). **Geologia histórica**. Uberlândia: EDUFU, 2001. cap. 16, p. 303-363.

KLIDE, A. M. Epidural anesthesia. **Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice**, Maryland Heights, v. 22, p. 413-4161992.

KLINGENBERG, R. J. Animais exóticos e laboratoriais: répteis. In: AIELLO, S. E.; MAYS, A. (Ed.). **Manual Merck de Veterinária**. 8. ed. São Paulo: Roca, 2001, cap. 17, p. 1041-1180.

KOHN, D. F.; WIXISON, S. K.; BENSON, G. L. **Anesthesia and analgesia in laboratory animals**. San Diego: Academic Press, 1997. p. 348-378.

LEE, B. B. et al. Epidural infusions of ropivacaine and bupivacaína for labor analgesia: a randomized, double-blind study of obstetric outcome. **Anesthesia and Analgesia**, San Francisco, v. 98, n. 4, p. 1145-1152, 2004.

LEMA, T.; FERREIRA, M. T. S. Contribuição ao conhecimento dos testudines do Rio Grande do Sul (Brasil) – lista sistemática comentada (Reptilia). **Acta Biologica Leopoldensia**, São Leopoldo, v. 12, n. 1, p. 125-164, 1990.

MADER, D. R. Euthanasia and necropsy. In: MADER, D. R. **Reptile medicine and surgery**. Philadelphia: W. B. Saunders, 1996. p. 241-247.

MASSONE, F. **Anestesia veterinária**. 3. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1999.

MARTINS, L. L. et al. Anestesia epidural em cutias (*Dasyprocta azarae*) submetidas à ovariosalpingohisterectomia. **Biomas**, Florianópolis, v. 23, n. 2, p. 177-181, 2010.

MAXWELL, J. H. Anesthesia and surgery. In: HARLESS, M.; MORLOCK, H. **Turtles: perspective and research**. Florida: Robert E. Krieger, 1989, p. 127-151.

MOLINA, F. B. Large-escale breeding of turtles at São Paulo Zoo: implications for turtle conservation in Brazil. **Proceedings: Conservation, restoration and management of tortoises and turtles – As International Conference**, New York, 174-177, 1997.

MOON, P. F.; FOERSTER, H. Reptiles: Aquatic turtles (Chelonians). In: HEARD, D. **Zoological restraint and anesthesia**. Ithaca: International Veterinary Information Service. 2001.

MUIR, W. W. **Manual de anestesia veterinária**. 3. ed. Porto Alegre: Artmed, 2001.

MUIR III, W. W. et. al. **Manual de anestesia veterinária**. 3. ed. Porto Alegre: Artmed, 2001.

NUNES, A. L. V.; CRUZ, M. L.; CORTOPASSI, S. R. G. Anestesiologia. In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de animais selvagens**. São Paulo: Roca, 2007. cap. 63, p. 1040-1067.

OLIVEIRA, F. S. et al. Anestesia epidural em cutias. **Acta Scientiae Veterinariae**, Porto Alegre, v. 34, n. 1, p. 89-91, 2006.

OLIVEIRA, L. F. Anestesia peridural. In: MANICA, J. Editor. **Anestesiologia: princípios e técnicas**. 2. ed. Porto Alegre: Artes Médicas, 1997. p. 356-362.

OSBORN, H. F. On the primary division of the Reptilia into two subclasses, Synapsida and Diapsida. **Science**, Cambridge, v. 17, p. 275-276, 1903.

PADDLEFORD, R. R. **Manual of small animal anesthesia**. New York: W. B. Saunders, 1999.

PANG, W.W. et al. The peripheral analgesic effect of tramadol in reducing propofol injection pain: a comparison with lidocaine. **Regional Anesthesia and Pain Medicine**, Seattle, v.24, n.3, p. 246-249, 1999.

PASCOE, P. J. Advantages and guidelines for using epidural drugs for analgesia. **Veterinary Clinics of North American: Small Animal Practice**, Maryland Heights, v. 22, n. 2, p. 421-423, 1992.

PEREIRA, F. E.; DIEFENBACH, C. O. Growth in *Trachemys dorbigni* (Testudines, Emydidae). **Biociências**, Porto Alegre, v. 9, n. 1, p. 21-31, 2001.

POUGH, F.H.; JANIS, C.M.; HEISER, J.B. **A vida dos vertebrados**. São Paulo: Atheneu, 2003.

QUANDT, J. E.; RAWLINGS, C. R. Reducing postoperative pain for dogs: local and regional anesthetic techniques. **Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian**, Yardley, v. 18, n. 2, p. 101-111, 1996.

READ, M. R. Evaluation of the use of anesthesia and analgesia in reptiles. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, Schaumburg, v. 224, n. 4, p. 547-552, 2004.

RIBAS, E. R.; FILHO, E. L. A. M. Distribuição e habitat das tartarugas de água-doce (testudines, chelidae) do estado do Paraná, Brasil. **Biociências**, Porto Alegre, v. 10, n. 2, p. 15-32, 2002.

RIGUEIRA, F. D. L et al. Efeitos da atropina na anestesia epidural com lidocaína associada à clonidina em cães SRD. **Veterinária Notícias**, Uberlândia, v.12, n. 2, p. 66, 2006.

ROSSI, J. V. General husbandry and management. In: MADER, D.R. **Reptile and medicine surgery**. Philadelphia: Saunders Elsevier, 2006. cap.4. p. 25-41.

RODRIGUES, M. T. Conservação dos répteis brasileiros: os desafios para um país megadiverso. **Megadiversidade**, Belo Horizonte, v. 1, n. 1, p. 87-94, 2005.

SALERA JUNIOR, G. **Avaliação da biologia reprodutiva, predação natural e importância social em quelônios com ocorrência na bacia do Araguaia**. 2005. 191f. Dissertação (Mestrado em Ciências do Ambiente)- Fundação Universidade Federal do Tocantins, Palmas, 2005.

SANTOS, A. L. Q. et al. Pharmacological restraint giant Amazonian turtle *Podocnemis expansa* (Testudines, Podocnemididae) with xylazine and propofol. **Acta Cirurgica Brasileira**, São Paulo, v. 23, n. 3, 2008.

SANTOS, A. L. Q. et al. Anestesia de cágado-de-barbicha *Phrynops geoffroanus* Schweigger, 1812 (Testudines) com a associação midazolan e propofol. **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, Maringá, v. 31, n. 3, p. 317-321, 2009.

SCHUMACHER, J. Reptiles and amphibians. In: THURMON, J. C.; TRANQUILLI, W. J.; BENSON, G. J. **Lumb & Jones veterinary anesthesia**. 3. ed. Baltimore: Willians & Wilkins, 1996. p. 670-685.

SCOTT, D. B. **Introdução à anesthesia regional**. São Paulo: Manole, 1991.

SEIDEL, M. E. Taxonomic observations on Extant species and subespecies of Slider Turtles, genus *Trachemys*. **Journal of Herpetology**, Columbus, v. 32, n. 1, p. 106-112, 2002.

SKARDA, R. T. Local and regional anesthetic and analgesia techniques: dogs. In: THURMON, J. C.; TRANQUILLI, W. J.; BENSON, G. J. **Lumb & Jones Veterinary Anesthesia**. 3. ed. Baltimore: Willians & Wilkins, 1996. p. 426-447.

SKARDA, R. T. et al. **Handbook of veterinary anesthesia**. 2. ed. London: Mosby-Year, 1995.

SOUZA, F. L. Uma revisão sobre padrões de atividade, reprodução e alimentação de cágados brasileiros (Testudines, Chelidae). **Phylomedusa**, Piracicaba, v. 3, n. 1, p. 15-27, 2004.

STEINBROOK, R. A.; CONCEPCION, M. A.; Respiratory gás exchange and hemodynamics during lumbar epidural anesthesia: effects of lidocaine with or without epinephrine. **Regional Anesthesia and Pain Medicine**, Seattle, v. 25, n. 4, p. 380-384, 2000.

TAMANHO, R. B. et al. Anestesia epidural cranial com lidocaína e morfina para campanhas de castração em cães. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 40, n. 1, p. 115-122, 2009.

THURMON, J. C.; TRANQUILLI, W. J.; BENSON, G. J. **Lumb & Jones veterinary anaesthesia**. 3. ed. Baltimore: Willians & Wilkins, 1996.

TORSKE, K. E.; DYSON, D. H. Epidural analgesia and anesthesia. **Veterinary Clinics of North America – Small Animal Practice**, v. 30, n. 4, p. 854 – 875, 2000.

TRONCY, E.; CUVELLIEZ, S.G.; BLAIS, D. Evaluation of analgesia and cardiorespiratory effects of epidurally administered butorphanol in isoflurane-anesthetized dogs. **American Journal of Veterinary Research**, Washington, v.57, n.10, p.1478-1482, Oct., 1996.

URBAN, M. K.; URQUHART, B. Evaluation of braquial plexus anesthesia for upper extremity surgery. **Regional Anesthesia**, Seattle, v. 19, n. 3, p. 175-182, 1994.

WILLINSTON, S. W. The phylogeny and classification of reptiles. **Journal of Geology**, Chicago, n. 25, p. 411-421, 1917.

APÊNDICES

APÊNDICE 1

Quadro 1: Aferição dos parâmetros fisiológicos durante período de ação da anestesia epidural em cágados de barbicha

| Data: | | Protocolo anestésico (anestésico utilizado, dose em ml): | | | |
|---|---------------------------|--|-----------------------|-------|--------|
| Espécie: | | Peso: | | | |
| Número de identificação: | | Sexo: | | | |
| Hora de aplicação do anestésico: | | | | | |
| | Bloqueio sensitivo | | Bloqueio motor | | |
| | MP | Cauda | MP | Cauda | Cloaca |
| *0 minutos | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| 5 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| 10 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| *15 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| 20 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| 25 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| *30 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| 35 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| 40 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| *45 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| 50 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| 55 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| *60 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| 65 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| 70 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| *75 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| 80 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| 85 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |

| | | | | | |
|-----------------|-----|-----|-------|-------|-------|
| *90 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| 95 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| 100 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| *105 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| 110 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| 115 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| *120 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |
| 125 min | 0 1 | 0 1 | 1 2 3 | 1 2 3 | 1 2 3 |

Bloqueio sensitivo: 0 – sensibilidade dolorosa presente; 1 – sensibilidade dolorosa ausente.

Bloqueio motor: 1 – Ausência de relaxamento muscular (ARM); 2 – Relaxamento muscular parcial (RMP); 3 – Relaxamento muscular total (RMT).