

YURI KARACCAS DE CARVALHO

“AVALIAÇÃO DA ANESTESIA PARAVERTEBRAL CERVICAL NO
BLOQUEIO ANESTÉSICO LOCAL DO MEMBRO TORÁCICO EM CÃES”

Botucatu
2008

YURI KARACCAS DE CARVALHO

**“AVALIAÇÃO DA ANESTESIA PARAVERTEBRAL CERVICAL NO
BLOQUEIO ANESTÉSICO LOCAL DO MEMBRO TORÁCICO EM CÃES”**

**Dissertação apresentada ao programa
de Pós-graduação em Anestesiologia
da Faculdade de Medicina da Unesp –
Campus Botucatu, para obtenção do
título de Mestre em Anestesiologia**

Orientador: Prof. Ass. Dr. Antonio José de Araujo Aguiar

Botucatu
2008

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA SEÇÃO TÉCNICA DE AQUISIÇÃO E TRATAMENTO
DA INFORMAÇÃO
DIVISÃO TÉCNICA DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - CAMPUS DE BOTUCATU - UNESP
BIBLIOTECÁRIA RESPONSÁVEL: Selma Maria de Jesus

Carvalho, Yuri Karaccas de.

Avaliação da anestesia paravertebral cervical no bloqueio anestésico local do membro torácico em cães / Yuri Karaccas de Carvalho. – Botucatu : [s.n.], 2008

Dissertação (mestrado) – Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Medicina de Botucatu, 2008.

Orientador: Antônio José de Araújo Aguiar

Assunto CAPES: 50501011

1. Cão - Anestesia - Estudos experimentais 2. Anestesia

CDD 636.7089796

Palavras-chave: Anestesia paravertebral cervical; Cães; Bloqueio membro torácico; Lidocaína

DADOS CURRICULARES
YURI KARACCAS DE CARVALHO

NASCIMENTO 28/08/1977

FILIAÇÃO

Martinho Irmão de Carvalho
Anna Karaccas de Carvalho

1999/2003

Curso de Graduação em Medicina Veterinária (Unesp – Botucatu – SP)

2004/2005

Residência em Anestesiologia Veterinária na Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia (Unesp – Botucatu – SP)

2004/2005

Especialização em Anestesiologia Veterinária na Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia (Unesp – Botucatu – SP)

2006/2007

Curso de pós-graduação em Anestesiologia, nível mestrado, na Faculdade de Medicina (Unesp – Botucatu – SP)

DEDICATÓRIA

Aos meus pais que sempre me apoiaram incondicionalmente nas minhas atitudes e que abriram mão de suas vidas para garantir um futuro a seus filhos.

A todos os animais, os quais são a razão para a existência dessa e todas as demais pesquisas.

A Medicina Veterinária e a todos os profissionais que se dedicam a ela.

AGRADECIMENTO ESPECIAL

- **A Deus pela força para superar todos os obstáculos.**
- **Aos meus pais que me incentivaram em todos os momentos.**
- **A querida Kelen Cristiane Zavarize, sempre prestativa, carinhosa, companheira e muito paciente.**
- **Ao meus “irmãos de sangue”, Martinho Karaccas de Carvalho e Eduardo Karaccas de Carvalho, minhas maiores referências.**
- **A minha Tia Maria Karacas, que abriu mão de sua vida a formação de seus sobrinhos.**
- **Ao Professor Antonio Jose de Araujo Aguiar, meu orientador e amigo, que comprou o desafio, depositou confiança e incentivou a realização desse projeto.**
- **A Professora Márcia Regina Fernandes Boaro Martins, pelo carinho, ajuda e atenção.**
- **Ao Professor Francisco José Teixeira neto, meu co-orientador não oficial, pela ajuda e contribuição decisiva na minha formação durante o experimento e residência.**
- **A Residente Renata Kerche Alvaídes, que esteve presente durante toda a fase experimental e foi decisiva para a execução da pesquisa.**

- A todos os cães que involuntariamente participaram desse experimento, principalmente, a Manu e o Fumaça.

AGRADECIMENTOS

- Ao Departamento de Cirurgia e Anestesiologia Veterinária, Professor Stélio, pela cooperação e ajuda.
- A todos meus “mestres da Anestesiologia”, Professor Antônio, Professor Francisco, Professor Stélio, Professora Gladys, Professora Mariângela e Professor Massone, que cada um de seu modo e tempo me incentivou e contribuiu com a minha formação.
- A Cristália, pelo fornecimento dos anestésicos fundamentais para execução desse projeto.
- A CNPq, pelo fornecimento da bolsa de mestrado e responsável pela minha manutenção.
- Ao Departamento de Anatomia, Professora Márcia; Professora Marielena; Professor Joffre e Professor Ricardo, os quais me acolheram e propuseram a transferência de seus conhecimentos.
- Aos funcionários da Anatomia, Giba e Marco, prestativos e presentes para o auxílio.
- Ao Departamento de Anestesiologia da Faculdade de Medicina da Unesp pelo acolhimento.
- Aos Professores da Anestesiologia, Prof. José Reinaldo Cerqueira Braz, Prof. Paulo do Nascimento Junior pela compreensão e ajuda.
- Aos funcionários da Anestesiologia, Neli e Danilo, sempre prestativos e dedicados, prontos para ajudar.
- Aos funcionários, Ana (Anestesiologia), Vanessa (Departamento de Cirurgia e Anestesiologia) pela cooperação.
- Ao funcionário do Canil, “Seu Luiz” que cuida dos animais de maneira exemplar.
- Aos residentes, Renata, Natache, Wangles e Flávia pelo valoroso apoio e cooperação durante o experimento.
- Ao Departamento de Estatística, na figura da professora Lídia R. Carvalho, prestativa e sempre pronta a ajudar.
- Ao Departamento de Clínica e Patologia Clínica, professora Regina e professor Raimundo, pelos ensinamentos e a contribuição para desenvolvimento do projeto.

- **A Prefeitura Municipal de Botucatu, Médicos Veterinários André e Cassiano e aos funcionários Tereza, Seu Nenê pelo fornecimento dos cadáveres e atenção.**
- **Aos meus ex-companheiros de residência, sem distinções.**
- **Ao Departamento de Patologia, na figura do funcionário Mauri, dedicado e prestativo**
- **Ao pessoal da limpeza, Dona Solange, que mantinha limpo a sala experimental e auxiliava na limpeza dos Canis.**
- **Aos meus novos amigos, Marcelinho, Alessandra, Carlinhos, Fabiano, Rita, Maria e Matilde.**

Esses são os que colaboraram, cada um ao seu modo e tempo com a execução desse estudo.

Meu sincero, muito obrigado!

EPÍGRAFE

“O que pensais, passais a ser”

Mahatma Gandhi

RESUMO

CARVALHO, Y. K. Avaliação da anestesia paravertebral cervical no bloqueio anestésico local do membro torácico em cães. Botucatu, 2008. 73p. Dissertação (Mestrado) - Faculdade de Medicina de Botucatu, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”

Palavras-chave: cães, anestesia paravertebral cervical, bloqueio membro torácico, lidocaína.

Os bloqueios anestésicos locais são muito importantes no controle da dor trans e pós-operatória. Em Medicina Veterinária existem diversas técnicas anestésicas locais em cães para o bloqueio parcial do membro torácico, dentre essas o bloqueio do plexo braquial. No entanto, esse procedimento não produz bloqueio da região escapular. O objetivo do presente estudo foi investigar as raízes nervosas que formam o membro torácico, definir as referências anatômicas para a padronização da anestesia local paravertebral cervical, e delimitar a extensão da área bloqueada e o tempo do bloqueio produzido com essa técnica. O estudo foi dividido em duas fases. Em um estudo anatômico inicial, foram utilizados 12 cadáveres de cães SRD, peso médio $18,0 \pm 3,45$ kg, onde se padronizou a técnica, injetando-se azul de metileno nos volumes de 0,5 ml para as raízes nervosas C6, C7 e C8, e 1,5 ml para T1. Na segunda fase, foram utilizados seis cães hígidos, SRD, peso médio $17,8 \pm 2,38$ kg, onde previamente foi determinada a CAM_{iso} individual. Após sete dias, executou-se a técnica utilizando-se lidocaína 1% com vasoconstritor, na dose de 1 mg/kg, distribuindo-se o volume total em quatro pontos, 20% nas raízes nervosas C6, C7 e C8 e 40% para T1. Após o bloqueio os animais foram mantidos anestesiados com isoflurano e estímulos elétricos (50V, 50Hz, 10 ms) foram aplicados nas regiões radioulnar, umeral e escapular, de maneira aleatória aos 30, 60, 90, 120, 150 e 180 minutos após o final da execução da técnica anestésica local. Foram mensurados valores de FC e PAM antes, imediatamente após e um minuto após o estímulo nociceptivo em cada região. Para análise do estudo anatômico foi utilizado o teste de qui-quadrado e para o estudo experimental foi utilizado a análise de perfil ($p < 0,05$). No estudo anatômico, houve tingimento das raízes nervosas C6 (100%), C7 (91,7%), C8 (66,7%) e T1 (50%). No estudo experimental, observaram-se bloqueios de 30 minutos para as regiões de radioulnar e umeral e de 60 minutos para a região escapular. A anestesia paravertebral cervical foi um procedimento exeqüível, que abrangeu as regiões escapular, umeral e radioulnar, e possibilitou, através de referências anatômicas externas, a localização e o bloqueio das quatro raízes espinhais formadores dos nervos que suprem o membro torácico em cães. As dificuldades para a localização e o acesso à raiz espinal T1 indicam a necessidade de estudos adicionais, empregando-se equipamentos eletrônicos que possibilitem aumentar a precisão na localização dessa raiz neural e assim, aprimorar a técnica de anestesia paravertebral cervical na espécie canina.

ABSTRACT

CARVALHO, Y. K. Evaluation of paravertebral anesthesia in blocking cervical local anesthetic member of the chest in dogs. Botucatu, 2008. 73 p. Masters Dissertation – College of Medicine of Botucatu, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”

Keywords: dogs, paravertebral anesthesia cervical, thoracic blocking member, lidocaine.

Local blockades play a key role in the control of trans-and post-operative pain. There are various local anesthetic techniques such as brachial plexus block, used to partially block the forelimb in dogs. However, this procedure does not allow block of the scapular region. The objectives of this study were to research the nerve roots forming the forelimb, to determine the anatomic references to standardize the cervical paravertebral local anesthesia, and to delimit the extension of the blockade area and time of anesthetic blockade using the cervical paravertebral block. The study comprised two phases. First, an initial anatomical study was performed using 12 dogs' cadavers, weighing 18.0 ± 3.45 kg. To standardize the technique, 0.5 mL of metilen blue were injected into nerve roots of C6, C7 and C8, as well as 1.5 mL into T1. Second, six healthy dogs, weighing 17.8 ± 2.38 kg, with individual MAC_{iso} previously determined, were used. After 7 days, the cervical paravertebral block using lidocaine 1% as vasoconstrictor, at dose of 1 mg/kg, distributing the total volume into 4 points, 20% into each nerve root C6, C7 and C8, and 40% into T1, was achieved. Before the blockade, animals were maintained under anesthesia using isoflouran; then, electric impulses (50V, 50Hz, 10 ms) were aleatory applied 30, 60, 90, 120, 150 and 180 minutes at radioulnar, humeral and scapular regions. Values of HR and MAP were measured in each region immediately before, after and one minute after the stimulation. For the anatomical study and experiment, qui-squared test and profile analysis ($p < 0.05$) were respectively used. In the anatomical study, staining of the nerve roots of C6 (100%), C7 (91.7%), C8 (66.7%) and T1 (50%) were observed. Regarding experiment, 30 minutes blockade for the radioulnar and humeral regions, and 60 minutes for scapular region were reached. Cervical paravertebral anesthesia was an achievable procedure, embracing scapular, humeral and radioulnar regions, and made possible the location and blockade of the four spinal roots forming the nerves of the thoracic limb in dogs, through anatomic references. Difficulty for location and access to T1 spinal root indicates the need for further studies, using electronic devices enabling higher accuracy in the location of this neural root and thus improving the technique of cervical paravertebral anesthesia in dogs.

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Nervos constituintes do membro torácico, raízes nervosas constituintes e a respectiva área abrangida.....	26
Tabela 2. Valores absolutos e distribuição percentual dos cadáveres que apresentaram ou não coloração com azul de metileno, de acordo com as raízes nervosas (C6, C7, C8 e T1), durante a execução do estudo anatômico (n=12).....	49
Tabela 3. Valores individuais, médias e desvios-padrão do tempo de execução da técnica paravertebral cervical nos tratamentos controle e lidocaína, durante a execução do estudo experimental em seis cães.....	50
Tabela 4. Valores médios e desvios-padrão de frequência cardíaca (batimentos por minuto) nos tratamentos controle e lidocaína ao longo do tempo (30, 60, 90, 120, 150 e 180 minutos), nos momentos: antes, imediatamente após e um minuto após a aplicação de estímulo elétrico na região radioulnar, em seis cães ($p < 0,05$).....	52
Tabela 5. Valores médios e desvios-padrão de pressão arterial média (mmHg) nos tratamentos controle e lidocaína ao longo do tempo (30, 60, 90, 120, 150 e 180 minutos), nos momentos: antes, imediatamente após e um minuto após a aplicação de estímulo elétrico na região radioulnar, em seis cães ($p < 0,05$).....	52
Tabela 6. Valores médios e desvios-padrão de frequência cardíaca (batimentos por minuto) nos tratamentos controle e lidocaína ao longo do tempo (30, 60, 90, 120, 150 e 180 minutos), nos momentos: antes, imediatamente após e um minuto após a aplicação de estímulo elétrico na região umeral, em seis cães.....	54
Tabela 7. Valores médios e desvios-padrão de pressão arterial média (mmHg) nos tratamentos controle e lidocaína ao longo do tempo (30, 60, 90, 120, 150 e 180 minutos), nos momentos: antes, imediatamente após e um minuto após a aplicação de estímulo elétrico na região umeral, em seis cães.....	54
Tabela 8. Valores médios e desvios-padrão de frequência cardíaca (batimentos por minuto) nos tratamentos controle e lidocaína ao longo do tempo (30, 60, 90, 120, 150 e 180 minutos), nos momentos: antes, imediatamente após e um minuto após a aplicação de estímulo elétrico na região escapular, em seis cães.....	56
Tabela 9. Valores médios e desvios-padrão de pressão arterial média (mmHg) nos tratamentos controle e lidocaína ao longo do tempo (30, 60, 90, 120, 150 e 180 minutos), nos momentos: antes, imediatamente após e um minuto após a aplicação de estímulo elétrico na região escapular, em seis cães.....	56

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Vértex cervicais e torácica e emergência dos feixes neurais.....	21
Figura 2. Feixes nervosos (C6, C7, C8 e T1) e formação de nervos que constituem o membro torácico.....	22
Figura 3. Áreas cutâneas supridas pelo nervo braquicefálico nas vistas: lateral (A), cranial (B) e medial (C).....	25
Figura 4. Áreas cutâneas supridas pelos nervos: axilar, radial, mediano, musculocutâneo e ulnar. Vistas: Lateral, cranial, medial e caudal, respectivamente....	25
Figura 5. Bloqueio do plexo braquial com introdução da agulha em região crânio medial à articulação escapuloumbral.....	27
Figura 6. Localização da região a ser bloqueada pela técnica interescalena (músculos esternocleidomastoide, escaleno anterior e escaleno médio).....	29
Figura 7. Posicionamento da agulha para a execução do bloqueio interescaleno.....	29
Figura 8. Demonstração das raízes nervosas C6, C7, C8 e T1 utilizados para execução do bloqueio paravertebral cervical.....	30
Figura 9. Pontos de referência para a realização do bloqueio paravertebral do plexo braquial.....	31
Figura 10. Palpação do processo transversal de C6 com o dedo polegar da mão esquerda e deslocamento caudal da escápula, com a mão direita, para a localização da cabeça da primeira costela.....	31
Figura 11. Travesseiro de areia, seringas com azul de metileno e agulha espinal.....	40
Figura 12. Posicionamento em decúbito lateral esquerdo.....	40
Figura 13. Apoio da região cervical sobre o travesseiro de areia.....	40
Figura 14. Localização dos processos transversos de C5 e de C6 (dedos anular e médio, respectivamente) e posicionamento da agulha no espaço intervertebral C5-C6.....	40
Figura 15. Localização dos processos transversos C6 e C7 (dedos médio e indicador, respectivamente) e posicionamento da agulha no espaço intervertebral C6-C7.....	40
Figura 16. Localização do processo transversal C7 (dedo indicador) e posicionamento da agulha no espaço intervertebral C7-T1.....	40

Figura 17. Localização do processo transversal C7 (dedo indicador) e introdução da agulha espinhal.....	41
Figura 18. Vista Caudo-cranial do posicionamento das agulhas hipodérmicas nos espaços intervertebrais C5-C6, C6-C7 e C7-T1, e da agulha espinhal no espaço intervertebral T1-T2.....	41
Figura 19. Raízes nervosas C6, C7, C8 e T1 coradas com azul de metileno e a formação do plexo braquial a partir delas.....	41
Figura 20. Da direita para a esquerda, processos transversos (setas) da vértebras C5, C6 e C7, e tingimento com azul de metileno das raízes nervosas C6, C7, C8 e T1.....	41
Figura 21. Posicionamento das agulhas em três porções distintas do membro torácico (escápula, úmero e rádio).....	46
Figura 22. Distribuição percentual das raízes nervosas (C6, C7, C8 e T1) coradas e não-coradas com azul de metileno em doze cadáveres preservados de cães, durante a execução do estudo anatômico.....	49

LISTA DE ABREVIATURAS E SÍMBOLOS

$^{\circ}\text{C}$ = graus Celsius

CAM = concentração alveolar mínima

CAM_{ISO} = Concentração alveolar mínima de isofluorano

CAM_{BAR} = Concentração alveolar mínima autonômica

cm = centímetro

CO₂ = dióxido de carbono

ED₅₀ = dose necessária para abolir a resposta à estimulação dolorosa, em
50% dos indivíduos

ETCO₂ = pressão parcial de dióxido de carbono ao final da expiração

Hz = hertz

IV = intravenoso (a)

kg = quilograma

l = litro

l/min. = litro por minuto

mg/kg = miligrama por quilograma

ml = mililitro

ml/kg/h = mililitro por quilograma por hora

mmHg = milímetro de mercúrio

ms = milissegundo

O₂ = oxigênio

PaCO₂ = pressão parcial de dióxido de carbono no sangue arterial

PAD = pressão arterial diastólica

PAM = pressão arterial média

PaO₂ = pressão parcial de oxigênio no sangue arterial

PAS = pressão arterial sistólica

pH = potencial hidrogeniônico

SpO₂ = saturação de oxigênio na hemoglobina

V = volt

% = porcentagem

± = mais ou menos

SUMÁRIO

RESUMO.....	10
ABSTRACT.....	11
LISTA DE TABELAS.....	12
LISTA DE FIGURAS.....	13
LISTA DE ABREVIATURAS E SÍMBOLOS.....	15
1. INTRODUÇÃO.....	18
2. REVISÃO DE LITERATURA.....	21
2.1 Neuroanatomia do membro torácico em cães.....	21
2.2 Bloqueio anestésico local do membro torácico em cães.....	26
2.3 Cloridrato de lidocaína.....	32
2.4 Determinação da concentração alveolar mínima (CAM).....	33
3. HIPÓTESES.....	35
4. OBJETIVOS.....	35
5. MATERIAIS E MÉTODOS.....	36
5.1 Estudo Anatômico.....	36
5.1.1 Esqueleto e cadáveres preservados em formaldeído a 4%.....	36
5.1.2 Cadáveres preservados sob refrigeração.....	37
5.2 Estudo Experimental.....	42
5.2.1 Animais.....	42
5.2.2 Avaliação da concentração alveolar mínima (CAM) individual do isofluorano.....	42

5.2.3 Grupos experimentais.....	43
5.3 Análise estatística.....	48
6. RESULTADOS.....	49
6.1 Estudo anatômico.....	49
6.2 Estudo experimental em cães.....	50
6.2.1 Tempo de execução da técnica paravertebral.....	50
6.2.2 Avaliação das respostas ao estímulo elétrico na região radioulnar.....	51
6.2.3 Avaliação das respostas ao estímulo elétrico na região umeral.....	53
6.2.4 Avaliação das respostas ao estímulo elétrico na região escapular.....	55
7. DISCUSSÃO.....	57
8. CONCLUSÕES.....	63
9. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	64
10. APÊNDICES.....	70

1 - INTRODUÇÃO

A dor é uma das maiores preocupações da humanidade, desde a sua origem, e tem sido objeto de muitos estudos na tentativa de compreender e de controlar as suas diversas manifestações. Acredita-se que a dor seja inerente a qualquer forma de vida dotada de consciência (Bonica, 1999).

O controle da dor influencia a qualidade da recuperação anestésica e o resultado pós-cirúrgico dos pacientes. A dor pode provocar alterações cardiovasculares e respiratórias nos períodos trans e pós-operatórios e está relacionada com a síndrome neuroendócrina, caracterizada pela elevação das concentrações plasmáticas de diversos hormônios e neurotransmissores (Tranquilli et al., 2005).

Dentre os fármacos mais comumente empregados no controle da dor operatória têm-se: os agonistas alfa-2, os opióides agonistas totais e parciais, os inibidores do N-metil D-aspartato e os anestésicos locais (Cruz, 1999).

Os anestésicos locais proporcionam um bloqueio reversível de uma determinada área corporal, sem que ocorra a perda da consciência (Westhues et al., 1964). Esses impedem que as células nervosas atinjam o potencial de deflagração através do bloqueio dos canais de sódio (Collins, 1993; Pascoe, 1997; Massone, 1999). Além desse efeito, promovem a estabilização da membrana celular, bloqueando a condução do impulso nervoso (Cortopassi et al., 1996).

O primeiro bloqueio nervoso periférico foi descrito por Halsted (1885). A partir disso, a anestesia local ganhou importância, por meio da diminuição do estresse cirúrgico (Anand & Carr, 1989), da redução nas taxas de mortalidade e morbidade atribuídas à anestesia geral (Christopherson et al., 1993) e da analgesia pós-operatória (Quandt & Rawlings, 1996).

A anestesia local atualmente, tanto no homem quanto nos animais, é empregada em associação a outras modalidades anestésicas, como as anestésias inalatória e intravenosa, produzindo analgesia intensa em protocolos de anestesia balanceada. A anestesia local proporciona reduções nas doses de fármacos intravenosos e nas concentrações de anestésicos inalatórios, e sua analgesia estende-se ao período de recuperação anestésica (Skarda, 1996).

Os bloqueios anestésicos locais são muito utilizados em procedimentos cirúrgicos ortopédicos, que produzem estímulos nociceptivos intensos nos períodos trans e pós-operatórios, minimizando os efeitos da dor e o conseqüente estresse no

período pós-operatório, aumentando a duração e comprometendo o período de recuperação (Bonnet, 1993).

Dentre as técnicas de bloqueio periférico podemos citar a do bloqueio do plexo braquial, que é freqüentemente utilizada no homem, pois possibilita a realização de diversos procedimentos cirúrgicos nos membros torácicos sem que o paciente seja submetido à anestesia geral.

O bloqueio do membro torácico proporciona anestesia reversível e analgesia da região dessensibilizada, desta forma é frequentemente aplicada em cirurgias ortopédicas, amputações e lacerações nessa região em cães (Lemke & Dawson, 2000). As técnicas anestésicas envolvendo o membro torácico em Medicina Veterinária foram relatadas pela primeira vez por Lindhorst (1931) *apud* Oliveira et al. (1970).

Tufvesson (1951) *apud* Oliveira et al. (1970), descreve a inserção da agulha na depressão triangular formada pela união da borda anterior do músculo supra-espinhal com a parede torácica, e a borda dorsal do músculo braquicefálico para bloqueio do plexo braquial. Muir (2001), relata a introdução da agulha em sentido crânio-medial à articulação escapuloumeral, na região conhecida como “vazio torácico”, em direção à junção costo-condral, e paralelamente à coluna vertebral, administrando-se o anestésico à medida que a agulha é removida.

Futema et al. (2002), baseando-se na oclusão do fluxo da artéria axilar, depositaram o anestésico local próximo a essa, promovendo um bloqueio distal à articulação escapuloumeral. Entretanto, o bloqueio do plexo braquial apresenta algumas desvantagens como: o bloqueio incompleto dos feixes nervosos (Muir et al., 2001), a necessidade de uma segunda administração de anestésico local, a possibilidade de administração intratorácica acidental (Nutt, 1962 *apud* Oliveira et al., 1970), a dificuldade de acesso em animais obesos (Muir et al., 2001) e a possibilidade de lesões na artéria axilar (Muir et al., 2001).

A extensão do bloqueio do plexo braquial varia conforme a descrição da técnica, que pode ser distal à articulação umerorradioulnar (Nutt et al., 1962; Muir et al., 2001) ou à articulação escapuloumeral (Futema et al., 2002), o que limita a realização de procedimentos cirúrgicos apenas à região umerorradioulnar.

Foram relatadas também outras duas técnicas de bloqueio do membro torácico em cães com acesso paravertebral cervical. No entanto, em ambas as citações, não foram descritas as metodologias utilizadas e as taxas de sucesso dos bloqueios

observadas, sendo relatados que esses foram distais à articulação escapuloumeral (Lemke & Dawson, 2000; Otero, 2005).

O acesso e o bloqueio anestésico local das emergências das raízes nervosas cervicais (C6, C7 e C8) e torácica (T1), formadoras de toda a inervação que supre o membro torácico em cães, possibilitaria a analgesia das regiões escapular, umeral e radioulnar. Este procedimento, poderia ser uma alternativa vantajosa às técnicas já descritas de bloqueio do plexo braquial em cães. Para verificar isso, haveria a necessidade de um estudo anatômico, para a definição de referências anatômicas externas e o desenvolvimento da técnica anestésica paravertebral cervical para o bloqueio dessas raízes, antes do seu emprego experimental. Em seguida, um estudo experimental permitiria avaliar a eficácia, o tempo de duração e a extensão da área de bloqueio anestésico local em cães hígidos.

2 - REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Neuroanatomia do membro torácico em cães

Os ramos ventrais do quinto, sexto, sétimo e oitavo pares de nervos espinhais cervicais e pelo primeiro e segundo pares de nervos torácicos formam o plexo braquial na espécie canina (Figura 1) (Getty, 1986; Evans & Delahunta, 2001; Adams, 2003). No entanto, as contribuições do quinto par de nervos cervicais e do segundo par de nervos torácicos são relativamente pequenas e eventualmente observadas em estudos anatômicos (Getty, 1986; Evans & Delahunta, 2001).

Os nervos espinhais que constituem o plexo braquial em cães emergem dos seguintes espaços intervertebrais: C5-C6, C6-C7, C7-T1 e T1-T2. (Evans & Delahunta, 2001) (Figura 1).

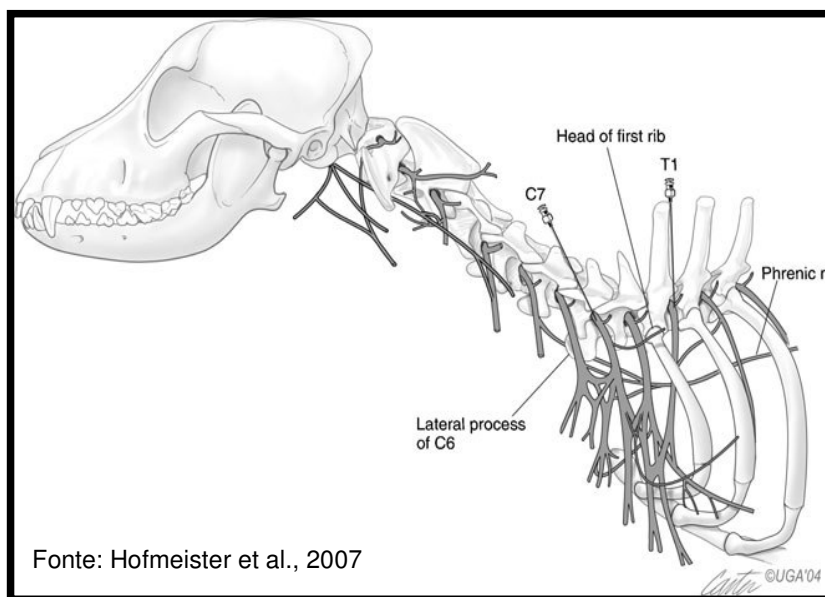


Figura 1. Vértebras cervicais e torácica e emergência dos feixes neurais

Esses nervos ramificam-se dando origem aos nervos braquiocefálico, supra-escapular, subescapular, peitorais, tóraco-dorsal, musculocutâneo, axilar, radial, ulnar, mediano e torácicos (Getty, 1986; Evans & Delahunta, 2001) (Figura 2).

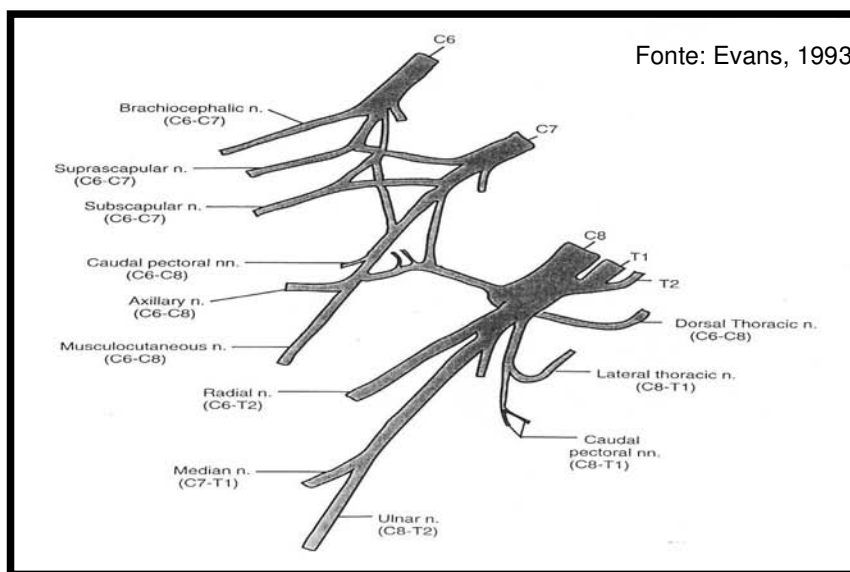


Figura 2. Feixes nervosos (C6, C7, C8 e T1) e formação de nervos que constituem o membro torácico

O nervo supra-escapular emerge do ramo ventral do sexto nervo cervical, juntamente com uma contribuição delgada do ramo ventral do sétimo nervo cervical. Esse nervo supre essencialmente o músculo supra-espinhal e o músculo infra-espinhal, os quais permitem a extensão e a flexão da articulação escapuloumeral (Getty, 1986; Evans & Delahunta, 2001).

Os nervos subescapulares são em número de dois, e são formados principalmente pelos ramos ventrais do sexto e do sétimo nervos cervicais, ou apenas pelo sétimo nervo cervical (Evans & Delahunta, 2001). Esses têm por função suprir a parte distal do músculo subescapular, que promove adução e extensão do ombro (Evans, 1993).

O nervo braquiocefálico emerge do ramo ventral do sexto e/ou sétimo nervos cervicais. Esse nervo supre essencialmente o músculo clidobraquial e a área cutânea da região da articulação escapuloumeral (Getty, 1986; Evans & Delahunta, 2001; Adams, 2003).

O nervo musculocutâneo tem sua origem nas fibras do ramo ventral do sétimo nervo cervical, podendo apresentar contribuição pequena dos ramos ventrais do sexto e do oitavo nervos cervicais (Getty, 1986; Evans & Delahunta, 2001). O nervo musculocutâneo possui três ramos: o proximal, o medial e o distal (Evans & Delahunta, 2001). Dentre os músculos supridos por este nervo, destacam-se o coracobraquial, o bíceps braquial e o braquial (Evans & Delahunta, 2001). O nervo musculocutâneo

estimula a execução da adução e da extensão da articulação escapuloumeral (Evans, 1993).

O nervo axilar origina suas fibras dos ramos ventrais do sétimo e do oitavo nervos cervicais (Getty, 1986; Evans & Delahunta, 2001). No entanto, a formação do nervo axilar é oriunda exclusivamente do sétimo nervo cervical, ou ainda, do sexto e do oitavo pares de nervos cervicais (Getty, 1986; Evans & Delahunta, 2001). Os músculos flexores da articulação escapuloumeral: o redondo maior, o redondo menor e o deltóide, e a porção caudal da cápsula articular escapuloumeral, são supridos pelo nervo axilar (Evans, 1993). Em sua extremidade distal, há um intercâmbio de fibras com os nervos cutâneo e radial, suprimindo desta maneira a fáscia e a pele da região radio-ulnar e da face dorsal da mão (Evans, 1993; Adams, 2003). Quando estimulado, o nervo axilar promove a flexão da articulação escapuloumeral e as rotações lateral e medial do úmero (Evans, 2003).

O nervo radial é considerado o maior e o mais caudal dos nervos que constituem o plexo braquial (Getty, 1986; Evans & Delahunta, 2001). As suas fibras são derivadas dos ramos ventrais do sétimo e do oitavo pares de nervos cervicais, e do primeiro par de nervos torácicos (Getty, 1986; Evans & Delahunta, 2001).

A inervação radial supre as cabeças lateral, medial e acessória do músculo tríceps, além dos músculos: tríceps braquial, tensor da fáscia do antebraço, ancôneo, extensor carporradial, extensores digital comum e digital lateral, ulnar lateral, supinador e o abductor longo do primeiro dígito (Getty, 1986; Evans & Delahunta, 2001).

Os músculos tensor da fáscia do antebraço, ancôneo, extensor carporradial e tríceps braquial promovem a extensão da articulação umerorradioulnar (Evans, 1993). O músculo tríceps braquial ainda estimula a flexão do úmero (Evans, 1993). O músculo supinador promove a rotação lateral do antebraço e a flexão da articulação umerorradioulnar (Evans, 1993). Os músculos ulnar lateral e extensor carporradial são responsáveis pela flexão da articulação carpal (Evans, 1993). O músculo ulnar lateral também executa a abdução carpal, e o músculo abductor longo do primeiro dígito produz o movimento de abdução do primeiro dígito (Evans, 1993).

As fibras nervosas que constituem o nervo ulnar originam-se dos ramos ventrais do oitavo par de nervos cervicais e do primeiro par de nervos torácicos (Getty, 1986; Evans & Delahunta, 2001). Em casos raros, o segundo par de nervos torácicos também contribui com a formação do nervo ulnar (Getty, 1986; Evans & Delahunta, 2001).

O nervo ulnar supre os músculos flexores carpal e digital profundo e o seu estímulo promove a flexão da articulação carpal (Evans, 1993).

O nervo mediano tem suas fibras originadas dos ramos ventrais do oitavo par de nervos cervicais, e do primeiro e do segundo pares de nervos torácicos (Getty, 1986; Evans & Delahunta, 2001). Em sua origem, o nervo mediano forma um tronco único com o nervo ulnar, que se estende até a porção medial dos músculos tríceps braquial e peitoral profundo (Getty, 1986; Evans & Delahunta, 2001). Suas ramificações suprem os músculos flexores carporradial e digitais superficial e profundo, além dos pronadores redondo e quadrado (Evans & Delahunta, 2001).

O músculo flexor carporradial promove a flexão da articulação carpal (Evans, 1993), e o músculo digital superficial e profundo estimulam as flexões do II, do III, do IV e do V dígitos (Evans, 1993). Os músculos pronadores quadrado e redondo são responsáveis respectivamente pela pronação da mão e pela rotação medial do radio ulna (Evans, 1993).

Os neurônios aferentes somáticos são responsáveis pela transmissão do estímulo nociceptivo até a medula espinal. Podemos citar os neurônios aferentes somáticos cutâneos do membro torácico, os nervos: braquicefálico musculocutâneo, axilar, radial, mediano e ulnar (Evans, 1993), como únicos responsáveis por esse tipo de estímulo (Evans & Delahunta, 2001, Adams, 2003).

O nervo braquicefálico é responsável pelo suprimento nervoso cutâneo da articulação escapuloumeral e região cranial, caudal, lateral e medial de terço proximal de úmero (Adams, 2003) (Figura 3). O nervo musculocutâneo é responsável pelo suprimento nervoso cutâneo na região medial do antebraço (Evans & Delahunta, 2001, Adams, 2003). O nervo axilar supre a região craniolateral do braço e a cranial do antebraço (Evans & Delahunta, 2001, Adams, 2003), e o nervo radial as áreas caudolateral do braço, cranial do antebraço e dorsal da mão (Evans & Delahunta, 2001, Adams, 2003). O nervo mediano inerva a região palmar, e o nervo ulnar, as regiões caudal do antebraço, palmar e lateral da mão (Evans & Delahunta, 2001, Adams, 2003) (Figura 4, Tabela 1).

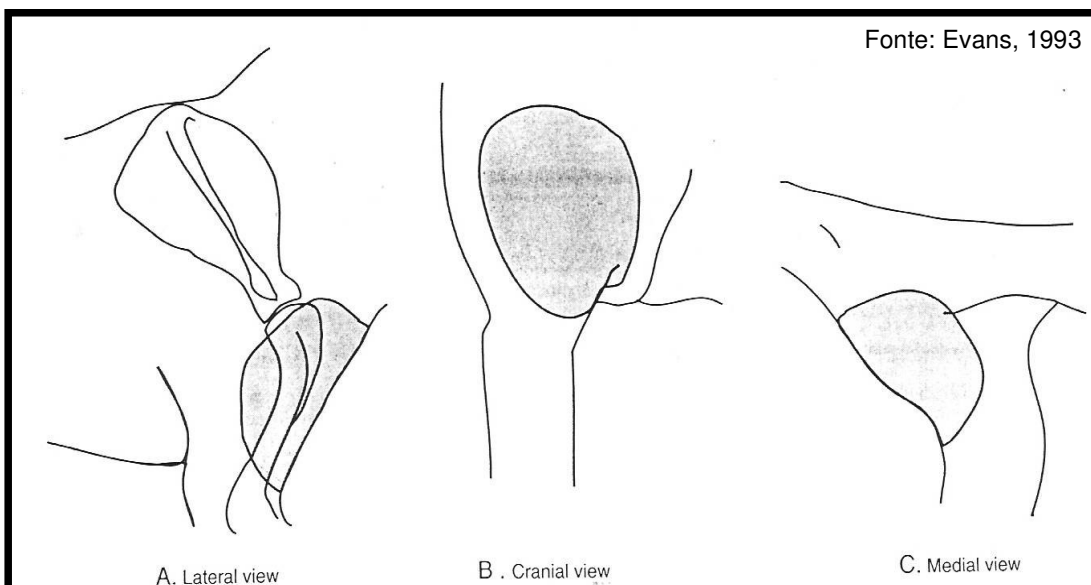


Figura 3. Áreas cutâneas supridas pelo nervo braquicefálico nas vistas: lateral (A), cranial (B) e medial (C).

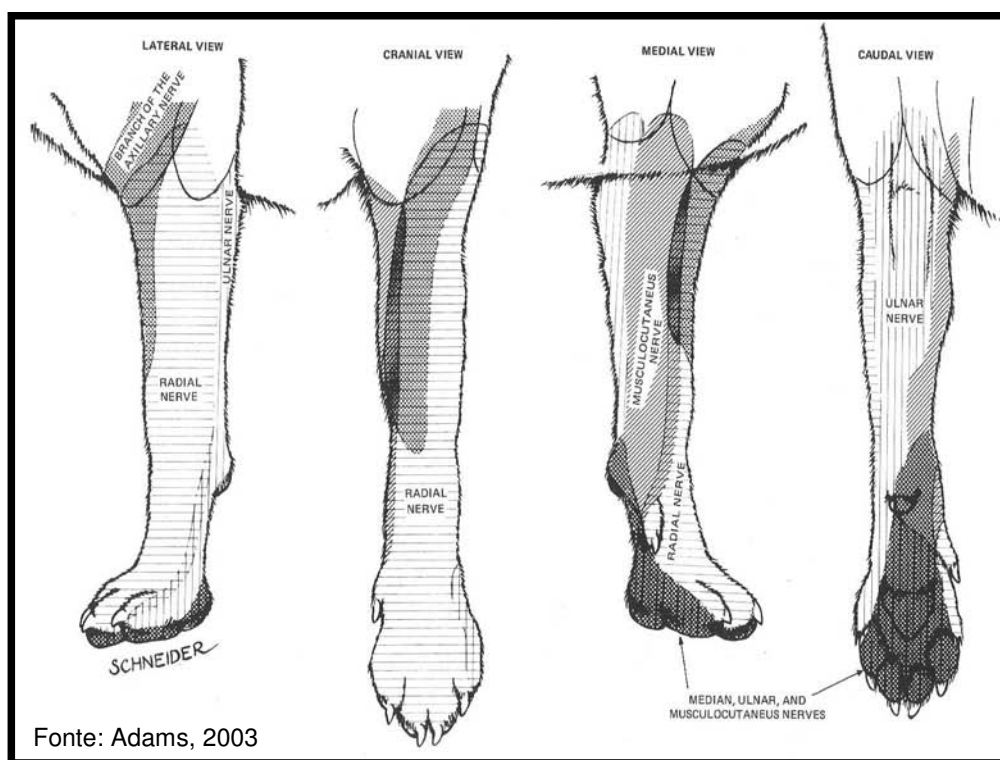


Figura 4. Áreas cutâneas supridas pelos nervos axilar, radial, mediano, musculocutâneo e ulnar. Vistas: Lateral, cranial, medial e caudal.

Tabela 1: Nervos constituintes do membro torácico: raízes nervosas originadas e áreas abrangidas.

Nervos	Raízes Nervosas	Área abrangida
Supraescapular	C6 e C7	Região escapular lateral
Subescapular	C6 e C7	Região escapular medial
Braquicefálico	C6 e C7	Regiões da articulação escapuloumeral e umeral proximal (faces cranial, lateral, medial)
Musculocutâneo	C6, C7 e C8	Região umeral medial
Axilar	C7 e C8	Regiões radioulnar cranio lateral e umeral cranial
Radial	C7, C8 e T1	Regiões radioulnar caudolateral, umeral cranial e dorsal da mão
Ulnar	C8 e T1	Região palmar
Mediano	C8 e T1	Regiões umeral caudal e palmar lateral

Fonte: Evans, 1993; Adams, 2003

O nervo frênico é o responsável pela inervação do diafragma, sua origem é cervical bilateral (raízes C5, C6 e/ou C7) e esse percorre um trajeto dorsomedial e caudal ao plexo braquial (Evans, 1993). Na prática clínica, o bloqueio dos dois ramos do nervo frênico impediria a contração da musculatura diafragmática, portanto, a anestesia paravertebral cervical bilateral é contraindicada (Lemke & Dawson, 2003).

2.2 Bloqueio anestésico local do membro torácico em cães

O bloqueio do plexo braquial em cães foi relatado pela primeira vez por Lindhorst (1931) *apud* Oliveira et al. (1970), e estudado posteriormente por Vieck (1934), Nechvatal (1936) e Ohnacker (1936) *apud* Oliveira et al. (1970).

A anestesia local do plexo braquial com anestésicos locais produz bloqueio completo das fibras nervosas sensoriais (Martin, 1997). A utilização do bloqueio do plexo braquial associado à anestesia geral inalatória ou intravenosa permite a redução de doses e concentrações necessárias dos agentes anestésicos gerais, diminuindo assim os seus efeitos depressores cardiorrespiratórios (Massone, 1999; Wenger et al., 2005)

Tufvesson (1951) *apud* Oliveira et al. (1970), recomendou a anestesia do plexo braquial em todas as intervenções cirúrgicas no membro torácico, distais à articulação umerorradioulnar, a serem realizadas cães. A sua técnica consistia na inserção da

agulha na depressão triangular formada pela união da borda anterior do músculo supra-espinhal com a parede torácica, e a borda dorsal do músculo braquicefálico.

De acordo com Muir et al., 2001, uma das primeiras técnicas de bloqueio do plexo braquial em cães consistiu na introdução da agulha em sentido craniomedial à articulação escapuloumeral, na região conhecida como “vazio torácico”, em direção à junção costo-condral, e paralelamente à coluna vertebral, administrando-se o anestésico à medida que a agulha ia sendo removida. Entretanto, algumas desvantagens foram observadas após o emprego desta técnica como: o bloqueio incompleto de todos os feixes nervosos constituintes do plexo braquial, a dificuldade no acesso em animais obesos, a possibilidade de lesões na artéria axilar e a área restrita do membro torácico abrangida pelo bloqueio anestésico, que é limitado a região distal à articulação umerorradioulnar (Muir et al., 2001). O tempo necessário para a obtenção do bloqueio anestésico máximo com este procedimento foi de 15 a 30 minutos (Muir et al., 2001) (Figura 5).

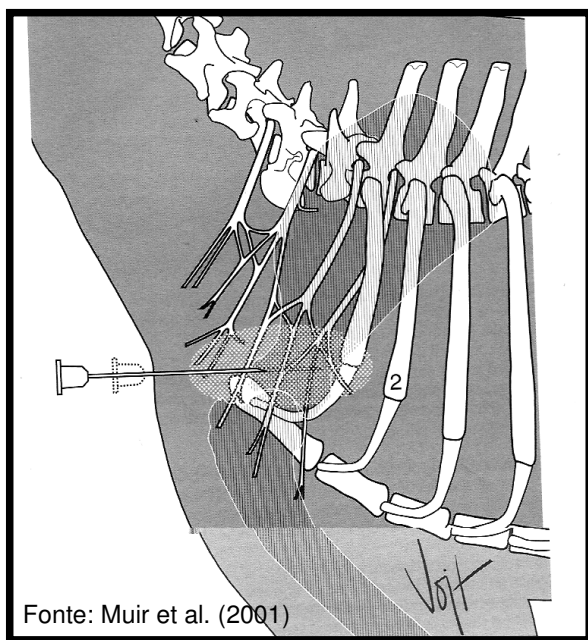


Figura 5. Bloqueio do plexo braquial com introdução da agulha em região craniomedial à articulação escapuloumeral.

Nutt (1962) *apud* Oliveira et al. (1970), realizou um estudo clínico com 21 cães utilizando a técnica descrita por Tufvesson (1951), e relatou em três casos a necessidade de uma segunda administração do anestésico local, devido à obesidade dos animais. Outra observação descrita pelo autor foi a de um óbito ocasionado pela administração intratorácica acidental.

Oliveira (1970) descreveu a utilização da palpação do fluxo da artéria axilar como referência à localização dos feixes nervosos constituintes do plexo braquial. Por meio de estudo clínico, o autor bloqueou de maneira individualizada as regiões supridas pelos nervos radial, mediano, ulnar e musculocutâneo.

Futema et al. (2002), baseando-se na palpação e na oclusão do fluxo da artéria axilar, introduziram uma agulha para bloquear os feixes nervosos constituintes do plexo braquial. Nesse mesmo estudo, compararam os resultados da palpação e da oclusão do fluxo da artéria axilar com o uso do estimulador de nervos para a localização dos feixes nervosos, obtendo assim, maior precisão da deposição do anestésico local. Independente da técnica de localização utilizada, os bloqueios observados foram distais à articulação escapuloumeral.

Muir et al., 2001, descreveu que a palpação do fluxo da artéria axilar é um procedimento difícil em cães que apresentem membros torácicos providos de grande massa muscular.

Em revisão de literatura, Campoy (2006) descreveu que os bloqueios do membro torácico, principalmente o bloqueio do plexo braquial, limitam-se a regiões distais à articulação escapuloumeral, e que o estimulador de nervos aumentou a taxa de sucesso das técnicas.

No homem, existem diferentes procedimentos para o bloqueio do membro torácico. Dentre os mais empregados, destaca-se o acesso pela via axilar, utilizando-se a técnica de obstrução do fluxo da artéria axilar para a localização dos feixes neurais a serem bloqueados (Baranowski et al., 1990; Ertug et al., 2005). No entanto, esse método é recomendado apenas em procedimentos mais distais (Baranowski et al., 1990; Ertug et al., 2005).

Outra técnica de bloqueio do plexo braquial no homem é a do acesso interescaleno, onde o anestésico local é depositado próximo à emergências raízes nervosas nos forâmens intervertebrais, possibilitando bloqueios próximos a coluna vertebral (Miller, 2005). Entretanto, em procedimentos distais, como os realizados na mão, é necessária a suplementação de anestesia com o bloqueio do nervo ulnar (Lanz et al., 1983). A agulha é inserida na depressão formada pelos músculos esternocleidomastóide, escaleno anterior e escaleno médio (Miller, 2005) (Figura 6 e 7).

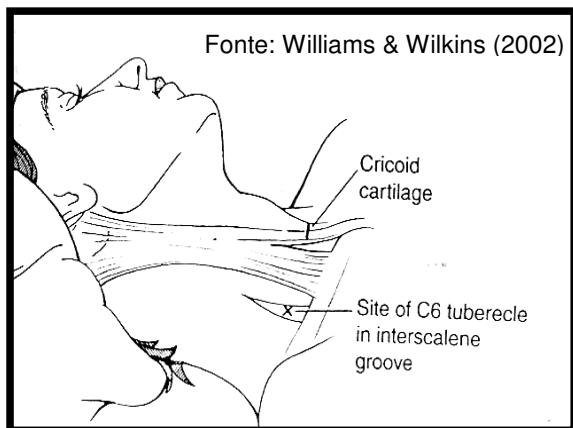


Figura 6. Localização da região a ser bloqueada pela técnica interescalena (músculos esternocleidomastóide, escaleno anterior e escaleno médio).

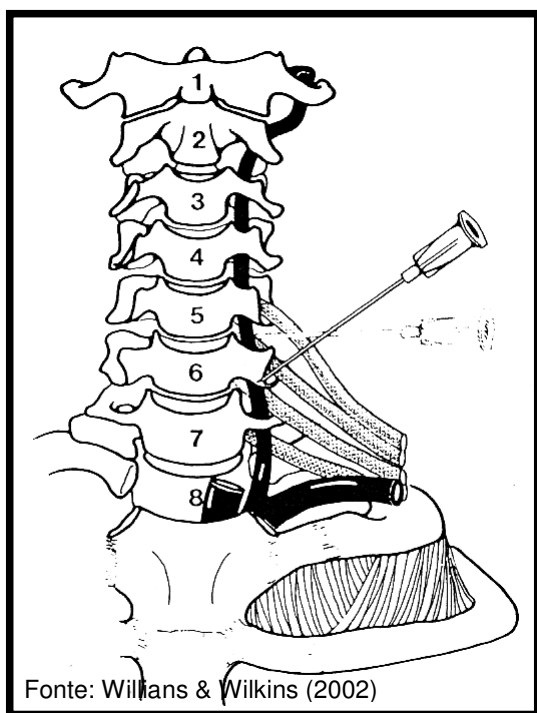


Figura 7. Posicionamento da agulha para a execução do bloqueio interescaleno.

Lemke & Dawson (2003) na Universidade de Illinois relataram uma técnica modificada do bloqueio do plexo braquial, através do acesso supraescapular. Esta técnica consiste na deposição do anestésico local próximo às emergências dos feixes neurais dos forâmens nos espaços intervertebrais C5-C6, C6-C7, C7-T1 e T1-T2. O acesso aos feixes neurais foi perpendicular aos processos transversos das vértebras cervicais, com a introdução da agulha através dos músculos trapézio, omotransverso, rombóide (parte dorsal), serrátil dorsal cranial, eretores da espinha (iliocostal, longo e espinhal), transverso espinhal, interespinhais e intertransversais (Getty, 1986; Evans & Delahunta, 2001), o que tornou mais difícil o sucesso do bloqueio. A descrição da

técnica proposta não forneceu muitos detalhes e nem demonstrou por meio de um estudo controlado a sua eficácia clínica. Por outro lado, relatou-se o bloqueio anestésico local de todas as áreas do membro torácico em cães (Figura 8).

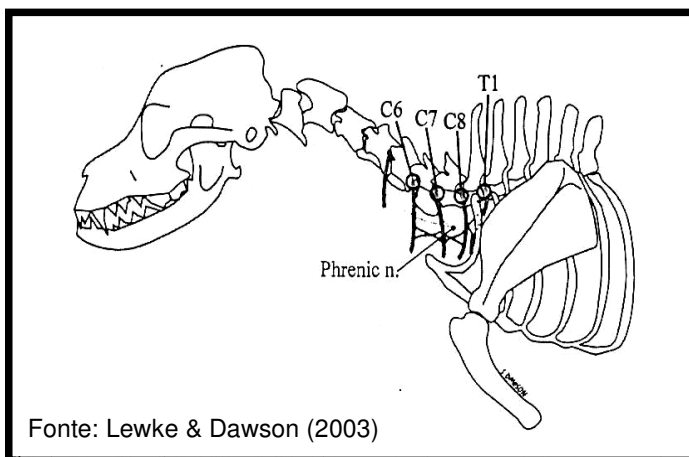


Figura 8. Localização das raízes nervosas C6, C7, C8 e T1 utilizadas para execução do bloqueio paravertebral cervical.

Otero (2005) descreveu a técnica anestésica local paravertebral para bloqueio do plexo braquial em cães, foi instilado o anestésico local cranial e caudal ao processo transversal cervical (C6), coincidindo com as raízes nervosas C6 e C7 respectivamente, e cranial e caudalmente à cabeça da primeira costela, coincidindo com a saída das raízes C8 e T1. Para palpação da cabeça da primeira costela foi necessário o deslocamento caudal da escápula. O autor recomendou volumes reduzidos de anestésico local (0,5 a 1,0 ml de lidocaína 2%, com vasoconstrictor em cada ponto). O bloqueio descrito restringiu-se à toda porção do membro torácico distal à articulação escapuloumeral (Figura 9 e 10).

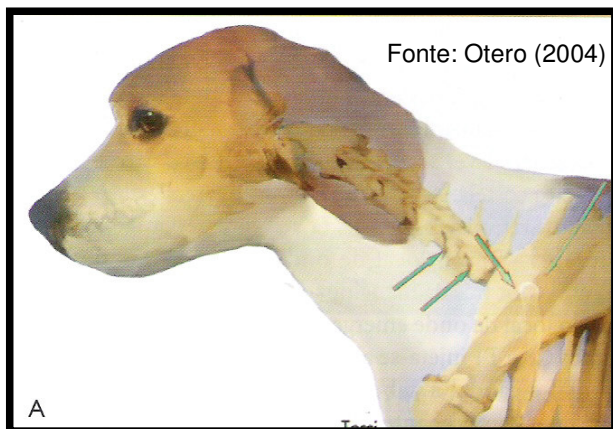


Figura 9. Pontos de referência para a realização do bloqueio paravertebral cervical.



Figura 10. Palpação do processo transverso de C6 com o dedo polegar da mão esquerda e deslocamento caudal da escápula, com a mão direita, para a localização da cabeça da primeira costela.

Hofmeister et al. (2007) realizaram estudo anatômico em cadáveres a fim de identificar raízes nervosas para o bloqueio paravertebral do membro torácico em cães, sendo descritas as raízes nervosas C6, C7, C8 e T1. Os autores relataram facilidade na localização dos espaços intervertebrais C5-C6, C6-C7 e C7-T1. A raiz T1 pôde ser localizada 2 a 3 cm caudais à primeira costela.

2.3 Cloridrato de Lidocaína

Os anestésicos locais previnem o rápido influxo de sódio para dentro da célula nervosa impedindo a propagação do potencial de ação (Strichartz & Ritchie, 1987).

A lidocaína é o anestésico local mais comumente empregado na prática clínica, devido à sua potência, rápido início e moderada duração de ação (Skarda, 1991). Segundo Lemke & Dawson (2003), o período de latência da lidocaína é de 10 a 15 minutos e seu período hábil varia entre 60 a 120 minutos, dependendo da utilização ou não de um vasoconstritor.

Skarda (1996) descreveu que o bloqueio sensitivo e motor do plexo braquial iniciou-se entre 10 e 15 minutos após a administração de lidocaína a 2% associada a vasoconstritor, e produziu uma anestesia de duas horas e uma recuperação plena da propriocepção do membro torácico em seis horas.

A lidocaína, entre outros anestésicos, é comumente diluída com solução fisiológica (NaCl 0,9%) para a prática da anestesia local (Kanai & Hoka, 2006). Em estudo realizado em pacientes submetidos a cirurgias abdominais ginecológicas, comparou-se a aplicação por via epidural de duas soluções: lidocaina a 1% e lidocaína a 1% diluída em solução fisiológica. Os resultados indicaram que a lidocaína diluída foi menos potente que a lidocaína 1% sem diluição.

Segundo Kanai & Hoka (2006), a hipernatremia com a associação de solução fisiológica ao anestésico pode aumentar a excitabilidade do tecido nervoso, reduzindo o efeito esperado dos anestésicos locais, sendo necessário o aumento nas doses a serem administradas. Scott et al. (1980) relataram que aumentando-se a concentração da bupivacaína de 0,5% para 0,75%, e da etidocaina de 1,0% para 1,5%, na anestesia epidural, a analgesia produzida foi mais rápida e o bloqueio motor foi mais efetivo.

Wenger et al. (2005) descreveram que a associação de lidocaína e bupivacaína, para o bloqueio do plexo braquial em cães submetidos à artrodose da articulação carpal ou osteossíntese de rádio e ulna, promoveu reduções na concentração de isoflurano necessária para manutenção da anestesia, e nas doses de fármacos analgésicos nos períodos trans e pós-operatórios.

2.4 Determinação da Concentração Alveolar Mínima (CAM)

A concentração alveolar mínima (CAM) é definida como a concentração de um anestésico inalatório necessária para abolir movimentos em resposta a um estímulo doloroso em metade dos pacientes testados (Quasha et al., 1980).

A concentração alveolar de um agente inalatório está diretamente relacionada à profundidade anestésica, ou seja, pelo grau de depressão do sistema nervoso central causado pelo anestésico inalatório e sua concentração nos alvéolos (Steffey, 1996).

A CAM de um anestésico inalatório necessária para prevenir a resposta motora frente a estímulo doloroso é usada para medir a potência de um anestésico (Eger et al., 1965; Quasha et al., 1980; Steffey, 1996).

O estímulo elétrico atualmente vem sendo usado para a determinação da CAM em Medicina Veterinária, onde previamente é ajustada a voltagem e/ou a amperagem a ser utilizada (Quasha et al., 1980; Valverde et al., 2003). Esse estímulo pode ser aplicado nas extremidades de membros, cauda ou da mucosa bucal (Quasha et al., 1980; Valverde et al., 2003).

Valverde et al. (2003) descreveu o uso do estímulo elétrico, resultando em respostas nociceptivas supramáximas similares às observadas pelo método de pinçamento de cauda. O estímulo elétrico utilizado nesse estudo foi de 50 V a 50 Hz com duração de 10 ms, o qual foi aplicado na porção lateral da região radioulnar.

A caracterização de uma resposta motora positiva frente à estímulo nociceptivo é dada por movimentos consecutivos e bruscos em membros, pescoço, rotação de cabeça, flexão sustentada de pescoço e/ou movimentos tronco (Ewing et al., 1993).

No entanto, para a CAM apresenta variações, dentre elas a CAM_{BAR}, a qual permite avaliar a concentração desejada de agente inalatório mínima para bloquear a resposta autonômica, ou seja, frequência cardíaca e pressão arterial, ou bloqueio adrenérgico (March & Muir, 2003; March & Muir, 2005).

A resposta cardiovascular (frequência cardíaca e pressão arterial) frente ao estímulo doloroso são importantes nas determinações de morbididades de pacientes (Roizen et al., 1980).

Em felinos, na avaliação da CAM para mensurar a resposta do sistema nervoso central frente ao estímulo nociceptivo, consideraram-se como respostas positivas variações superiores à 15%, em relação a antes da aplicação do estímulo, nos valores de frequência cardíaca e/ou de pressão arterial (March & Muir, 2003). Em outro estudo

realizado em gatos, a CAM motora de halotano foi de 1,22V%, enquanto a CAM_{BAR} foi de 1,81V%, uma diferença 48% superior a CAM (Schmeling et al., 1999).

A resposta hemodinâmica e a resposta autonômica requerem que as vias aferentes e eferentes da dor no cérebro e medula estejam preservadas. O estímulo nociceptivo e as vias sensoriais na medula espinhal e cérebro ativam componentes do sistema nervoso simpático na medula espinhal, tronco cerebral e hipotálamo (Roizen et al., 1981; Schmeling et al., 1999; Stanski, 2000).

3 – HIPÓTESES

- a) A anestesia paravertebral cervical é um procedimento anestésico eficaz para o bloqueio anestésico local do membro torácico na espécie canina.
- b) A anestesia paravertebral cervical é um procedimento anestésico exeqüível e viável, onde a localização das raízes nervosas cervicais pode ser obtida através da identificação de estruturas anatômicas externas.
- c) A extensão do bloqueio anestésico local do membro torácico produzido com a anestesia paravertebral cervical abrange as regiões escapular e umeral proximal.

4 – OBJETIVOS

Para a verificação das hipóteses propostas os objetivos deste estudo foram:

- a) Realizar um estudo anatômico para a identificação das estruturas anatômicas externas de referência na região cervical e dos troncos nervosos constituintes do plexo braquial, e para o desenvolvimento da técnica de acesso lateral às raízes nervosas cervico-torácicas. Esta etapa foi executada em cadáveres de cães com a administração de corante e a subsequente dissecação da região cervical para a verificação do tingimento das raízes nervosas.
- b) Analisar a eficácia da técnica de anestesia paravertebral cervical na espécie canina, avaliando a extensão da área bloqueada e o tempo de bloqueio anestésico local em três regiões distintas (escapular, umeral e radioulnar) do membro torácico de cães anestesiados com 1 CAM de isoflurano.

5 - MATERIAL E MÉTODOS

Este estudo foi realizado após a sua aprovação pela Câmara de Ética em Experimentação Animal da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia - Unesp, campus de Botucatu (protocolo número 176/2007).

A pesquisa foi dividida em duas partes, sendo a primeira constituída de um estudo anatômico, realizado em peças anatômicas e cadáveres de cães conservados sob refrigeração, para a identificação de estruturas e a padronização da técnica anestésica. A segunda parte consistiu de um estudo experimental do procedimento de bloqueio paravertebral cervical, realizado em cães submetidos à anestesia inalatória com isoflurano.

5.1 Estudo anatômico

Esta etapa foi desenvolvida em colaboração com a disciplina de Anatomia dos Animais Domésticos do Departamento de Morfologia, Instituto de Biociências – IB, Unesp, campus Botucatu. Foram identificadas as referências anatômicas externas das regiões cervical e torácica, bem como, as alternativas de acesso às raízes nervosas cervicais, definindo-se o risco potencial à execução da técnica anestésica pela localização de estruturas anatômicas adjacentes sujeitas a traumatismos ou lesões.

5.1.1 Esqueleto e cadáveres preservados em formaldeído a 4%

Um esqueleto canino montado em suporte metálico, simulando a posição quadrupedal fisiológica para a espécie, foi empregado inicialmente para a identificação e reconhecimento dos espaços intervertebrais C5-C6, C6-C7, C7-T1 e T1-T2, por onde emergem as raízes neurais constituintes do plexo braquial.

Posteriormente, foi realizada a primeira avaliação anatômica com a dissecação de três cadáveres de cães de porte médio, preservados em formaldeído a 4%¹.

¹ Formol 10%, Rioquímica Indústria Farmacêutica, Rio de Janeiro, RJ, Brasil

Este procedimento possibilitou a identificação de estruturas anatômicas adjacentes à coluna vertebral cervical. Iniciando-se a técnica de dissecação padrão a partir da pele em direção aos planos anatômicos mais profundos, todos os grupos musculares cervicais foram isolados e identificados, bem como nervos e vasos sangüíneos

5.1.2 Cadáveres preservados sob refrigeração

Essa fase do estudo foi realizada junto ao Setor de Patologia Veterinária da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia - Unesp, campus Botucatu.

Foram utilizados doze cadáveres de cães adultos, machos e fêmeas, sem raça definida, com peso médio de $18,0 \pm 3,5$ kg, preservados sob refrigeração, em temperatura de 0 a 10°C, durante 24 horas, provenientes do Centro de Controle de Zoonoses do Município de Botucatu-SP.

Os cadáveres foram posicionados em decúbito lateral esquerdo, sobre a mesa de dissecação, para a realização de tricotomia da região cervical e das faces lateral e medial do membro torácico direito.

Sob a região cervical foi introduzido um “travesseiro de areia”, confeccionado especificamente para auxiliar a execução da técnica em estudo (Figura 9). Revestido em couro sintético e preenchido com areia, este possuía duas faces, uma plana (25 X 15 cm), que era apoiada sobre a superfície da mesa de dissecação, e a outra convexa (altura máxima de 5 centímetros) permanecia em contato com a face lateral esquerda da região cervical (Figuras 10 e 11). O objetivo da utilização do “travesseiro de areia” foi promover a estabilidade cervical e facilitar ao executor a palpação dos processos transversos das vértebras cervicais.

Através do estudo anatômico prévio realizado em cadáveres preservados em formaldeído, foram definidos quatro pontos de acesso às emergências das raízes nervosas constituintes do plexo braquial em cães, denominados como pontos 1, 2, 3 e 4. O posicionamento e a introdução de agulhas hipodérmicas, e a administração de azul de metileno foram executados conforme a descrição a seguir:

a) Ponto 1 - espaço intervertebral C5-C6 e emergência da raiz nervosa C6:

A partir da palpação do processo transversos da quinta vértebra cervical, o mais proeminente de todos, e o processo transversos da sexta vértebra cervical, delimitou-se o espaço intervertebral C5-C6. Neste espaço intervertebral, uma agulha hipodérmica

30X8² foi introduzida perpendicularmente à superfície da pele, aproximadamente 2 cm, até que o bisel atingisse o corpo vertebral de C6 (Figura 12).

b) Ponto 2 - espaço intervertebral C6-C7 e emergência da raiz nervosa C7:

Utilizando-se como referência os processos transversos da sexta e da sétima vértebras cervicais, delimitou-se o espaço intervertebral C6-C7. Uma agulha hipodérmica 30X8² foi introduzida perpendicularmente à superfície da pele, aproximadamente 2 cm, até que o bisel atingisse o corpo vertebral de C7 (Figura 13).

c) Ponto 3 - espaço intervertebral C7-T1 e emergência da raiz nervosa C8:

De maneira semelhante aos pontos 1 e 2, utilizou-se como referência o processo transversos da sétima vértebra cervical, delimitando-se o espaço intervertebral C7-T1, de onde emerge a oitava raiz neural cervical. A agulha hipodérmica 30X8² foi introduzida perpendicularmente à superfície da pele, aproximadamente 2 cm, até que o bisel atingisse o corpo vertebral de T1 (Figura 14).

d) Ponto 4 - espaço intervertebral T1-T2 e emergência da raiz nervosa T1:

O quarto ponto corresponde à primeira raiz nervosa torácica, ou seja, entre os processos transversos torácicos T1-T2. Esses processos transversos torácicos não são palpáveis, pois são encobertos pela escápula. O último processo transversos palpável nesta região é o processo transversos correspondente à sétima vértebra cervical.

Para suprir a necessidade de localização desse espaço, a alternativa encontrada foi utilizar o espaço eqüidistante entre os processos cervicais e torácicos. Desta maneira, se o espaço entre os processos transversos C5-C6, C6-C7 e C7-T1 foi de aproximadamente 1,5 cm, esse espaço duplicado (3,0 cm), a partir do processo transversos da sétima vértebra cervical com o intuito de introduzir a agulha ao encontro da raiz T1.

² BD Precision Glide, Becton Dickinson Indústrias Cirúrgicas Ltda, Curitiba, PR, Brasil

Neste ponto, uma agulha espinhal 100X8³ foi introduzida medialmente à escápula, em um ângulo de 45° em relação ao processo espinhoso das vértebras torácicas, a aproximadamente 10 cm de profundidade, até que o bisel atingisse o corpo vertebral T2 (Figuras 15 e 16).

Nos pontos 1, 2 e 3 administrou-se o corante azul de metileno 0,5%⁴ no volume de 0,5 ml. No ponto 4, o volume administrado da mesma solução foi de 1,5 ml.

Em seguida à administração do corante procedeu-se a dissecação das regiões cervical e escapular, seguindo técnica padrão, para a visualização dos nervos C6, C7, C8 e T1, e a avaliação do tingimento individual das raízes nervosas. As raízes coradas com o azul de metileno foram consideradas como “positivas” (Figuras 17 e 18), e as não marcadas “negativas”.

Os resultados desta fase do estudo são apresentados em tabelas descrevendo as porcentagens de tingimento em cada raiz nervosa.

³ Raquiespinal, Unisis Corporation, Tóquio, Japão

⁴ Azul de Metileno, Rioquímica Indústria Farmacêutica, Rio de Janeiro, RJ, Brasil



Figura 11. Travesseiro de areia, seringas com azul de metileno e agulha espinal.



Figura 12. Posicionamento em decúbito lateral esquerdo.



Figura 13. Apoio da região cervical sobre o travesseiro de areia.



Figura 14. Localização dos processos transversos de C5 e de C6 (dedos anular e médio, respectivamente) e posicionamento da agulha no espaço intervertebral C5-C6.



Figura 15. Localização dos processos transversos C6 e C7 (dedos médio e indicador, respectivamente) e posicionamento da agulha no espaço intervertebral C6-C7.



Figura 16. Localização do processo transversos C7 (dedo indicador) e posicionamento da agulha no espaço intervertebral C7-T1.

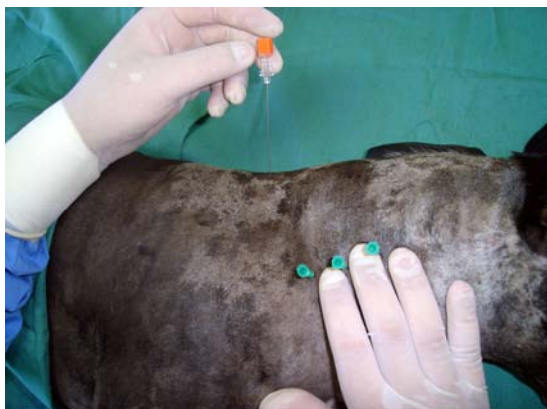


Figura 17. Localização do processo transverso C7 (dedo indicador) e introdução da agulha espinhal.



Figura 18. Vista Caudo-cranial do posicionamento das agulhas hipodérmicas nos espaços intervertebrais C5-C6, C6-C7 e C7-T1, e da agulha espinhal no espaço intervertebral T1-T2.

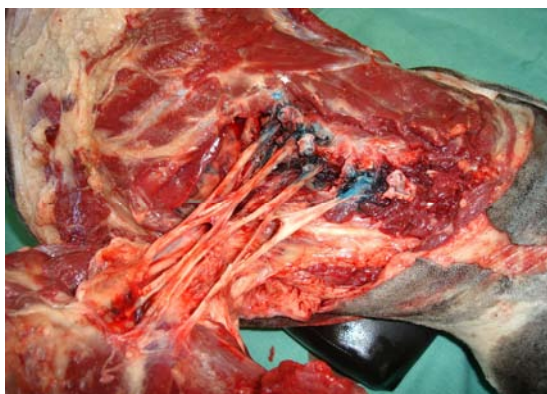


Figura 19. Raízes nervosas C6, C7, C8 e T1 coradas com azul de metileno e a formação do plexo braquial a partir delas.

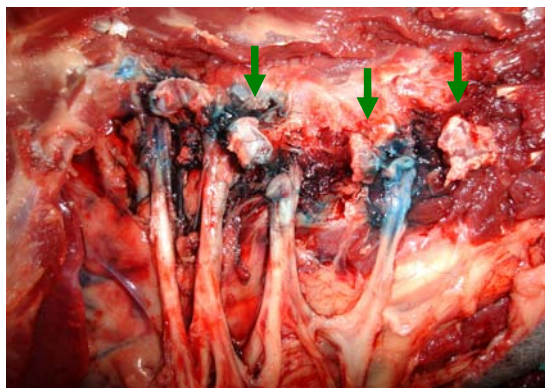


Figura 20. Da direita para a esquerda, processos transversos (setas) das vértebras C5, C6 e C7, e tingimento com azul de metileno das raízes nervosas C6, C7, C8 e T1.

5.2 Estudo experimental

5.2.1 Animais

Foram utilizados seis cães hígidos adultos, sem raça definida, cinco fêmeas e um macho, com peso corporal médio de $17,8 \pm 2,3$ kg, oriundos do canil experimental da Anestesiologia Veterinária da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia – Unesp, campus de Botucatu.

Todos os animais foram alimentados com ração comercial seca⁵, fornecida duas vezes ao dia, e água *ad libidum*. Antes do início da fase experimental, os cães foram vacinados⁶ e vermifugados⁷, e realizados exames clínico e laboratoriais (hemograma completo e exames bioquímicos).

Antes do início de cada procedimento anestésico, os cães foram submetidos a jejum alimentar de doze horas e hídrico de duas horas. Cada animal foi submetido a três anestésias, com um intervalo mínimo de uma semana entre cada um.

5.2.2 Avaliação da concentração alveolar mínima (CAM) individual de isoflurano

O primeiro procedimento anestésico teve como objetivo a determinação da concentração alveolar mínima individual de isoflurano (CAM_{iso}).

A indução da anestesia geral foi realizada com isoflurano⁸, diluído em oxigênio ($FiO_2=1$), por meio de máscara facial. O vaporizador calibrado⁹ foi ajustado na concentração de 5%, em um fluxo de O_2 de 4 l/min, até que houvesse a perda do reflexo laringotraqueal, permitindo a intubação traqueal. Em seguida, os animais foram conectados a um circuito circular valvular¹⁰ e mantidos sob ventilação mecânica, em um fluxo de O_2 de 1 l/min¹⁰, com a frequência respiratória (f), o volume corrente (V_t) e a relação inspiração/expiração ajustados para a manutenção dos valores da concentração de dióxido de carbono ao final da expiração ($ETCO_2$) entre 35 e 45 mmHg.

⁵ Excellence Adulto, Selecta Pet Care Indústria e Comércio Ltda, Arthur Nogueira, SP, Brasil

⁶ Vacina Polivalente, Merial Saúde Animal Ltda, Paulínia, SP, Brasil

⁷ Canex composto, Vetbrands Saúde Animal Ltda, Campinas, SP, Brasil

⁸ Isoforine, Cristália Produtos Químicos Farmacêuticos Ltda, Itapira, SP, Brasil

⁹ Inter VPZ ISO – Intermed^R, São Paulo, SP, Brasil

¹⁰ Aparelho de Anestesia Inter Línea C - Intermed^R, São Paulo, SP, Brasil

A concentração de expirada de isoflurano (ET_{iso}) foi mensurada com um analisador de gases anestésicos¹¹, sendo a ET_{iso} inicial de 1,8V% reduzida ao longo do experimento em intervalos de 0,2V%. Durante a mensuração da CAM_{iso} , cada ET_{iso} foi mantida estável por um período de 15 minutos antes da aplicação do estímulo nociceptivo, para permitir o equilíbrio entre as concentrações de isoflurano nos alvéolos, sangue arterial e cérebro (Quasha et al., 1980).

O modelo de estimulação nociceptiva empregado foi o padrão pulsátil validado por Valverde et al. (2003). Caso a resposta motora frente ao estímulo nociceptivo aplicado fosse inicialmente negativa, a ET_{iso} era reduzida gradualmente em 0,2V% até a observação de resposta motora positiva. Ato contínuo, a ET_{iso} era elevada gradualmente em 0,1V% até que houvesse bloqueio da resposta motora. Caso a resposta motora inicial fosse positiva, os ajustes na ET_{iso} eram realizados de forma inversa.

A CAM_{iso} foi calculada como a média aritmética entre a menor concentração de isoflurano que inibiu a resposta motora ao estímulo nociceptivo (resposta negativa) e maior concentração que permitiu que tal resposta fosse deflagrada (resposta positiva) (Quasha et al., 1980).

5.2.3 Grupos experimentais

Os animais foram posicionados em decúbito lateral esquerdo sobre a mesa experimental, sendo realizada a seguir a tricotomia do membro torácico direito (faces lateral e medial) e das regiões cervical e torácica direitas. O membro pélvico direito (face lateral da região tibial distal e região metatársica) foi também tricotomizado para as cateterizações¹² da veia safena lateral direita e da artéria metatarsiana dorsal.

A indução anestésica foi realizada com propofol¹³ na dose de 6 mg/kg, administrado pela via intravenosa. Em seguida, procedeu-se a intubação traqueal e a conexão da sonda traqueal ao circuito circular valvular do aparelho de anestesia inalatória¹⁰.

¹¹ Quick Cal Calibration Gás, Datex Engstrom Division Instrumentarium Corp, Helsinki, Finland

¹² Cateter Intravenoso BD Insite, Becton Dickison Indústrias Cirúrgicas Ltda, Curitiba, PR, Brasil

¹³ Propovan, Cristália Produtos Químicos Farmacêuticos Ltda, Itapira, SP, Brasil

Um analisador de gases¹⁴, calibrado com uma amostra de gás padrão¹¹ antes do início de cada experimento, foi conectado à extremidade distal da sonda traqueal para a colheita contínua de amostras dos gases expirados e a determinação das concentrações expiradas de isoflurano (ET_{iso}) e dióxido de carbono ($ETCO_2$).

A manutenção da anestesia geral foi realizada com isoflurano, inicialmente na concentração expirada equivalente a $1,2\text{ CAM}_{iso}$ individual.

A ventilação a pressão positiva intermitente¹⁰ foi instituída, de maneira semelhante a realizada durante o procedimento anestésico para a determinação da CAM_{iso} individual, durante todo o período anestésico. Nos momentos da estimulação elétrica nociceptiva, em que alguns animais apresentaram movimentos respiratórios espontâneos, foi adotada a ventilação assistida mandatória intermitente.

As pressões arteriais sistólica, média e diastólica foram mensuradas pelo método invasivo através da cateterização da artéria metatarsiana dorsal esquerda, sendo o cateter coaptado a um transdutor de pressão¹⁴. O transdutor foi posicionado na altura da linha média do tórax com o valor zero de referência ajustado periodicamente.

A frequência e o ritmo cardíacos foram monitorados por eletrocardiógrafo¹⁴ com os eletrodos posicionados na derivação DII.

Fluidoterapia com a administração de Ringer com lactato¹⁵, na taxa de infusão 5 ml/kg/h , foi instituída por meio de uma bomba de infusão peristáltica¹⁶, durante todo o período de manutenção da anestesia.

A temperatura corpórea foi mensurada por meio de um sensor esofágico de temperatura¹⁴, com sua extremidade posicionada na porção torácica do esôfago. Esta variável foi mantida entre $37,5$ e $38,5\text{ }^{\circ}\text{C}$ com os auxílios de uma manta elétrica¹⁷, sobre a qual os animais foram posicionados, e de um insuflador de ar aquecido¹⁸.

¹⁴ Datex Engstrom A/S 3, Helsinki, Finland

¹⁵ Solução Ringer Lactato, Laboratório Sanobiol Ltda, Pouso Alegre, MG, Brasil

¹⁶ Samtronic 550-T2, Samtronic Infusion Systems, Socorro, SP, Brasil

¹⁷ Colchão Termo-elétrico Estek, Ortovet, São Paulo, SP, Brasil

¹⁸ Patient Warming System - Warmtouch – Mallinkrodt, Pleasanton, CA, EUA

Após a instrumentação dos animais, procedeu-se as antissepsias da região cervical direita e do membro torácico direito com solução de clorexidine 2%¹⁹, e a colocação de um pano de campo fenestrado (12X8 cm) estéril sobre a região cervicotorácica direita. Em seguida iniciou-se a execução da técnica de anestesia local paravertebral cervical de acordo com os procedimentos de acesso padronizados durante o estudo anatômico descritos anteriormente.

Todos os cães foram submetidos a dois tratamentos, instituídos de forma aleatória:

a) Tratamento controle: execução da técnica paravertebral cervical com solução de NaCl 0,9%²⁰ e administração subsequente de lidocaína 1% com vasoconstrictor, pela via intramuscular.

b) Tratamento lidocaína: execução da técnica paravertebral cervical com lidocaína 1% com vasoconstrictor, e administração subsequente de solução de NaCl 0,9%²⁰, pela via intramuscular.

Foi empregada lidocaína 2% sem vasoconstrictor²¹ diluída com água bidestilada na razão de 1:1, ou seja, 10 ml de solução NaCl 0,9% e 10 ml de anestésico local. Após a diluição era adicionado à solução, 0,1 ml de epinefrina²² (1mg/ml). O intuito de acrescentar a epinefrina à solução diluída de anestésico local foi de formar uma solução de cloridrato de lidocaína à 1% com vasoconstrictor.

Os volumes empregados de lidocaína 1% com vasoconstrictor e de solução de NaCl 0,9%, em ambos os tratamentos, tanto na técnica paravertebral cervical quanto nas administrações intramusculares, foram de 1 ml/kg. Portanto, a dose de lidocaína administrada foi de 10 mg/kg.

¹⁹ Riohex 2%, Rioquímica Indústria Química, Rio de Janeiro, RJ, Brasil

²⁰ Solução Fisiológica NaCl 0,9%, Laboratório Sanobiol Ltda, Pouso Alegre, MG, Brasil

²¹ Cloridrato de lidocaína, Hipolabor Farmacêutica Ltda, Sabará, MG, Brasil

²² Adrenalin, Hipolabor Farmacêutica Ltda, Sabará, MG, Brasil

Na técnica paravertebral cervical os volumes totais de anestésico local e de solução de NaCl 0,9% foram divididos, sendo administrados nos pontos 1, 2 e 3 (C5-C6, C6-C7 e C7-T1, respectivamente) três volumes iguais, cada um correspondendo a 20% do volume total. No ponto 4 (T1-T2), foi administrado 40% do volume total calculado de lidocaína 1% ou de solução de NaCl 0,9%.

A administração de lidocaína ou de solução de NaCl 0,9%, em todos os pontos da técnica paravertebral cervical, foi realizada lentamente (aproximadamente 30 segundos em cada ponto), a contar o momento do posicionamento definitivo da agulha nos espaços intervertebrais.

Os tratamentos instituídos eram desconhecidos pelo pesquisador executor e avaliador dos procedimentos.

Ao final da execução dos tratamentos, o “travesseiro de areia” foi removido e a região cervical massageada durante cinco minutos.

Três pares de agulhas hipodérmicas (30X7)² foram implantados no tecido subcutâneo, sendo cada par posicionado em três regiões do membro torácico direito: face lateral do terço médio da região escapular, face lateral do terço médio da região umeral e face lateral do terço médio da região radioulnar. A distância entre as agulhas de cada par foi de cinco centímetros (Figura 8).



Figura 21. Posicionamento das agulhas em três regiões do membro torácico (escapular, umeral e radioulnar).

Após a implantação das agulhas, a concentração expirada de isofluorano (ET_{iso}) foi ajustada ao valor correspondente a CAM_{iso} individual e mantida estável durante quinze minutos antes da aplicação do primeiro estímulo nociceptivo.

Foram conectadas às agulhas dois eletrodos para a administração do estímulo nociceptivo supramáximo, que constituiu de uma corrente elétrica de 50V, 50 Hz e 10 ms²³. O modelo de estimulação elétrica empregado foi baseado no padrão pulsátil validado por Valverde et al. (2003). De acordo com esse modelo são administrados quatro estímulos com intervalos de cinco segundos entre si (dois estímulos simples e dois contínuos com duração de três segundos).

O momento foi caracterizado por uma sequência de três estímulos em três regiões distintas, sendo elas: radioulnar (R), umeral (U) e escapular (E). Essas permitiram seis combinações entre si: RUE, REU, URE, UER, ERU e EUR. A partir de um sorteio prévio foi determinada a sequência das combinações a serem utilizadas para cada momento.

A avaliação paramétrica teve início aos 30 minutos e término aos 180 minutos após a realização do bloqueio. Entre os momentos houve um intervalo de 30 minutos, totalizando 6 momentos, ou seja, 30, 60, 90, 120, 150 e 180 minutos.

Os parâmetros cardiorrespiratórios (FC, PAS, PAD, PAM, f , ETCO₂, Saturação O₂), bem como os valores de temperatura corpórea e CAM foram observados em todos os momentos. No entanto, para avaliação de alteração da CAM_{BAR} e consequentemente avaliação da eficácia da técnica, padronizou-se a utilização dos valores referentes a frequência cardíaca e pressão arterial média.

Em cada região estimulada foram mensurados três valores de FC e PAM: antes do estímulo, logo após o estímulo e 1 minuto após o estímulo nociceptivo aplicado.

Ao término das avaliações mantinham-se os animais anestesiados por mais 15 minutos, para a remoção dos equipamentos de monitorização e a realização de compressão da artéria metatarsiana dorsal esquerda. Foram administrados acepromazina²⁴ (0,03 mg/kg, IM) e meloxicam²⁵ (0,2 mg/kg, IM), e aplicado polissulfato de polissacarídeo²⁶ sobre os pontos de inserção das agulhas utilizadas no estímulo e a região metatarsiana dorsal esquerda. Os animais foram observados até a recuperação anestésica completa, quando foram fornecidas água e ração.

²³ S 48 Stimulator, Grass Instrument Division – Astra Medical Incorporation

²⁴ Acepran 0,2%, Vetnil Indústria e Comércio de Produtos Veterinários Ltda, Louveira, SP, Brasil

²⁵ Maxican 0,2%, Ouro Fino Saúde Animal, Jaboticabal, Brasil

²⁶ Hirudoid 3mg, Daiichi Sankyo Brasil Farmacêutica Ltda, Barueri, Brasil

5.3 Análise Estatística

A avaliação estatística foi efetuada em duas fases. O estudo anatômico compreendeu a primeira etapa da avaliação, na qual foram comparadas as porcentagens de raízes neurais coradas e não-coradas, pelo teste qui-quadrado.

Na segunda etapa da avaliação estatística compararam-se os resultados entre os diferentes tratamentos (controle X lidocaína), e os valores basais (antes do estímulo) com os valores após o estímulo (logo após e um minuto após estímulo), utilizando-se a Análise de Perfil ($p < 0,05$).

6 - RESULTADOS

6.1 Estudo anatômico

De acordo com a Tabela 2 e a Figura 20 após a administração de solução de azul de metileno, observou-se a coloração das raízes C6 (ponto 1) e C7 (ponto 2) em 100 e 91,7%, respectivamente, dos cadáveres utilizados nesta fase de estudo anatômico. Entretanto, a raiz C8 (ponto 3) foi corada em 66,7%, e a raiz T1 (ponto 4) em apenas 50%, dos casos. Na avaliação de cada raiz nervosa, houve uma diferença significativa, nas raízes C6, C7 e C8 entre os grupos corados e não-corados.

Tabela 2: Valores absolutos e distribuição percentual dos cadáveres que apresentaram ou não coloração com azul de metileno, de acordo com as raízes nervosas (C6, C7, C8 e T1), durante a execução do estudo anatômico (n=12).

Raiz Nervosa	Corada		Não-corada		Total	
	N ^o cadáveres	%	n ^o cadáveres	%	n ^o cadáveres	%
C6	12	100,0	0	0,0	12	100,0
C7	11	91,7	1	8,3	12	100,0
C8	8	66,7	4	33,3	12	100,0
T1	6	50,0	6	50,0	12	100,0

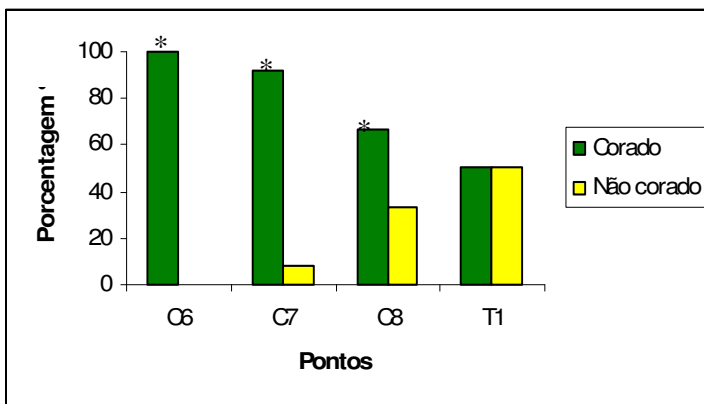


Figura 22: Distribuição percentual das raízes nervosas (C6, C7, C8 e T1) coradas e não-coradas com azul de metileno em doze cadáveres preservados de cães, durante a execução do estudo anatômico. * diferença significativa entre grupos corados e não-corados da mesma raiz.

6.2 Estudo experimental em cães

6.2.1 Tempo de execução da técnica paravertebral cervical

A tabela 3 apresenta os valores individuais, médias e desvios-padrão do tempo de execução da técnica de anestesia paravertebral cervical realizada durante o estudo experimental em seis cães. Não houve diferença significativa entre os tratamentos controle e lidocaína.

Tabela 3: Valores individuais, médias e desvios-padrão do tempo de execução da técnica paravertebral cervical nos tratamentos controle e lidocaína, durante a execução do estudo experimental em seis cães.

Nº do Animal	Tempo de Execução (minutos)	
	Controle	Lidocaína
1	8	9
2	7	9
3	13	6
4	9	6
5	8	5
6	5	8
Média	8,33	7,17
Desvio-Padrão	2,66	1,72

6.2.2 Avaliação das respostas ao estímulo elétrico na região radioulnar

No tratamento controle houve diferença estatística significativa entre os valores médios de frequência cardíaca registrados imediatamente após e um minuto após a aplicação do estímulo elétrico, e os seus valores anteriores, em todo o período de avaliação (Tabela 4).

Com o tratamento lidocaína, foram observadas diferenças significativas na frequência cardíaca, imediatamente após e um minuto após a aplicação do estímulo a partir de 60 e 120 minutos de avaliação, respectivamente, até 180 minutos (Tabela 4).

As avaliações da pressão arterial média (PAM) realizadas imediatamente e um minuto após a aplicação do estímulo elétrico, quando o tratamento controle foi instituído, resultaram em diferenças estatisticamente significativas em relação aos valores registrados antes do estímulo, em todos os momentos de avaliação (Tabela 5).

Não foram observadas diferenças significativas entre os valores de PAM no tratamento lidocaína, aos 30 minutos de avaliação, na comparação dos valores registrados imediatamente após e um minuto após a aplicação do estímulo elétrico com os valores anteriores (Tabela 5). Aos 60 minutos de avaliação não houve diferença entre os valores médios dessa mesma variável observados imediatamente após o estímulo e os anteriores a sua aplicação (Tabela 5).

Tabela 4: Valores médios e desvios-padrão de frequência cardíaca (batimentos por minuto) nos tratamentos controle e lidocaína ao longo do tempo (30, 60, 90, 120, 150 e 180 minutos), nos momentos: antes, imediatamente após e um minuto após a aplicação de estímulo elétrico na região radioulnar, em seis cães (p< 0,05).

	30'		60'		90'		120'		150'		180'	
	Controle	Lidocaína	Controle	Lidocaína	Controle	Lidocaína	Controle	Lidocaína	Controle	Lidocaína	Controle	Lidocaína
Antes	105±13	107±15	107±13	111±12	108±19	108±7	114±17	106±10	127±11	125±12	115±14	115±17
Após	141±21*	123±15	150±10*	128±9*	157±18*	138±14*	150±20*	144±14*	161±14*	144±12*	160±21*	149±12*
1 min.após	125±13*	119±11	130±12*	125±5	130±6*	127±10	131±7*	131±5*	138±8*	136±8	134±8*	131±8

*valores diferentes em relação ao momento “Antes da aplicação do estímulo elétrico” (p< 0,05).

Tabela 5: Valores médios e desvios-padrão de pressão arterial média (mmHg) nos tratamentos controle e lidocaína ao longo do tempo (30, 60, 90, 120, 150 e 180 minutos), nos momentos: antes, imediatamente após e um minuto após a aplicação de estímulo elétrico na região radioulnar, em seis cães (p< 0,05).

	30'		60'		90'		120'		150'		180'	
	Controle	Lidocaína	Controle	Lidocaína	Controle	Lidocaína	Controle	Lidocaína	Controle	Lidocaína	Controle	Lidocaína
Antes	68,8±13	73,7±10	66,2±15	71,0±7	63,7±18	73,5±13	67,5±24	73,2±20	71,6±26	78,2±16	65,4±30	79,5±13
Após	90,7±13*	81,7±17	90,7±13*	82,2±26	91,7±14*	87,8±20*	94,5±22*	87,2±23	95,6±16*	88,0±19	87,8±25*	92,7±24
1 min.após	88,7±15*	86,0±16	92,0±16*	91,3±13*	91,5±19*	93,7±19*	94,0±25*	94,8±17*	94,6±19*	100,3±16*	87,8±26*	100,2±18*

*valores diferentes em relação ao momento “Antes da aplicação do estímulo elétrico” (p< 0,05).

6.2.3 Avaliação das respostas ao estímulo elétrico na região umeral

De maneira semelhante à avaliação da região radioulnar, houve diferenças significativas nos valores médios de frequência cardíaca, no tratamento controle, entre os valores observados imediatamente após e um minuto após a aplicação do estímulo nociceptivo, em todos os momentos (Tabela 6).

No tratamento lidocaína, não foram registradas diferenças estatísticas entre os valores de frequência cardíaca antes, imediatamente após e um minuto após a aplicação do estímulo elétrico, aos 30 e aos 150 minutos de avaliação. Aos 60 minutos, os valores dessa variável observados antes e um minuto após o estímulo, também não diferiram (Tabela 6).

Em todos os momentos de avaliação no tratamento controle, somente foram verificadas diferenças significativas nos valores de pressão arterial média registrados um minuto após o estímulo. O mesmo não foi observado quando os valores médios de imediatamente após o estímulo foram comparados aos anteriores, entre 30 e 150 minutos de avaliação (Tabela 7).

Com o tratamento lidocaína os valores médios de PAM registrados antes, imediatamente após e um minuto após o estímulo não apresentaram diferenças significativas aos 30, 60 e 150 minutos de avaliação (Tabela 7).

Tabela 6: Valores médios e desvios-padrão de frequência cardíaca (batimentos por minuto) nos tratamentos controle e lidocaína ao longo do tempo (30, 60, 90, 120, 150 e 180 minutos), nos momentos: antes, imediatamente após e um minuto após a aplicação de estímulo elétrico na região umeral, em seis cães.

	30'			60'			90'			120'			150'			180'		
	Controle	Lidocaína		Controle	Lidocaína		Controle	Lidocaína		Controle	Lidocaína		Controle	Lidocaína		Controle	Lidocaína	
Antes	103±20	111±16		107±15	102±10		100±7	109±14		112±17	106±13		113±19	120±17		115±20	115±21	
Após	136±14*	119±15		141±11*	131±15*		142±5*	132±19*		140±14*	133±15*		152±5*	142±12		148±13*	145±13*	
1min.após	124±11*	115±11		129±10*	119±10		132±11*	128±12*		134±6*	128±6*		138±6*	140±18		142±7*	134±13	

*valores diferentes em relação ao momento “Antes da aplicação do estímulo elétrico” (p< 0,05).

Tabela 7: Valores médios e desvios-padrão de pressão arterial média (mmHg) nos tratamentos controle e lidocaína ao longo do tempo (30, 60, 90, 120, 150 e 180 minutos), nos momentos: antes, imediatamente após e um minuto após a aplicação de estímulo elétrico na região umeral, em seis cães.

	30'			60'			90'			120'			150'			180'		
	Controle	Lidocaína		Controle	Lidocaína		Controle	Lidocaína		Controle	Lidocaína		Controle	Lidocaína		Controle	Lidocaína	
Antes	75,3±18	79,3±15		65,3±17	76,7±12		74,8±19	72,8±8		71,8±24	78,7±19		63,6±16	74,2±10		70,0±24	78,2±19	
Após	83,2±12	77±16		79,2±20	80,8±18		82,7±18	76,8±18		85,7±18	83,3±15		86,6±25	84,7±21		82,6±19*	85,5±15*	
1min.após	86±15*	79,8±13		89,2±23*	84,8±17		90,0±27*	89,2±16*		90,3±23*	95,5±11*		91,0±27*	92,0±14		87,2±22*	95,2±17*	

*valores diferentes em relação ao momento “Antes da aplicação do estímulo elétrico” (p< 0,05).

6.2.4 Avaliação das respostas ao estímulo elétrico na região escapular

Houve diferenças significativas entre os valores médios de frequência cardíaca e de pressão arterial média, registrados após e um minuto após o estímulo elétrico, em comparação aos anteriores à sua aplicação na região escapular, em todos os momentos de avaliação, com o emprego do tratamento controle (Tabelas 8 e 9).

Com o tratamento lidocaína, não foram verificadas diferenças na frequência cardíaca entre os valores registrados antes, após e um minuto após o estímulo nociceptivo, aos 30, 60 e 120 minutos de avaliação (Tabela 8).

A pressão arterial média também não apresentou diferenças significativas entre os valores registrados, após e um minuto após o estímulo, e os anteriores, aos 30, 60, 90 e 120 minutos de avaliação (Tabela 9).

Não foram observadas diferenças estatisticamente significativas nos valores médios das variáveis: frequência respiratória (f), saturação de oxigênio na hemoglobina (SpO_2), pressão parcial de dióxido de carbono no final da expiração ($ETCO_2$) e temperatura corporal, entre os tratamentos controle e lidocaína, durante todo o período de avaliação (Apêndices 1, 2, 3 e 4).

Tabela 8: Valores médios e desvios-padrão de frequência cardíaca (batimentos por minuto) nos tratamentos controle e lidocaína ao longo do tempo (30, 60, 90, 120, 150 e 180 minutos), nos momentos: antes, imediatamente após e um minuto após a aplicação de estímulo elétrico na região escapular, em seis cães.

	30'			60'			90'			120'			150'			180'		
	Controle	Lidocaína		Controle	Lidocaína		Controle	Lidocaína		Controle	Lidocaína		Controle	Lidocaína		Controle	Lidocaína	
Antes	96±19	101±14		97±13	106±8		106±8	98±9		105±12	118±14		118±20	104±24		120±9	105±13	
Após	133±18*	116±14		132±14*	120±17		141±7*	133±10*		140±8*	129±12		132±17*	132±15*		142±6*	133±9*	
	122±8*	110±19		125±14*	113±10		131±8*	126±7*		127±9*	129±10		126±18*	129±14*		136±5*	126±5*	

*valores diferentes em relação ao momento “Antes da aplicação do estímulo elétrico” (p< 0,05).

Tabela 9: Valores médios e desvios-padrão de pressão arterial média (mmHg) nos tratamentos controle e lidocaína ao longo do tempo (30, 60, 90, 120, 150 e 180 minutos), nos momentos: antes, imediatamente após e um minuto após a aplicação de estímulo elétrico na região escapular, em seis cães.

	30'			60'			90'			120'			150'			180'		
	Controle	Lidocaína		Controle	Lidocaína		Controle	Lidocaína		Controle	Lidocaína		Controle	Lidocaína		Controle	Lidocaína	
Antes	64,8±16	78,3±15		70,8±22	77,3±12		68,7±22	75,7±13		70,0±24	74,8±19		74,6±25	72,5±18		69,8±22	75,7±19	
Após	77,0±14*	77,3±16		83,3±22*	78,2±14		85,8±25*	81,7±20		81,2±23*	80,8±18		79,6±16*	83,3±13		84,4±15*	84,8±11	
	81,7±15*	81,7±11		87,5±19*	81,0±14		87,7±25*	85,3±13		82,8±29*	81,8±15		89,0±27*	88,3±10*		81,0±20*	92,3±16*	

*valores diferentes em relação ao momento “Antes da aplicação do estímulo elétrico” (p< 0,05).

7 - DISCUSSÃO

As raízes nervosas C6, C7, C8 e T1 formam os nervos que suprem o membro torácico (Getty, 1986; Evans & Delahunta, 2001). No presente estudo, observou-se a formação da inervação do membro torácico pelas mesmas raízes nervosas nos doze cães dissecados.

Em um estudo anatômico para a avaliação do acesso às raízes nervosas que constituem o membro torácico em cães, os autores relataram facilidade na localização dos espaços intervertebrais C5-C6, C6-C7 e C7-T1 (Hofmeister et al., 2007). Posicionando-se os cadáveres preservados em decúbito lateral, foi possível utilizar os processos transversos das vértebras C5, C6 e C7 como referências para delimitar as áreas de emergência das raízes nervosas C6, C7 e C8, respectivamente.

A emergência da raiz nervosa T1 localiza-se ao lado da face medial da escápula (Getty, 1986), e por esse motivo seu acesso é restrito (Lemke & Dawson, 2003; Hofmeister et al., 2007). A maior dificuldade de acesso ao nervo T1 poderia justificar a porcentagem menor de tingimento com azul de metileno (50%) dessa raiz nervosa, em comparação às raízes C6, C7 e C8, observada durante a realização do estudo anatômico. A raiz T1 pode ser localizada de 2 a 3 cm caudais a primeira costela (Hofmeister et al., 2007). Baseado na palpação do processo transversal da sétima vértebra cervical, e na utilização da estimativa da distância existente entre os processos transversos de C5, C6 e C7, foi possível administrar o corante próximo à emergência da raiz nervosa T1.

A restrição no emprego de técnicas parciais ou totais de bloqueio anestésico local do membro torácico em cães é atribuída ao acesso difícil dos nervos que suprem essa região (Hofmeister et al., 2007).

O acesso às raízes nervosas C6, C7, C8 e T1 por via paravertebral descrito por Lemke & Dawson (2003) requer a transposição de toda musculatura a região, composta pelos músculos: trapézio, omotransverso, rombóide (parte dorsal), serrátil dorsal cranial, eretores da espinha (iliocostal, longo e espinhal), transversos espinhais, interespinhais e intertransversais (Getty, 1986; Evans & Delahunta, 2001).

A técnica proposta para acesso paravertebral cervical é realizada pela face lateral da região cervical. A passagem da agulha através dos músculos clidocervical, omotransverso, esplênio, serrátil cervical ventral e intertransversais

(Getty, 1986; Evans & Delahunta, 2001), foi mais fácil, pois essa musculatura da face lateral cervical é menos espessa. Outro ponto importante é que o acesso lateral cervical permitiu a palpação dos processos transversos cervicais (C5, C6 e C7), facilitando a delimitação da área onde as agulhas seriam inseridas.

A anestesia local do plexo braquial em cães, pelo acesso supraescapular, é obtida pelos bloqueios perineurais das raízes C6, C7, C8 e T1 (Lemke & Dawson, 2003; Hofmeister et al., 2007; Mahler et al., 2007). Nesse estudo, foram abordadas as mesmas raízes nervosas descritas para o bloqueio do membro torácico pela via supraescapular.

No estudo anatômico realizado em cadáveres, administrou-se azul de metileno, no volume de 3 ml, nos pontos de acesso às raízes C6, C7, C8 e T1, resultando no tingimento de todas as raízes em 33% dos cadáveres, e de três raízes em 66% (Hofmeister et al., 2007). No entanto, os autores não informaram o percentual de coloração das raízes nervosas de maneira individualizada.

No presente estudo, a administração de 0,5 ml de azul de metileno em C6, C7 e C8, e 1,5 ml em T1, possibilitou o tingimento de todas as raízes neurais em 33% dos cadáveres, e de três e duas raízes em 42% e 25%, respectivamente. Os percentuais de coloração obtidos com azul de metileno em relação às raízes nervosas foram: C6=100%, C7=91,7%, C8=66,7% e T1=50%.

A inserção da agulha para administração do anestésico local, para o bloqueio das raízes C6, C7 e C8, foi realizada em ângulo de 45° em relação aos respectivos processos espinhosos (Otero, 2005; Hofmeister et al., 2007), e paralela ao processo espinhoso de T1 para o bloqueio dessa raiz (Hofmeister et al., 2007). Lemke & Dawson (2003), descreveram a inserção da agulha para o bloqueio de todas as raízes nervosas, em paralelo aos processos espinhosos. Durante a padronização da técnica paravertebral cervical do presente estudo, foi utilizada a angulação de 90° em relação aos processos espinhosos de C5, C6 e C7, para a inserção da agulha nos espaços intervertebrais C5-C6, C6-C7 e C7-T1 (pontos 1, 2 e 3, respectivamente), e de 45° em relação ao processo espinhoso de T1 para o espaço T1-T2 (ponto 4).

A técnica paravertebral cervical para bloqueio do membro torácico necessitou de 5 a 13 minutos para sua execução, tempos próximos aos relatados nas técnicas de bloqueio anestésico local do plexo braquial de 6 a 15 minutos (Futema et al., 2002), e de 5 a 15 minutos (Muir et al., 2003).

No estudo experimental em cães, os volumes de lidocaína e de solução de NaCl, aplicados em cada espaço intervertebral, foram diferentes. Em C5-C6, C6-C7 e C7-T1 (pontos 1, 2 e 3, respectivamente) administraram-se 20% do volume total calculado para o animal em cada um desses pontos, sendo os 40% restantes administrados no espaço T1-T2 (ponto 4). O volume superior empregado no ponto 4, foi uma tentativa de aumentar a taxa de bloqueio anestésico do nervo T1, pois durante estudo anatômico prévio, a porcentagem de tingimento com azul de metileno observada nessa raiz nervosa foi a menor dentre todas (50%), especialmente quando comparada aos resultados em C6 (100%) e C7 (91,7%). Entretanto, a administração de anestésico local, em volumes pequenos distribuídos igualmente entre as quatro raízes neurais que suprem o membro torácico, foi descrita na espécie canina (Otero, 2005).

O volume de anestésico local administrado para execução de bloqueios anestésicos é um fator muito importante para o seu sucesso (Winnie et al., 1979). No presente estudo, utilizou-se o volume de 1 ml/kg de lidocaína. Como a dose tóxica desse fármaco em cães varia de 11 a 20 mg.kg⁻¹ (Skarda, 1996), para reduzir os riscos de intoxicação, mantendo-se o volume determinado, procedeu-se a diluição da lidocaína de 2 para 1%, com solução de NaCl 0,9%, a seguir adicionando-se epinefrina na proporção de 1:200.

No entanto, a concentração do anestésico local influencia o período de latência, e a duração dos bloqueios sensitivo e motor produzidos pelo fármaco (Kanai & Hoka, 2006). Quando a concentração de bupivacaína foi elevada de 0,5 para 0,75%, houve aumentos significativos no período de latência e no tempo de bloqueio anestésico (Scott et al., 1980). Na comparação entre uma apresentação comercial de lidocaína 1%, e lidocaína diluída, em solução de NaCl, na concentração de 1%, a forma diluída apresentou concentrações mais elevadas de íons cloreto e sódio (Kanai & Hoka, 2006). A hipernatremia pode aumentar a excitabilidade do tecido nervoso, reduzindo o efeito esperado dos anestésicos locais, sendo necessário o aumento nas doses a serem administradas (Kanai & Hoka, 2006).

A lidocaína 1% com vasoconstritor possui período hábil anestésico mínimo de 120 minutos quando aplicados em botões intradérmicos (Massone et al., 1999). No bloqueio do plexo braquial, o período de latência observado foi de 10 a 15 minutos após a administração de lidocaína a 2% com vasoconstritor, produzindo

anestesia de duas horas de duração e recuperação plena da propriocepção do membro torácico em seis horas (Skarda, 1996).

Na determinação da CAM_{BAR} dos anestésicos inalatórios, considera-se como respostas positivas ao estímulo nociceptivo aplicado, elevações superiores a 15% nos valores prévios das variáveis frequência cardíaca e/ou pressão arterial (Roizen et al., 1981; March & Muir, 2003). Durante esse processo, com a superficialização progressiva da anestesia, as respostas autonômicas (elevações na frequência cardíaca e na pressão arterial) frente ao estímulo utilizado tendem a ocorrer antes da movimentação do animal, sendo os valores de CAM_{BAR} mais elevados que os de CAM baseados em respostas motoras (March & Muir, 2003). As determinações da CAM_{ISO} individual dos cães foram baseadas em respostas motoras. Assim, a CAM_{ISO} individual manteria a imobilidade dos animais durante a aplicação do estímulo elétrico supramáximo, mas possibilitaria a observação de respostas autonômicas na frequência cardíaca ou na pressão arterial média, para as avaliações da eficácia e do tempo bloqueio anestésico produzido pela lidocaína 1% com vasoconstritor, nas três regiões do membro torácico.

No presente estudo, o bloqueio anestésico simultâneo das três regiões do membro torácico: escapular, umeral e radioulnar, somente foi verificado aos 30 minutos do período de avaliação, quando imediatamente após, e um minuto após a aplicação do estímulo elétrico, não houve aumentos significativos na frequência cardíaca e na pressão arterial média (Tabelas 4 a 9). Esse tempo de bloqueio anestésico foi curto e possivelmente influenciado pelo emprego de lidocaína 1% diluída em solução de NaCl. Outros estudos empregando-se uma apresentação comercial de lidocaína na mesma concentração, ou mesmo em concentrações superiores, seriam necessários para verificar essa hipótese.

A cinética clínica do bloqueio nervoso, diferentemente dos estudos neurofisiológicos, determinam que o início do bloqueio de condução é diretamente proporcional ao calibre da fibra, ou seja, axônios motores e proprioceptivos (fibras A), seguidos das fibras sensitivas e autonômicas (fibras C) (Strichartz & Covino, 1989; Carpenter & Mackey, 1996). Desta maneira, no bloqueio anestésico clínico de grandes troncos nervosos, quando as barreiras difusionais são removidas e o anestésico é depositado próximo a esses, as fibras A podem ser mais sensíveis ao bloqueio anestésico do que as fibras C. (Strichartz & Covino, 1989; Carpenter & Mackey, 1996). Essa particularidade de bloqueio diferenciado das fibras que

constituem raiz nervosa, associada à diluição do anestésico local, pode ter proporcionado um bloqueio anestésico das fibras C pouco eficaz, permitindo respostas autonômicas precoces.

Houve porém, diferença nos tempos de bloqueio anestésico entre as três regiões do membro torácico avaliadas. As regiões radioulnar e umeral apresentaram bloqueio de até 30 minutos (Tabelas 4 a 7), enquanto na região escapular o bloqueio anestésico foi verificado até 60 minutos após a execução da técnica paravertebral cervical (Tabelas 8 e 9). O tempo mais longo de bloqueio nessa região poderia ser explicado pelo fato dos nervos supraescapular, subescapular e braquiocefálico que a suprem originarem-se das raízes nervosas C6 e C7, as de mais fácil localização, e que apresentaram as porcentagens mais elevadas de tingimento com azul de metileno (100 e 91,7%, respectivamente), registradas no estudo anatômico.

Os nervos musculocutâneo, axilar, radial, ulnar e mediano suprem as regiões umeral e radioulnar e derivam das raízes C8 e T1, de localização e de execução de bloqueio mais difíceis, especialmente a raiz T1, comprovados pelos valores de tingimento mais baixos observados (66,7 e 50%, respectivamente), no estudo anatômico prévio.

O bloqueio unilateral do nervo frênico pode ocorrer sem comprometer a função pulmonar. Devido ao risco de bloqueio do nervo frênico e paralisia da musculatura diafragmática, a técnica paravertebral cervical bilateral não deve ser executada (Lemke & Dawson, 2003). No presente estudo, não foi possível observar alterações respiratórias, já que foi empregada ventilação artificial em todos os cães.

Ao final do procedimento experimental, não foram verificadas alterações, relacionadas a técnica de bloqueio paravertebral cervical em nenhum dos cães utilizados nesse estudo (hematomas, reações de toxicidade pelo anestésico local, injúrias de nervos, paralisia de diafragma ou dispnéia), como descritas após o bloqueio interescaleno no homem (Miller et al., 2005).

Os resultados observados indicam a exeqüibilidade da técnica paravertebral cervical e a eficácia o bloqueio anestésico local produzido, nas três regiões do membro torácico em cães. Entretanto, o tempo de bloqueio produzido pela lidocaína 1% foi muito curto nas regiões radioulnar e umeral, indicando a necessidade da realização outros estudos, empregando-se outros fármacos anestésicos locais como a bupivacaína e a ropivacaína, ou a mesmo a lidocaína

em concentrações mais elevadas, para prolongar o bloqueio anestésico local. Outro aspecto a ser discutido é que o bloqueio da raiz T1 foi prejudicado pela carência de referências anatômicas externas mais precisas, e pela dificuldade de acesso ao espaço intervertebral C7-T1, sugerindo também a realização estudos adicionais empregando-se um neurolocalizador ou um ultra-sonógrafo para a localização e bloqueio anestésico precisos dessa raiz neural e assim aprimorar a técnica anestésica local paravertebral cervical na espécie canina.

8 - CONCLUSÕES

A partir da metodologia empregada no estudo e dos resultados observados conclui-se que:

A técnica de anestesia paravertebral cervical é um procedimento exeqüível, que possibilita, através de referências anatômicas externas, a localização e o bloqueio das quatro raízes espinhais formadores dos nervos que suprem o membro torácico em cães.

A técnica de anestesia paravertebral cervical é eficaz para o bloqueio anestésico local do membro torácico, abrangendo as regiões escapular, umeral e radioulnar.

A utilização de cloridrato de lidocaína, diluído a 1% em solução de NaCl 0,9%, limitou o período hábil do bloqueio anestésico local nas três regiões do membro torácico avaliadas.

As dificuldades para a localização e o acesso à raiz espinhal T1 indicam a necessidade de estudos adicionais, empregando-se equipamentos eletrônicos que possibilitem aumentar a precisão na localização dessa raiz neural e assim, aprimorar a técnica de anestesia paravertebral cervical na espécie canina.

9- REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Adams DR. Canine anatomy: a systemic study. 4th ed. Iowa: Blackwell Publishing Company, 2003.

Anand KJS, Carr DB. The neuroanatomy, neurophysiology, and neurochemistry of pain, stress, and analgesia in newborns and children. *Pediatric Clinical of North America*. 1989;36:795-822.

Baranowski AP, Pither CE. A comparison of three methods of axillary brachial plexus anaesthesia. *Anesthesia & Analgesia*. 1990;45:362-365.

Barash PG, Cullen BF, Stoelting RK. Local anesthetic. In: Carpenter RL, Mackey DC editors *Clinical Anesthesia*. Philadelphia: Lippincott-Raven; 1996. p. 413-439.

Bonica JJ, Buckeley F P. Regional analgesia with local anesthetics. In: Bonica J J, editors. *The Management of Pain*. Pennsylvania: Lea & Febiger, 1990.

Bonnet F. *Dor no meio cirúrgico*. Porto Alegre: Artes Médicas, 1993

Campoy L. Fundamentals of regional anesthesia using nerve stimulation in the dog. International veterinary information service. 2006. Available from: <http://www.ivis.org>

Christopherson R, Beattie C, Frank S. Per-operative morbidity in patients randomized to epidural or general anesthesia for lower extremity vascular surgery. *Anesthesiology*. 1993;79:422-434.

Collins VJ. General and regional anesthesia. 3ed. Philadelphia: Lea & Febiger, 1993. p. 30.

Cortopassi SRG, Fantoni DT, Bernardi MM. Anestésicos locais. In: Spinoso HS, Górnaiak SL, Bernardi MM. *Farmacologia aplicada à medicina veterinária*. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan; 1996. p.115-20.

Cruz ML, Luna SPL, Silva Junior JR, Iamaguti P, Crocci A, Takahira RK. Efeitos do flunixin, ketoprofeno, carprofeno, buprenorfina e placebo para analgesia pós-

operatória em cães submetidos à osteossíntese de fêmur. A Hora Veterinária. 1999;11-17.

Eger EIII, Saidman LJ, Brandstater B. Minimum alveolar anesthetic concentration: A standart of anesthetic potency. Anesthesiology. 1965;26:756-763.

Ertug Z, Yegin A, Ertem S, Hadimioglu N, Dosemeci L, Erman M. Comparasion of two different techniques for brachial plexus block: infraclavicular versus axillary technique. Acta Anaesthesiologica Scandinavica, 2005;49:1035–1039.

Evans HE, deHalunta A. Guia para a dissecação do cão. 5th ed. Rio de Janeiro: Guanabara, 2001.

Evans HE. Anatomy of the dog. 3th ed. Philadelphia: Pennsylvania, W. B. Saunders Company, 1993.

Ewing KK, Mohammed HO, Scarlett JM, Short CE. Reduction of isoflurane anesthetic requirement by medetomidine and its restoration by atipamezole in dogs. American Journal Veterinary Research, 1993;54:294-9.

Futema F, Tabacchi D, Costa JO, Gaido SR, Acaui A, Stopiglia AJ. A new brachial plexus block technique in dogs. Veterinary Anaesthesia and Analgesia. 2002;29:133-139.

Getty R. Anatomia do animais domésticos. 5th ed. Rio de Janeiro: Guanabara, 1986.

Halsted WS. Practical comments on the use and abuse of cocaine: Suggested by its invariably successful employment in more than a thousand minor surgical operations. N. Y. Med. J. 1885;42:294.

Hofmeister EH, Kent M, Read MR. Paravertebral block for forelimb anesthesia in the dog – an anatomic study. Veterinary Anaesthesia and Analgesia. 2007;34:139–142.

Kanai A, HOKA S. A Comparison of Epidural Blockade Produced by Plain 1% Lidocaine and 1% Lidocaine Prepared by Dilution of 2% Lidocaine with the Same Volume of Saline. Anesthesia and Analgesia. 2006; 102:1851-1855.

Lanz E, Theiss D, Jankovic D. The extent of blockade following various techniques of brachial plexus block. *Anesthesia and Analgesia*. 1983;62:5-8.

Lemke KPA, Dawson SD. Local and Regional Anesthesia. *Veterinary Clinical North America Small Animal Practice*. 2000;30:839-857.

Lindhorst K. 1931 apud Oliveira HP. 1970:5.

March PA, Muir WW. Bispectral analysis of the electroencephalogram: a review of its development and use in anesthesia. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. 2005;32:241-255.

March PA, Muir WW. Minimum alveolar concentration measures of central nervous system activation in cats anesthetized with isoflurane. *American Journal Veterinary Research* 2003;64:1528-1533.

Martin E. Regional anästhesie. In: *Facharztlehrbuch Anästhesiologie*. Blackwell Wissenschafts-Verlag GmbH, Berlin, 1997, p.103-123.

Massone F. Anestesiologia veterinária: farmacologia e técnicas. 3th ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1999.

Miller RD. Anestésicos locais. In: Strichartz GR, Covino BG, editors *Anestesia*. São Paulo: Artes Médicas; 1993. p. 437-71.

Miller RD. *Miller's Anesthesia*. 6th ed. Philadelphia: Elsevier Churchill Livingstone, 2005.

Muir WW, Hubell JAE. Anestesia local em cães e gatos. *Manual de Anestesia Veterinária*. São Paulo: Artmed; 2001. p. 89-103.

Nechvatal (1936) apud Oliveira HP. 1970:7-8.

Nutt P. Brachial plexus analgesia in dog. *The Veterinary Record*. 1962;74:874-876.

Ohnacker H. 1936 apud OLIVEIRA, H. P., 1970:7-8.

Oliveira HP. Contribuição para a anestesia do membro torácico do cão (Dissertação). Belo Horizonte: Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Federal de Minas Gerais; 1970.

Otero PE. Dor: avaliação e tratamento em pequenos animais. 1st ed. São Paulo: Intebok, 2005.

Pascoe PJ. Drugs in the epidural space. In: Pascoe PJ, editor Proceedings of the International Congress of Veterinary Anesthesiology; 1997. Thessaloniki; 1997. p.53-61.

Quandt JE, Rawlings CR. Reducing postoperative pain for dogs: local anesthetic and analgesic techniques. Comp Contin Educpract Vet. 1996;18:101-111.

Quasha AL, Eger EIII, Tinker JH. Determination and applications of CAM. Anesthesiology. 1980;53:315-334.

Roizen MF, Horrigan RW, Frazer BM. Anesthetic doses blocking adrenergic (stress) and cardiovascular responses to incision – MAC BAR. Anesthesiology. 1981;54:390-398.

Schemeling WT, Ganjoo P, Staunton M. Pretreatment with dexmedetomidine: altered indices of anesthetic depth for halotane in the neuraxis of cats. Anesthesia and Analgesia. 1999;88:625-632.

Scott DB, McClure JH, Giasi RM, Seo J, Covino BG. Effects of concentration of local anaesthetic drugs in extradural block. British Journal Anaesthesia .1980;52:1033–7.

Skarda RT. Local and regional anesthetic and analgesic techniques: dogs. In: Thurmon JC, Tranquili WJ, Benson GJ. Lumb and Jones' Veterinary Anesthesia. Pennsylvania: Williams & Wilkins; 1996. p.426-447.

Stanski DR. Monitoring depth of anesthesia. In: Miller RD editor Anesthesia. New York: Churchill Livingstone; 2000. p. 1087-1116.

Steffey EP. Inhalation anesthetics. In: Thurmon JC, Tranquili WJ, Benson GJ. Lumb & Jones veterinary anesthesia. Williams & Wilkins; 1996. p.297-329.

Thurmon JC, Tranquili WJ, Benson GJ. Lumb and Jones' Veterinary Anesthesia. 3th ed. Pennsylvania: Williams & Wilkins, 1996.

Tufvesson G. Anestesi av plexus brachialis. Nordisk Veterinaer Medicin. 1951;3:183-193.

Valverde A, Morey TE, Hernandez J, Davies W. Validation of several types of noxious stimuli for use in determining the minimum alveolar concentration for inhalation anesthetics in dogs and rabbits. American Journal Veterinary Research. 2003;68:957-962.

Vieck (1934) apud Oliveira HP. 1970:7-8.

Wenger S, Moens Y, Jaggin N, Schatzmann U. Evaluation of the analgesic effect of lidocaine and bupivacaine used to provide a brachial plexus block for forelimb surgery in 10 dogs. Veterinary Record. 2005;20:639-42

Westhues M, Fritsch R. Animal anesthesia. Great Britain: Oliver & Boyd, 1964. p. 3-5.

Winnie AP, Radonjic R, Akkineni SR, Durrani Z. Factors influencing distribution of local anesthetic injected into the brachial plexus sheath. Anesthesia and Analgesia. 1979;58:225-234.

Apêndice 1: Valores médios e desvios-padrão da frequência respiratória (movimentos por minuto) nos tratamentos controle e lidocaína ao longo do tempo (30, 60, 90, 120, 150 e 180 minutos), nos momentos: antes, imediatamente após e um minuto após a aplicação de estímulo elétrico nas regiões radioulnar, umeral e escapular, em seis cães.

		30 minutos			60 minutos			90 minutos			120 minutos			150 minutos			180 minutos		
		T1	T2	T3	T1	T2	T3	T1	T2	T3	T1	T2	T3	T1	T2	T3	T1	T2	T3
Lidocaína	<i>Média</i>	14,0	11,7	13,8	Radioulnar	13,7	24,5	18,0	14,0	23,8	14,7	14,3	27,0	20,2	Radioulnar	16,3	19,3	20,0	Radioulnar
	<i>DP</i>	2,5	3,1	2,6		2,8	13,5	9,6	2,0	20,4	1,9	2,3	10,4	8,2		3,4	16,2	6,3	
	<i>Média</i>	14,2	21,2	14,8		12,5	19,0	17,7	18,2	17,0	16,0	18,5	15,3	23,4		14,8	33,6	17,8	
	<i>DP</i>	4,1	19,7	4,5		2,3	10,1	7,5	12,1	6,1	5,1	11,0	3,9	14,0		3,4	19,0	5,0	
Lidocaína	<i>Média</i>	13,5	13,8	13,2	Umeral	14,3	21,5	14,5	14,0	23,8	22,5	14,8	26,3	19,0	Umeral	14,8	31,2	30,0	Umeral
	<i>DP</i>	2,6	2,3	2,5		2,5	18,0	2,5	2,4	12,0	18,4	2,6	16,7	5,5		2,3	18,2	18,0	
	<i>Média</i>	16,3	20,8	15,7		12,3	19,2	22,3	15,0	26,0	29,3	14,8	30,3	21,8		13,8	19,0	23,0	
	<i>DP</i>	12,1	6,3	5,2		1,6	9,5	19,9	4,1	17,4	21,0	2,8	20,7	11,7		2,2	6,6	4,6	
Lidocaína	<i>Média</i>	14,0	13,7	13,8	Escapular	15,0	15,7	14,3	13,5	15,0	13,5	15,8	19,7	17,0	Escapular	33,3	18,3	22,3	Escapular
	<i>DP</i>	2,5	2,5	2,5		2,1	3,3	2,3	2,1	2,7	1,6	3,6	6,7	4,5		42,1	5,8	12,6	
	<i>Média</i>	11,8	16,5	18,2		11,8	23,7	16,8	12,8	22,5	18,5	16,2	23,0	27,0		15,2	27,2	30,4	
	<i>DP</i>	1,6	4,6	15,7		1,9	10,4	6,9	2,1	9,8	6,7	8,5	11,3	18,9		4,4	20,2	18,3	

DP = Desvio padrão, T1 = antes do estímulo, T2 = imediatamente após o estímulo e T3 = um minuto após o estímulo elétrico

Apêndice 2. Valores médios e desvios-padrão da saturação de oxigênio nos tratamentos controle e lidocaína ao longo do tempo (30, 60, 90 120, 150 e 180 minutos), nos momentos: antes, imediatamente após e um minuto após o estímulo elétrico. nas regiões radioulnar, umeral e escapular, em seis cães.

		30 minutos			60 minutos			90 minutos			120 minutos			150 minutos			180 minutos		
		T1	T2	T3	T1	T2	T3	T1	T2	T3	T1	T2	T3	T1	T2	T3	T1	T2	T3
Lidocaína	<i>Média</i>	97,83	96,33	98,00	97,50	97,50	99,17	97,67	97,50	97,83	98,67	97,50	97,00	98,83	98,83	99,00	98,67	97,67	98,67
	<i>DP</i>	0,98	3,56	1,55	2,35	2,81	0,41	2,42	2,35	3,37	1,03	3,27	3,95	0,41	0,41	0,63	0,52	1,97	0,52
	<i>Média</i>	99,00	97,00	97,33	98,50	96,00	96,67	97,67	93,83	96,50	98,00	97,00	96,17	98,67	95,83	96,83	98,83	98,00	98,50
	<i>DP</i>	0,63	3,52	2,88	0,84	3,69	3,50	1,63	3,54	3,89	0,89	1,90	3,37	1,03	4,54	3,71	1,17	2,19	1,76
		Umeral			Umeral			Umeral			Umeral			Umeral			Umeral		
Lidocaína	<i>Média</i>	97,17	97,67	97,83	98,67	99,00	98,50	98,83	98,50	97,17	98,33	98,00	98,17	98,50	99,00	99,00	98,67	99,00	98,17
	<i>DP</i>	2,64	0,82	1,17	0,52	0,63	1,38	0,41	1,76	3,60	2,16	2,45	2,56	0,84	0,63	0,00	0,82	0,00	1,17
	<i>Média</i>	98,83	97,83	98,33	99,17	95,00	96,50	97,83	94,83	94,00	98,17	97,00	97,83	98,33	95,83	97,00	98,50	96,83	96,67
	<i>DP</i>	0,75	2,14	1,75	0,41	4,52	3,99	1,47	3,31	3,10	0,75	3,16	2,56	0,82	4,54	3,52	1,05	4,02	3,67
		Escapular			Escapular			Escapular			Escapular			Escapular			Escapular		
Lidocaína	<i>Média</i>	96,83	96,33	97,67	99,00	98,67	98,67	97,83	97,83	99,00	98,50	98,33	98,33	98,83	98,83	98,83	98,67	99,00	98,67
	<i>DP</i>	2,86	3,08	2,94	0,00	0,52	0,82	2,04	1,83	1,10	1,05	1,51	1,63	0,41	0,41	0,41	1,03	0,63	0,52
	<i>Média</i>	98,50	98,33	99,00	98,83	98,00	98,00	98,83	96,67	97,50	98,17	97,50	96,17	98,67	94,67	95,50	98,50	97,00	97,67
	<i>DP</i>	0,55	1,21	1,26	0,98	2,68	2,53	0,75	3,61	2,35	1,17	3,73	3,87	0,82	5,13	4,42	1,38	2,61	2,16

DP = Desvio padrão, T1 = antes do estímulo, T2 = imediatamente após o estímulo e T3 = um minuto após o estímulo elétrico

Apêndice 3. Valores médios e desvios-padrão da fração expirada de gás carbônico nos tratamentos controle e lidocaína ao longo do tempo (30, 60, 90 120, 150 e 180 minutos), nos momentos: antes, imediatamente após e um minuto após o estímulo elétrico. nas regiões radioulnar, umeral e escapular, em seis cães.

30 minutos			60 minutos			90 minutos			120 minutos			150 minutos			180 minutos				
	T1	T2	T3	T1	T2	T3	T1	T2	T3	T1	T2	T3	T1	T2	T3	T1	T2	T3	
Lidocaína	Radioulnar			Radioulnar			Radioulnar			Radioulnar			Radioulnar			Radioulnar			
	Média	38,83	38,67	36,83	38,17	38,67	39,50	36,67	33,83	38,67	37,00	31,00	36,50	39,67	32,83	39,17	36,83	29,17	38,00
	DP	4,79	3,93	3,60	1,94	6,38	3,02	1,63	7,39	2,25	1,41	7,46	3,73	3,20	7,60	3,76	3,43	10,61	5,22
	Média	39,17	33,50	41,83	38,17	32,17	41,67	40,00	33,67	38,50	38,50	32,50	37,67	38,00	32,40	40,60	36,20	32,20	38,00
Controle	Radioulnar			Radioulnar			Radioulnar			Radioulnar			Radioulnar			Radioulnar			
	DP	2,71	7,64	3,37	2,93	5,08	3,56	2,76	9,83	4,55	4,85	10,82	6,86	2,35	6,19	2,19	2,59	5,50	4,00
	Umeral			Umeral			Umeral			Umeral			Umeral			Umeral			
	Média	38,17	38,33	38,17	38,17	39,00	38,17	37,33	35,67	37,67	36,83	32,83	36,83	39,00	27,50	39,00	37,67	32,33	38,33
Controle	Radioulnar			Radioulnar			Radioulnar			Radioulnar			Radioulnar			Radioulnar			
	DP	2,48	2,73	1,94	2,64	4,29	3,87	2,16	7,61	3,27	2,86	2,86	4,96	4,56	6,19	7,59	3,33	9,46	5,47
	Média	39,83	34,83	42,50	40,33	29,00	41,33	39,33	31,00	38,17	38,33	36,50	39,33	37,80	34,40	38,60	38,80	27,80	38,20
	DP	4,36	10,19	3,45	3,08	6,36	3,39	1,51	9,01	8,84	1,21	8,69	2,94	1,79	5,86	3,36	2,17	4,92	3,19
Lidocaína	Escapular			Escapular			Escapular			Escapular			Escapular			Escapular			
	Média	37,67	37,17	38,33	37,67	38,17	37,83	36,83	40,00	39,83	36,33	35,67	38,17	38,17	35,17	37,33	37,00	32,67	37,50
	DP	2,58	2,64	2,34	1,51	3,49	2,86	1,72	4,73	3,25	2,66	5,82	3,06	2,79	5,98	6,12	3,69	5,96	7,77
	Média	38,67	35,67	41,83	38,67	38,83	41,67	38,83	34,67	39,17	38,33	37,83	41,17	39,80	35,80	38,80	38,20	34,00	36,60
Controle	Escapular			Escapular			Escapular			Escapular			Escapular			Escapular			
	DP	2,80	7,28	3,76	2,80	2,86	3,88	1,83	8,29	4,58	2,25	4,79	3,87	2,95	6,34	2,59	2,49	4,00	3,58

DP = Desvio padrão, T1 = antes do estímulo, T2 = imediatamente após o estímulo e T3 = um minuto após o estímulo elétrico

Apêndice 4. Valores médios e desvios-padrão da temperatura nos tratamentos controle e lidocaína ao longo do tempo (30, 60, 90 120, 150 e 180 minutos), nos momentos: antes, imediatamente após e um minuto após o estímulo elétrico. nas regiões radioulnar, umeral e escapular, em seis cães.

		30 minutos			60 minutos			90 minutos			120 minutos			150 minutos			180 minutos		
		T1	T2	T3	T1	T2	T3	T1	T2	T3	T1	T2	T3	T1	T2	T3	T1	T2	T3
Lidocaína	<i>Média</i>	37,90	37,90	37,90	38,23	38,23	38,23	38,15	38,15	38,15	38,03	38,03	38,03	38,13	38,13	38,13	38,03	38,03	38,03
	<i>DP</i>	0,28	0,28	0,28	0,37	0,37	0,37	0,40	0,40	0,40	0,29	0,29	0,29	0,21	0,21	0,21	0,31	0,31	0,31
	<i>Média</i>	37,80	37,80	37,80	38,13	38,13	38,13	38,30	38,30	35,80	38,14	38,14	38,14	38,18	38,18	38,18	38,23	38,23	38,23
	<i>DP</i>	0,35	0,35	0,35	0,41	0,41	0,41	0,26	0,26	5,07	0,09	0,09	0,09	0,17	0,17	0,17	0,25	0,25	0,25
		Umeral			Umeral			Umeral			Umeral			Umeral			Umeral		
Lidocaína	<i>Média</i>	37,98	37,98	37,98	38,22	38,22	38,22	38,17	38,17	38,17	38,05	38,05	38,05	38,17	38,17	38,17	38,07	38,07	38,07
	<i>DP</i>	0,28	0,28	0,28	0,45	0,45	0,45	0,38	0,38	0,38	0,33	0,33	0,33	0,21	0,21	0,21	0,24	0,24	0,24
	<i>Média</i>	37,75	37,75	37,75	38,15	38,15	38,15	38,38	38,38	38,38	38,20	38,20	38,20	38,13	38,13	38,13	38,23	38,23	38,23
	<i>DP</i>	0,31	0,31	0,31	0,50	0,50	0,50	0,26	0,26	0,26	0,16	0,16	0,16	0,30	0,30	0,30	0,25	0,25	0,25
		Escapular			Escapular			Escapular			Escapular			Escapular			Escapular		
Lidocaína	<i>Média</i>	37,90	37,90	37,90	38,27	38,27	38,27	38,20	38,20	38,20	38,10	38,10	38,10	38,13	38,13	38,13	38,10	38,10	38,10
	<i>DP</i>	0,28	0,28	0,28	0,49	0,49	0,49	0,35	0,35	0,35	0,32	0,32	0,32	0,22	0,22	0,22	0,21	0,21	0,21
	<i>Média</i>	37,68	37,68	37,68	38,15	38,15	38,15	38,35	38,35	38,35	38,24	38,24	38,22	38,20	38,20	38,20	38,28	38,28	38,28
	<i>DP</i>	0,22	0,22	0,22	0,41	0,41	0,41	0,31	0,31	0,31	0,17	0,17	0,15	0,24	0,24	0,24	0,30	0,30	0,30

DP = Desvio padrão, T1 = antes do estímulo, T2 = imediatamente após o estímulo e T3 = um minuto após o estímulo elétrico