

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA E ZOOTECNIA

"ANATOMIA DESCRITIVA DO ENCÉFALO, OLHO E ÓRBITA DA
CAPIVARA (*Hydrochoerus hydrochaeris*, LINNAEUS, 1766) POR MEIO
DA RESSONÂNCIA MAGNÉTICA"

LIDIANE DA SILVA ALVES

Botucatu, SP

Março 2019

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA E ZOOTECNIA

"ANATOMIA DESCRITIVA DO ENCÉFALO, OLHO E ÓRBITA DA
CAPIVARA (*Hydrochoerus hydrochaeris*, LINNAEUS, 1766) POR MEIO
DA RESSONÂNCIA MAGNÉTICA"

LIDIANE DA SILVA ALVES

Tese apresentada junto ao Programa de Pós-Graduação em Animais Selvagens, Área de concentração Radiologia Veterinária, da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da UNESP – Campus de Botucatu para obtenção do título de Doutora.

Orientador: Prof. Dr. Luiz Carlos Vulcano

Botucatu, SP

Março 2019

A474a Alves, Lidiane da Silva
 Anatomia descritiva do encéfalo, olho e órbita da
 capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*, Linnaeus, 1766)
 por meio da ressonância magnética / Lidiane da Silva
 Alves. -- Botucatu, 2019
 65 p. : il., tabs., fotos

 Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista
 (Unesp), Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia,
 Botucatu
 Orientador: Luiz Carlos Vulcano

 1. Roedores. 2. Caviidae. 3. Órbita. I. Título.

Sistema de geração automática de fichas catalográficas da Unesp. Biblioteca da
Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Botucatu. Dados fornecidos
pelo autor(a).

Essa ficha não pode ser modificada.

Autora: Lidiane da Silva Alves

Título: "Anatomia descritiva do encéfalo, olho e órbita da capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*, Linnaeus, 1766) por meio da ressonância magnética"

COMISSÃO EXAMINADORA

Prof. Dr. Luiz Carlos Vulcano
Presidente/Orientador
Departamento de Reprodução Animal e Radiologia Veterinária
FMVZ – UNESP – Botucatu

Prof^a. Dr^a. Maria Jaqueline Mamprim
Membro
Departamento de Reprodução Animal e Radiologia Veterinária
FMVZ – UNESP – Botucatu

Prof. Dr. Bruno Cesar Schimming
Membro
Departamento de Anatomia
IBB – UNESP – Botucatu

Dr^a. Danuta Pulz Doiche
Membro
Médica veterinária radiologista autônoma

Prof. Dr^a Zara Bortolini
Membro
Departamento de Medicina Veterinária
Universidade Estadual do Centro-Oeste - UNICENTRO

Data da defesa: 18 de março de 2019

DEDICATÓRIA

Ao meu pai, à minha mãe e
ao meu irmão.

AGRADECIMENTOS

Aos meus pais, Pedro e Iodenir, que, com muito esforço e dedicação, me proporcionaram a profissão que almejei desde os meus 6 anos de idade e que sempre me apoiaram nas minhas decisões e, graças à eles, estou finalizando mais uma etapa da minha formação. Agradeço também ao meu irmão, Danilo, pelo seu companheirismo e sua torcida pelo meu sucesso e à minha tia, Ioneide, que me apoiou e me ajudou quando mais precisei durante essa jornada.

Ao meu orientador, Luiz Carlos Vulcano, pela oportunidade de realizar o doutorado mesmo nesse momento de encerramento de suas atividades educacionais. Agradeço a disponibilidade, confiança e orientação.

Às professoras do Departamento de Reprodução Animal e Radiologia Veterinária, Maria Jaqueline Mamprim e Vânia Maria de Vasconcelos Machado, pelos ensinamentos durante minha jornada desde a residência médica.

Ao meu amigo, André Nanny Le Sueur Vieira, por, além de compartilhar a graduação em nossa cidade natal, dividir a moradia comigo na cidade dos bons ares e ter se tornado um grande amigo, companheiro e confidente. Agradeço essa amizade que já dura há anos.

Aos amigos residentes e pós-graduandos, Jeana Pereira da Silva, Maria Cristina Castiglioni, Clarice Megrid Carrilho, Talita Eising, Whítara Ferreira de Lima, Fernanda Gabriela, Isis Pinto da Costa e Danuta Pulz Doiche, pela amizade e risadas no setor de Diagnóstico por Imagem e fora dele.

À minha amiga e eterna "R5", Viviam Rocco Babicsak, pela amizade e pelas viagens juntas que fizemos nessa trajetória de pós-graduação participando de congressos à fora (Rio de Janeiro, 2013, Pernambuco, 2014; Tailândia, 2015; Escandinávia, 2017).

Ao Setor de Animais Selvagens pelos animais necessários para o projeto e todo o apoio fornecido; ao tecnólogo, Heraldo André Catalan Rosa, pela confecção dos exames de Ressonância Magnética; à anestesista, Carolina Hagy Giroto, pelos serviços anestésicos nos animais do projeto; e ao professor Bruno Cesar Schimming, pelo auxílio na confecção do modelo encefálico e à contribuição dos conhecimentos anatômicos.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e à Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) pela bolsa de estudos concedida proporcionando, assim, a realização deste estudo e a minha permanência e exclusividade no programa de pós-graduação.

"Forever trusting who we are and nothing else matters"

James Hetfield / Lars Ulrich

LISTA DE ABREVIACÕES

3D	Três dimensões
a.	Artéria
CEUA	Comissão de Ética no Uso de Animais
cm	Centímetros
DICOM	<i>Digital Imaging and Communications in Medicine</i> (comunicações de imagens digitais na medicina)
DP	Desvio padrão
FAPESP	Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo
FMVZ	Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia
FOV	<i>Field of view</i>
<i>H. hydrochaeris</i>	<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>
<i>H. isthmus</i>	<i>Hydrochoerus isthmus</i>
IM	Intramuscular
Kg	Quilograma
LCE	Líquido cerebrospinal
m	Metro
mm	Milímetro
NCs I-XII	Nervos cranianos de um a doze
P1	Ponto mais rostral do nervo óptico
P2	Ponto mais caudal do nervo óptico
PACS	<i>Picture Archiving and Communication System</i> (sistema de comunicação e arquivamento de imagem)
RM	Ressonância magnética
SD	<i>Standard deviation</i>
T1	Sequência T1 da ressonância magnética
T2	Sequência T2 da ressonância magnética
TC	Tomografia computadorizada
TE	Tempo de eco
TR	Tempo de repetição
UNESP	Universidade Estadual Paulista

ANEXOS 1

Tabela 1. Lista numérica e alfabética das estruturas anatômicas^a do encéfalo que estão representadas nas imagens de ressonância magnética e de peças anatômicas das figuras 3-8.....41

Fig. 1. Imagens em cortes transversais de ressonância magnética de capivara em nível do diencéfalo em sequências (A) SE T1 e (B) FSE T2. Note a sutura craniana (setas) hipointensa entre os ossos parietal (P) e temporal (T).42

Fig. 2. Encéfalo de capivara em vista (A) dorsal, (B) ventral, (C) lateral esquerda e (D) sagital mediano. Os lobos estão destacados em diferentes cores, sendo a área vermelha correspondendo o lobo frontal, a área azul ao lobo parietal, a área verde ao lobo temporal, a área amarela ao lobo occipital e a área roxa ao lobo piriforme. Note o formato hexágono do encéfalo em vista dorsal e ventral.42

Fig. 3. (A-C) imagens de ressonância magnética ponderadas em T1 (TR=33,00, TE=14,00) em corte transversal e (A'-C') cortes transversais anatômicos do encéfalo de capivara sendo representados por linhas de referências na imagem sagital mediano ponderada em T1 no topo da figura. As legendas estão indexadas na Tabela 1. *Azul=telencéfalo e rinencéfalo; laranja=metencéfalo e mielencéfalo; rosa=diencéfalo; verde=mesencéfalo*.....43

Fig. 4. (D-F) imagens de ressonância magnética ponderadas em T1 (TR=33,00, TE=14,00) em corte transversal magnética e (D'-F') cortes transversais anatômicos do encéfalo de capivara sendo representados por linhas de referências na imagem sagital mediano ponderada em T1 no topo da figura. As legendas estão indexadas na Tabela 1. *Azul=telencéfalo e rinencéfalo; laranja=metencéfalo e mielencéfalo; rosa=diencéfalo; verde=mesencéfalo*.....44

Fig. 5. (G-I) imagens de ressonância magnética ponderadas em T1 (TR=33,00, TE=14,00) em corte transversal e (G'-I') cortes transversais anatômicos do encéfalo de capivara sendo representados por linhas de referências na imagem sagital mediano ponderada em T1 no topo da figura. As legendas estão indexadas na Tabela 1. *Azul=telencéfalo e rinencéfalo; laranja=metencéfalo e mielencéfalo; rosa=diencéfalo; verde=mesencéfalo*.....45

Fig. 6. (A) imagem de ressonância magnética ponderada em T1 (TR=33,00, TE=14,00) em corte sagital mediano e (A') corte sagital mediano anatômico do encéfalo de capivara sendo representados por linhas de referências na imagem dorsal ponderada em T1 à esquerda da figura. As legendas estão indexadas na Tabela 1. *Azul=telencéfalo e rinencéfalo; laranja=metencéfalo e mielencéfalo; rosa=diencéfalo; verde=mesencéfalo*.....46

Fig. 7. (B, C) imagens de ressonância magnética ponderadas em T1 (TR=33,00, TE=14,00) em corte sagital e (B', C') cortes sagitais anatômicos do encéfalo de capivara sendo representadas por linhas de referências na imagem dorsal ponderada em T1 no topo da figura. As legendas estão indexadas na Tabela 1. *CO=cone óptico; Azul=telencéfalo e rinencéfalo; laranja=metencéfalo e mielencéfalo; rosa=diencéfalo; verde=mesencéfalo*.....47

Fig. 8. (A-C) imagens de ressonância magnética ponderadas em T1 (TR=33,00, TE=14,00) em corte dorsal sendo representadas por linhas de referências na imagem sagital mediano ponderada em T1 à esquerda da figura A. As legendas estão indexadas na Tabela 1. *Azul=telencéfalo e rinencéfalo; laranja=metencéfalo e mielencéfalo; rosa=diencéfalo; verde=mesencéfalo*.....48

Fig. 9. Imagens de ressonância magnética ponderadas em T1 (TR=33,00, TE=14,00) em cortes (A) dorsal, (B) transversal e (C) sagital em níveis dos bulbos olfatórios. Note a extensão rostral dos bulbos olfatórios (setas) em relação aos lobos frontais (asteriscos), associado aos longos pedúnculos olfatórios (pontas de setas). A área hipointensa no interior de cada bulbo olfatório corresponde ao ventrículo olfatório preenchido por fluido cerebroespinal. *LE=labirinto etmoidal; SF=seio frontal*.....49

Fig. 10. Fotografia da peça anatômica encefálica de uma capivara adulta em vista ventral sem (A) e com (B) destaque das artérias da base do encéfalo de maior diâmetro. Sequência T2 da ressonância magnética em corte transversal em (C) nível de mesencéfalo e em (D) nível de tálamo. a-artéria basilar; b-artéria cerebelar rostral; c-ramo terminal da artéria basilar; d-artéria cerebral caudal; e-artéria cerebral média; f-artéria oftálmica interna; g-artéria comunicante rostral. *BO=bulbo olfálmico; H=hipófise; LF=lobo frontal; LP=lobo piriforme; LT=lobo temporal; M=mesencéfalo; MO=medula oblonga; P=ponte; T=tálamo*.....49

ANEXOS 2

Tabela 1 Análises descritivas (média, desvio padrão, mínimo e máximo) das mensurações das estruturas oculares e de nervo óptico de capivaras63

Figura 1 Imagem de RM em corte dorsal oblíquo do bulbo ocular direito de uma capivara adulta na sequência ponderada em T1 (TR=33,00, TE=14,00) demonstrando (A) o ponto de mensuração mais rostral do nervo óptico em nível intraorbital, representado pela linha tracejada, e (B) o ponto de mensuração mais caudal do nervo óptico em nível extraorbital, representado pela linha contínua. *BO=bulbo ocular; QO=quiasma óptico.*63

Figura 2 Imagem de RM em corte transversal de bulbo ocular direito de uma capivara adulta nas (A) sequências T2 e (B,C) T1. 1. câmara anterior. 2. lente. 3. Corpo vítreo. 4. Seio frontal. 5. Gordura intraperiorbital. 6. Esclera. 7. Corpo ciliar. 8. Córnea. 9. M. reto dorsal. 10. M. oblíquo dorsal. 11. M. reto medial. 12. M. reto ventral.64

Figura 3 Imagem de RM em corte sagital oblíquo da órbita esquerda de uma capivara adulta nas sequências (A) T2 e (B,C) T1. 1. Seio frontal. 2. Bulbo ocular. 3. Gordura intraperiorbital. 4. M. reto dorsal. 5. M. retrator do bulbo. 6. Nervo óptico. 7. M. reto ventral.64

Figura 4 Imagem de RM ponderada em T1 (TR=33,00, TE=14,00) em corte dorsal oblíquo, sendo a face rostral no topo da imagem. *OD=bulbo ocular direito; OE=bulbo ocular esquerdo.* 1. Nervo óptico, 2. Quiasma óptico.....64

Figura 5 Imagem de RM em corte transversal de bulbo ocular direito de uma capivara adulta nas (A) sequências T2 e (B) T1. 1. Pálpebra superior, 2. Glândula lacrimal, 3. Pálpebra inferior. *OD=olho direito.*.....65

SUMÁRIO

CAPÍTULO I - CONSIDERAÇÕES INICIAIS	1
CAPÍTULO II - REVISÃO DA LITERATURA.....	3
1. ECOLOGIA DA CAPIVARA (<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>).....	3
2. RESSONÂNCIA MAGNÉTICA	5
3. ANATOMIA ENCEFÁLICA	6
3.1 Telencéfalo.....	6
3.2 Rinencéfalo	7
3.3 Diencéfalo	8
3.4 Mesencéfalo	9
3.5 Metencéfalo e mielencéfalo	10
3.6 Encéfalo de capivaras	11
4. ANATOMIA DA ÓRBITA.....	12
4.1 Bulbo ocular.....	13
4.2 Anexos intraorbitários	14
4.3 Órbita de capivaras	14
5. BIBLIOGRAFIA	16
CAPÍTULO III - TRABALHOS CIENTÍFICOS	21
A) Anatomic and magnetic resonance imaging atlas of the brain of the capybara, <i>Hydrochoerus hydrochaeris</i> (Rodentia, Hystricognathi).....	21
1 INTRODUÇÃO	23
2 MATERIAIS E MÉTODOS.....	24
3 RESULTADOS.....	26
4 DISCUSSÃO	27
5 CONCLUSÃO	32
REFERÊNCIAS.....	33
ANEXOS 1	41
B) Normal eye and orbit of the capybara, <i>Hydrochoerus hydrochaeris</i> (Rodentia, Hystricognathi), by Magnetic Resonance Imaging	50
1 INTRODUÇÃO	53
2 MATERIAIS E MÉTODOS.....	54
3 RESULTADOS.....	55
4 DISCUSSÃO	56
REFERÊNCIAS.....	59
ANEXOS 2	63

ALVES, L. S. Anatomia descritiva do encéfalo, olho e órbita da capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*, Linnaeus, 1766) por meio da ressonância magnética. Botucatu, 2019. 65 p. Tese (Doutorado) - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", *Campus* de Botucatu.

RESUMO

Este estudo teve por objetivo descrever a anatomia das estruturas intracranianas em capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) *in vivo* por meio da ressonância magnética, propiciando informações mais detalhadas da anatomia encefálica e ocular desta espécie. Foram utilizados oito animais e duas peças anatômicas encefálicas para o estudo descritivo comparando-os com animais domésticos e outros roedores, sendo observado redução dos sulcos e giros cerebrais, bulbos olfatórios e hipófise proeminentes e evidenciação do ventrículo olfatório. Além das estruturas do encéfalo, foram avaliados também o bulbo ocular e a órbita desses animais obtendo a média (\pm DP) do comprimento axial do bulbo ocular de $24,1 \pm 1,8$ mm, profundidade da câmara anterior de $2,8 \pm 1,8$ mm, espessura da lente de $8,5 \pm 0,7$ mm e espessura do nervo óptico de $2,9 \pm 0,6$ mm e $2,6 \pm 0,6$ mm para o terço proximal e distal, respectivamente. Com esses estudos, foi possível concluir que capivaras apresentaram sulcos e giros em maior proporção do que outros roedores e a hipófise e bulbo olfatório dessa espécie foram mais amplos quando comparado aos animais domésticos. Além disso, as estruturas da órbita apresentaram melhor detalhamento da sequência T1 de ressonância magnética e que as medidas, apesar de serem utilizadas na rotina ultrassonográfica, podem ser utilizadas como complemento para o estudo da órbita de capivara por meio da ressonância magnética.

Palavras-chave: Roedores, Caviidae, animais selvagens, anatomia, sistema nervoso central, órbita, crânio

ALVES, L. S. Descriptive anatomy of the brain, eye and orbit of the capybara (*Hydrochoerus hydrochaeris*, Linnaeus, 1766) by means of Magnetic Resonance Imaging. Botucatu, 2019. 65 p. Tese (Doutorado) - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", *Campus* de Botucatu.

ABSTRACT

The aim of this study was to describe the anatomy of intracranial structures in living capybara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) by means of magnetic resonance imaging (MRI) providing more detailed information of brain, eye and orbit anatomy of this species. Eight capybaras and two anatomic encephalic specimens were used for the descriptive study comparing them with domestic animals and other rodents, observing reduction of the sulcus and gyrus, prominent olfactory bulb and pituitary, and presence of the olfactory ventricle. In addition, ocular bulb and orbit of these animals were also evaluated, obtaining the (\pm SD) of the axial length of the eye bulb of 24.1 ± 1.8 mm, anterior chamber depth of 2.8 ± 0.6 mm, lens thickness of 8.5 ± 0.7 mm, and optic nerve thickness of 2.6 ± 0.6 and 2.9 ± 0.6 mm from proximal to distal portion, respectively. In conclusion, capybaras had sulcus and gyrus in a greater proportion than other rodents and the hypophysis and olfactory bulb were more extensive when compared to domestic animals. In addition, the orbital structures presented better detail on T1 MR images and that measurements used in the ultrasound routine can be used as a complement for the study of the orbit of capybaras by means of MRI exams.

Key words: Rodentia, Caviidae, wild animals, anatomy, central nervous system, orbit, skull

CAPÍTULO I

CONSIDERAÇÕES INICIAIS

A capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) é considerada o maior roedor e faz parte da nossa fauna, estando presente em todos os países da América do Sul, exceto no Chile. Até o momento, esta espécie não se encontra em risco de extinção, porém é alvo de caças ilegais e, por ocuparem parques públicos e áreas residenciais, muitas vezes se envolvem em acidentes automobilísticos, provocando lesões e, conseqüentemente, são encaminhadas para centros de animais silvestres para receber o respectivo tratamento.

Na medicina veterinária, existem centros de animais exóticos e selvagens que utilizam a radiografia e a ultrassonografia como métodos de diagnóstico. Contudo, a tomografia computadorizada e a ressonância magnética estão começando a fazer parte da rotina clínica desses animais. A ressonância magnética tem vantagem sobre a tomografia computadorizada por proporcionar resolução espacial superior e contraste de partes moles. Sendo assim, é possível obter definição das estruturas intracranianas, tendo um diagnóstico mais preciso.

Os estudos anatômicos em diferentes espécies proporcionam informações que se somam e passam a constituir importante fonte de consulta para a sociedade e comunidade científica. Entretanto, o conhecimento dos diversos aspectos da anatomia encefálica e da órbita da capivara ainda é escasso, tornando-se importante estudos descritivos a fim de oferecer subsídios para um melhor entendimento do processo evolutivo destes animais, o que representa fator relevante para sua preservação e proteção. Sendo assim, este estudo objetivou estudar a anatomia do encéfalo, olho e órbita de capivara por meio de imagens de ressonância magnética, com o auxílio de peças anatômicas encefálicas, para contribuir com a interpretação e elucidação diagnóstica de doenças nesta espécie.

O trabalho foi dividido em capítulos para melhor compreensão dos temas abordados. O capítulo seguinte (capítulo II) corresponde à revisão da literatura, abordando os principais temas relacionados ao projeto de pesquisa como: a ecologia da capivara, descrevendo características e hábitos dessa espécie; a ressonância magnética, explicando sua funcionalidade básica e suas indicações como modalidade diagnóstica; a anatomia encefálica e das estruturas da órbita, detalhando as estruturas do encéfalo com

base nos animais domésticos, a fim de obter um comparativo com a anatomia do encéfalo e do olho de capivaras.

Após a compreensão quanto aos principais temas abordados, segue o último capítulo (capítulo III), que está representado pelos artigos científicos produzidos a partir dos dados coletados do tema proposto para o projeto de pesquisa. Neste capítulo, serão apresentados dois artigos originais que serão submetidos em revistas internacionais, sendo um na revista *Anatomia, Histologia, Embryologia* e um na *Veterinary Ophthalmology*. O primeiro artigo foi desenvolvido com ênfase na descrição anatômica do encéfalo de capivaras por meio da ressonância magnética e peças anatômicas do encéfalo. O segundo artigo teve ênfase no bulbo ocular e na órbita de capivaras por meio da ressonância magnética, contando com a colaboração de oftalmologista.

CAPÍTULO II

REVISÃO DA LITERATURA

1. ECOLOGIA DA CAPIVARA (*Hydrochoerus hydrochaeris*)

O termo capivara vem da língua tupi guarani, o qual é denominado de *kapii'gwara*, que significa comedor de grama (*kapii* = "grama" + *gwara* = "comedor") (MOREIRA *et al.*, 2013). É um mamífero pertencente à ordem Rodentia, a qual representa mais de 40% das espécies de mamíferos da América do Sul (PACHALY; ACCO; LANGE, 2001), subordem Hystricomorpha, infraordem Hystricognathi, família Caviidae e subfamília Hydrochoerinae (VUCETICH; DESCHAMPS; PÉREZ, 2013).

A distribuição geográfica do *H. hydrochaeris* predomina na América do Sul, desde o oeste dos Andes da Venezuela até La Plata River na Argentina (MONES; OJASTI, 1986; MOREIRA *et al.*, 2013). O Chile é o único país da América do Sul que não possui capivaras, e o Panamá é o único país da América Central onde são encontradas (MOREIRA *et al.*, 2013). Essa espécie habita uma grande variedade de habitats de planície perto de lagoas, lagos, rios, córregos, reservatórios e pântanos, exceto bacias menores de domínios mais áridos (OLIVEIRA; BONVICINO, 2006).

Capivaras vivem em grupos, variando de 5 a 14 adultos (MOREIRA *et al.*, 2013), a fim de obter sucesso de reprodução e sobrevivência (HERRERA, 2013). Normalmente, os animais idosos, doentes ou agressivos são expulsos do grupo, tornando-se "errantes" que, geralmente, se movem a outros grupos (PACHALY; ACCO; LANGE, 2001).

H. hydrochaeris é considerado o maior roedor do mundo (MONES; OJASTI, 1986; PACHALY; ACCO; LANGE, 2001; MOREIRA *et al.*, 2013), com adultos pesando de 35 a 65 kg, sem variação entre sexos (MOREIRA *et al.*, 2013). O tamanho e o peso aumentam em relação a latitude, sendo em algumas regiões brasileiras e uruguaianas podendo pesar cerca de 90 kg (PACHALY; ACCO; LANGE, 2001). Seu corpo é robusto, formato oblongo, com a média do comprimento total do corpo de 1,2 m e altura de cernelha de 0,6 m, e membros curtos (MOREIRA *et al.*, 2013). A pelagem é

longa e grossa, de coloração acinzentada em região dorsal, e de castanha a amarelada nas regiões inferiores (OLIVEIRA; BONVICINO, 2006).

Os dentes incisivos são fortes e altamente especializados para cortar grammas (MONES; OJASTI, 1986; MOREIRA *et al.*, 2013) e molares são estruturados para reduzir o tamanho das partículas para 0,001 a 0,3 mm (BARRETO; QUINTANA, 2013). Esses animais têm adaptações fisiológicas e anatômica para uma dieta herbívora (MOREIRA *et al.*, 2013), principalmente de gramíneas e plantas aquáticas (OLIVEIRA; BONVICINO, 2006). Normalmente, as capivaras regurgitam e mastigam sua comida enquanto estão descansando, semelhante aos ruminantes (LORD, 1994). Esses animais também fazem cecotrofia, que é a ingestão de fezes diretamente do ânus, comum entre os roedores, e normalmente são as primeiras fezes excretadas, que são mais pastosas que as seguintes (MENDES *et al.*, 2000; PACHALY; ACCO; LANGE, 2001).

Os machos dominantes do grupo são providos de uma glândula sebácea nasal ovalada, protuberante e escura, porém esta glândula também pode ser visível em algumas fêmeas (PACHALY; ACCO; LANGE, 2001; MOREIRA *et al.*, 2013). A principal função dessa glândula é a marcação territorial e impor hierarquia, distinguindo dominante de subordinados (MACDONALD; HERRERA, 2013).

No Brasil e em outros países da América do Sul existem caças ilegais dessa espécie e, devido a urbanização, ocupam parques públicos e áreas residenciais causando acidentes automobilísticos (MOREIRA *et al.*, 2013). Os principais produtos providos da capivara são carne, couro e gordura (MONES; OJASTI, 1986; PINHEIRO; MOREIRA, 2013). O óleo de capivara pode ser usado de forma medicinal para casos de asma, reumatismo, alergias, bronquite, pneumonia, desnutrição e cicatrização de feridas. O esterco de capivaras pode ser usado em compostos, vermicultura e como fertilizante (PINHEIRO; MOREIRA, 2013).

As capivaras podem sofrer geralmente de estresse e escorbuto quando confinadas em cativeiros, por isso, a saúde desses animais depende de um bom manejo sanitário. Das principais afecções de caráter zoonótico estão as doenças virais, como a raiva e febre aftosa, e as doenças bacterianas, como a brucelose (*Brucella abortus*) e leptospirose (*Leptospira* spp.). Além disso, um dos ectoparasitas que acomete comumente capivaras é o *Amblyomma cajennense*, principal vetor na América do Sul e Central de *Rickettsia rickettsii*, o agente etiológico da febre maculosa transmitida para humanos pela mordida de larvas ou ninfas deste carrapato (CUETO, 2013).

2. RESSONÂNCIA MAGNÉTICA

O diagnóstico por imagem em animais exóticos e selvagens proporciona aos biólogos, zoólogos, anatomistas e médicos veterinários a compreensão da sua anatomia nos animais *in vivo* (FARROW, 2009; STEINMETZ; MAKARA, 2014). A ressonância magnética (RM) é uma modalidade de imagem de alta resolução que tem como vantagem sobre as imagens radiográficas convencionais a eliminação de sobreposição de imagens, pois o exame é realizado em cortes finos da região em estudo (GAVIN, 2009). Além disso, as imagens podem ser realizadas em diferentes planos para melhor avaliação, como os planos transversal, sagital e dorsal, e em diferentes sequências, como T1 e T2. A RM utiliza a reação dos prótons de hidrogênio (H^+) no campo magnético para formar as imagens, sendo assim, é uma ferramenta ideal para avaliar estruturas ricas em água e lipídios (D'ANJOU, 2013).

Em suma, na sequência T1 há realce de tecido adiposo, apresentando-se hiperintenso, e os líquidos em geral são hipointensos. A substância branca tende a ter tom de cinza claro e a substância cinzenta tom de cinza escuro, por isso essa sequência é comumente utilizada para avaliação anatômica. A sequência T2 apresenta líquidos hiperintensos, como o líquido cerebrospinal (LCE) e edema, e o tecido adiposo recebe tonalidade de cinza claro à intermediário, dependendo do aparelho de RM. Nesta sequência, a tonalidade de cinza das substâncias branca e cinzenta se inverte, tornando-se cinza escuro a substância branca e cinza claro a substância cinzenta (GAVIN, 2009; D'ANJOU, 2013).

Ainda existem poucas unidades de aparelhos de ressonância magnética de uso veterinário no mundo todo quando comparado à medicina humana. Isto ocorre devido ao elevado custo de aquisição e manutenção dos equipamentos (MACKEY *et al.*, 2008). Os aparelhos que apresentam custos mais acessíveis tendem a ser de baixo campo, ou seja, possui qualidade diagnóstica baixa (GAVIN, 2009).

Até o momento, não foram encontrados na literatura estudos em capivaras utilizando RM. Já em outros roedores, sendo mais comum ratos de laboratório, encontram-se vários trabalhos avaliando o encéfalo na RM, porém são estudos voltados à medicina humana (ANDERSEN; TUFIK, 2016), como na compreensão de distúrbios

cognitivos (BIMONTE-NELSON, 2015) e acidente vascular encefálico (DIRNAGL, 2016).

3. ANATOMIA ENCEFÁLICA

As descrições anatômicas do encéfalo foram separadas de acordo com as subdivisões embrionárias (telencéfalo, rinencéfalo, diencéfalo, mesencéfalo, metencéfalo e mielencéfalo). Devido a escassez de dados em neuroanatomia encefálica de capivaras, as estruturas anatômicas foram referenciadas de animais domésticos já descritos na literatura correlacionando-as com os aspectos imagenológicos na RM.

3.1 Telencéfalo

O cérebro é subdividido em duas partes, denominadas de hemisférios cerebrais, pela fissura longitudinal cerebral. Os hemisférios cerebrais possuem sulcos e giros em suas superfícies, que podem ser em maior ou menor quantidade dependendo do tamanho e grau de evolução da espécie (GETTY, 1981; FLETCHER; BEITZ, 2013). Em cães, por exemplo, os sulcos e giros variam em número, localização, configuração e padrão entre raças e até mesmo entre indivíduos dentro da mesma raça (BAGLEY; GAVIN; HOLMES, 2009).

Cada hemisfério cerebral é dividido em lobos frontal, parietal, temporal e occipital baseado por sua proximidade aos ossos adjacentes (DYCE; SACK; WENSING, 2010). A substância branca dos hemisférios cerebrais tende a ser isointensa a discretamente hiperintensa em relação ao córtex cerebral nas sequências T1 da RM. Nas sequências T2, a substância branca tende a ser isointensa a hipointensa em relação ao córtex cerebral e hipointensa em relação ao LCE (BAGLEY; GAVIN; HOLMES, 2009).

O núcleo caudado, localizado no assoalho do ventrículo lateral, possui forma de vírgula, sendo a cabeça abaulada, o corpo seguindo a curva caudal da cavidade e a cauda relacionada ao teto de sua extensão ventral. O núcleo lentiforme é mais lateral e é dividido por uma intersecção de fibras nervosas em duas partes, globo pálido medial e putamen lateral. Os núcleos lentiforme e caudado são separados por fibras nervosas

denominadas de cápsula interna (DYCE; SACK; WENSING, 2010a). Nas imagens de RM, estes núcleos basais não podem ser distinguidos, pois apresentam-se isointensos em relação ao tecido cerebral adjacente (BAGLEY; GAVIN; HOLMES, 2009)

O corpo caloso é uma comissura inter-hemisférica composta por uma extremidade rostral arredondada (joelho), região alongada média (tronco) e uma extremidade caudal romboide (esplênio) (GETTY, 1981; FLETCHER; BEITZ, 2013). Dorsalmente ao corpo caloso, está localizado o giro do cíngulo (DYCE; SACK; WENSING, 2010a) e ventralmente, ligado a ele pelo septo telencefálico, está o fórnix (GETTY, 1981; FLETCHER; BEITZ, 2013). Tanto o corpo caloso e o fórnix podem ser visibilizados na sequência T1 da RM como área discretamente hiperintensa em relação à substância cinzenta do córtex cerebral (BAGLEY; GAVIN; HOLMES, 2009).

Os ventrículos laterais estão situados nos hemisférios cerebrais como estruturas simétricas e alongadas, que são separadas pelo septo telencefálico (GETTY, 1981; FLETCHER; BEITZ, 2013). Rostralmente, os ventrículos laterais se estreitam continuando como um divertículo do corno ventral para dentro do bulbo olfatório (GETTY, 1981; BAGLEY; GAVIN; HOLMES, 2009; FLETCHER; BEITZ, 2013). No interior de cada ventrículo lateral, assim como no terceiro e quarto ventrículos, existe o que é denominado de plexo coroide, responsável pela produção do LCE (GETTY, 1981; DYCE; SACK; WENSING, 2010a; FLETCHER; BEITZ, 2013). Esse LCE presente dentro dos ventrículos, assim como no espaço subaracnoide de meninges e demais cisternas, apresentam hiperintensidade de sinal na sequência T2 da RM e hipointensidade de sinal nas sequências T1 e FLAIR (BAGLEY; GAVIN; HOLMES, 2009). A formação hipocampal faz um semicírculo côncavo rostralmente que forma a parede medial do ventrículo lateral (DYCE; SACK; WENSING, 2010a).

3.2 Rinencéfalo

Os bulbos olfatórios localizam-se na parte mais rostral do encéfalo e são separados dos hemisférios cerebrais pelos sulcos rinais lateral e medial, e se estendem caudalmente pelos pedúnculos olfatórios para se unir aos lobos piriformes (GETTY, 1981; FLETCHER; BEITZ, 2013), que estão localizados medialmente ao lobo

temporal. O bulbo e o pedúnculo olfatórios são ocos e contém um ventrículo olfatório preenchido com LCE (DYCE; SACK; WENSING, 2010a; FLETCHER; BEITZ, 2013).

O primeiro par de nervo craniano (NC), nervo olfatório (NC I), passa pelos forames da lâmina cribiforme e se inserem nos bulbos olfatórios (GETTY, 1981; FLETCHER; BEITZ, 2013).

3.3 Diencefalo

O diencefalo está conectado bilateralmente à cada hemisfério cerebral pela cápsula interna e consiste em epitálamo, tálamo, metatálamo, hipotálamo e subtálamo. No epitálamo estão as habênulas que dão continuidade à glândula pineal (GETTY, 1981; FLETCHER; BEITZ, 2013), que é uma pequena estrutura projetando-se dorsalmente do diencefalo para o tronco encefálico atrás de uma evaginação do teto do terceiro ventrículo (DYCE; SACK; WENSING, 2010a). Por serem estruturas pequenas, as habênulas e a glândula pineal são pouco visibilizadas nas imagens de RM (BAGLEY; GAVIN; HOLMES, 2009).

O tálamo é a parte mais ampla do diencefalo, de aspecto convexo e que se une na linha média para formar a adesão intertalâmica, por onde circunda o terceiro ventrículo (GETTY, 1981; DYCE; SACK; WENSING, 2010a; FLETCHER; BEITZ, 2013). Nas imagens medianas sagitais da RM, observa-se a adesão intertalâmica como uma área circular isointensa ao córtex cerebral e localizada ventralmente ao fórnix (BAGLEY; GAVIN; HOLMES, 2009). Por meio de forames interventriculares, os ventrículos laterais se comunicam com o terceiro ventrículo (GETTY, 1981; FLETCHER; BEITZ, 2013).

O metatálamo consiste do corpo geniculado medial, que está ligado à superfície lateral do mesencefalo e coberto dorsalmente pelo braço do colículo rostral, e do corpo geniculado lateral, que está localizado dorsorrostral e discretamente lateral ao corpo geniculado medial (DYCE; SACK; WENSING, 2010a; FLETCHER; BEITZ, 2013).

O hipotálamo está situado ventral ao tálamo e medial ao subtálamo, ocupando o assoalho e a parede do terceiro ventrículo. As estruturas hipotalâmicas são o quiasma óptico, túber cinéreo e os corpos mamilares. O túber cinéreo é uma região tumefeita ventral à superfície hipotalâmica que dá origem ao infundíbulo, conectando-se à

hipófise (FLETCHER; BEITZ, 2013). Esta última localiza-se imediatamente ventral ao diencéfalo e pode ter áreas de hiperintensidade de sinal focal nas imagens de RM devido aos vários neurotransmissores presentes na hipófise (BAGLEY; GAVIN; HOLMES, 2009).

A região hipotalâmica caudal caracteriza-se pelos corpos mamilares, visibilizada na superfície caudoventral do diencéfalo (FLETCHER; BEITZ, 2013). O quiasma óptico, localizado rostralmente ao túber cinéreo, é formado pela junção do nervo óptico (NC II) que se origina na retina (GETTY, 1981; BAGLEY; GAVIN; HOLMES, 2009). Esse par de nervo é visto como estruturas filiformes isointensas ao córtex cerebral nas imagens de RM dispostas ventralmente aos hemisférios cerebrais (COUTURIER *et al.*, 2005; GOMES *et al.*, 2009). O subtálamo é a região diencefálica ventral ao tálamo e lateral ao hipotálamo (FLETCHER; BEITZ, 2013).

3.4 Mesencéfalo

Localizado entre o diencéfalo e a ponte, o mesencéfalo é composto pelo teto, aqueduto mesencefálico e pedúnculos cerebrais. O teto mesencefálico é formado por eminências pareadas que representam os colículos rostral e caudal. O aqueduto mesencefálico, ventral ao teto, é uma cavidade preenchida de LCE que atravessa longitudinalmente o mesencéfalo (GETTY, 1981; DYCE; SACK; WENSING, 2010a; FLETCHER; BEITZ, 2013). Nas imagens de RM, o aqueduto mesencefálico é visibilizado como trajeto hiperintenso em T2 e hipointenso em T1 que conecta o terceiro ao quarto ventrículo (BAGLEY; GAVIN; HOLMES, 2009).

Os pedúnculos cerebrais são dois grossos cordões que emergem rostralmente à ponte e que são separados pela fossa interpeduncular (GETTY, 1981; DYCE; SACK; WENSING, 2010a). Do aspecto dorsal para ventral, cada pedúnculo possui três regiões: tegmento, substância negra e a base do pedúnculo, ou *crus cerebri* (FLETCHER; BEITZ, 2013). A substância negra é vista como um núcleo escuro justamente entre as fibras do pedúnculo cerebral (GETTY, 1981). Contudo, devido as tonalidades de cinza, não é possível distinguir a substância negra nas imagens de RM (BAGLEY; GAVIN; HOLMES, 2009).

O nervo oculomotor (NC III) tem origem na parte ventrorrostral do mesencéfalo, na região do pedúnculo cerebral próximo à fossa interpeduncular, e o nervo troclear (NC IV) na parte caudodorsal (GETTY, 1981; DYCE; SACK; WENSING, 2010a), sendo o único par de nervo que emerge do aspecto dorsal do encéfalo (DYCE; SACK; WENSING, 2010a). Este último par de nervo é pouco visto nas imagens de RM em cães (COUTURIER *et al.*, 2005) e não identificado em gatos (GOMES *et al.*, 2009).

3.5 Metencéfalo e mielencéfalo

O metencéfalo corresponde à ponte e ao cerebelo e o mielencéfalo à medula oblonga (GETTY, 1981). A ponte está localizada entre o mesencéfalo e a medula oblonga e possui uma protuberância de fibras nervosas que percorre ao longo de sua superfície ventral formando o pedúnculo cerebelar médio (DYCE; SACK; WENSING, 2010a; FLETCHER; BEITZ, 2013), ou braço da ponte, que se estende dorsalmente para unir-se ao cerebelo.

O nervo trigêmeo (NC V) origina na parte lateral da ponte (GETTY, 1981; DYCE; SACK; WENSING, 2010a) e, como o nome sugere, consiste em três principais ramos que são os nervos oftálmico, maxilar e mandibular (BAGLEY; GAVIN; HOLMES, 2009). Por ser grande e extenso, o NC V e seus ramos são vistos com facilidade nas imagens de RM em cães e gatos (COUTURIER *et al.*, 2005; GOMES *et al.*, 2009)

O cerebelo é separado do cérebro pela fissura transversa, por onde passa o processo tentório do osso occipital (DYCE; SACK; WENSING, 2010a). O cerebelo, localizado na fossa posterior e dorsalmente ao tronco encefálico, é composto por duas metades simétricas laterais, os hemisférios cerebelares, e uma parte medial, o verme cerebelar. Existem duas principais fissuras que dividem o cerebelo em três grandes lobos, sendo a fissura prima dividindo os lobos rostral e caudal e a fissura uvulonodular, localizada entre os lobos caudal e floclonodular (GETTY, 1981; DYCE; SACK; WENSING, 2010a; FLETCHER; BEITZ, 2013). Dependendo do porte do animal, as fissuras e sulcos cerebelares são bem evidentes em imagens T2 da RM devido ao contraste hiperintenso do LCE nas meninges (BAGLEY; GAVIN; HOLMES, 2009). O cerebelo está separado da ponte e medula oblonga por meio da fossa romboide, que

representa o assoalho do quarto ventrículo (GETTY, 1981; FLETCHER; BEITZ, 2013). As margens dessa fossa são providas de três pares de pedúnculos cerebelares: rostral, caudal e médio (DYCE; SACK; WENSING, 2010a).

A medula oblonga possui duas pirâmides em sua face ventral, que são feixes de fibras orientadas longitudinalmente, separadas medialmente pela fissura mediana ventral e limitadas lateralmente pelo sulco lateral ventral (GETTY, 1981; DYCE; SACK; WENSING, 2010a). O corpo trapezoide é um trato de fibras transversais na superfície ventral da medula oblonga rostral (DYCE; SACK; WENSING, 2010a; FLETCHER; BEITZ, 2013). Contudo, tais estruturas não são bem distinguidas nas imagens de RM (BAGLEY; GAVIN; HOLMES, 2009).

O nervo abducente (NC VI) emerge do ângulo formado pela borda caudal do corpo trapezoide e a borda lateral da pirâmide (GETTY, 1981; DYCE; SACK; WENSING, 2010a). Este nervo é tão pequeno que não é possível visibilizá-lo nas imagens de RM em cães ou gatos (COUTURIER *et al.*, 2005; GOMES *et al.*, 2009). Os nervos facial (NC VII) e vestibulococlear (NC VIII) originam-se na extremidade lateral do corpo trapezoide (GETTY, 1981; DYCE; SACK; WENSING, 2010a) e podem ser facilmente visibilizados nas imagens de RM em cães e gatos (COUTURIER *et al.*, 2005; GOMES *et al.*, 2009).

O nervo glossofaríngeo (NC IX) tem origem na face lateral da medula oblonga, caudalmente ao corpo trapezoide, e o nervo vago (NC X) está localizado caudalmente ao NC IX. O nervo acessório (NC XI) possui duas raízes, uma cranial, que emerge da medula oblonga, e uma espinal, que emerge ao lado da medula espinal entre C3 e C7, dependendo da espécie. Por último, o nervo hipoglosso (NC XII), que emerge do sulco lateroventral da pirâmide, na porção caudal da medula oblonga (GETTY, 1981). Dos NCs IX ao XII é necessário realizar cortes mais finos na RM para identificá-los, além de experiência do avaliador (COUTURIER *et al.*, 2005; GOMES *et al.*, 2009).

3.6 Encéfalo de capivaras

Alguns autores têm estudado o sistema nervoso de capivaras comparando com espécies pertencentes à mesma ordem taxonômica. Campos e Welker (1976) compararam os encéfalos de capivara com os de porquinho-da-índia (*Cavia porcellus*)

utilizando estudos eletrofisiológicos e quantificação neuroanatômica. Além disso, existem estudos sobre a vascularização encefálica nessa espécie devido a grande diferença nos tipos de irrigação encefálica que ocorre nos roedores.

Reckziegel *et al.* (2001) demonstraram que a irrigação da vascularização encefálica na espécie *H. hydrochaeris* se origina, predominantemente, do sistema vertebrobasilar, e apresenta uma anastomose entre as artérias oftálmica interna e maxilar. Descreveram também que a artéria carótida interna em capivaras adultas são ausentes, observando um cordão fibroso em seu local de origem. Posteriormente, Steele *et al.* (2006) descreveram a morfologia da artéria carótida interna nessa espécie como uma estrutura atrofiada e a artéria basilar com diâmetro aumentado na vida adulta, indicando aumento do fluxo sanguíneo no sistema vertebrobasilar, aumentando, assim, a suscetibilidade destes animais à patologias vasculares, tal como acidente vascular encefálico.

Existe também a possibilidade de que a presença de células musculares lisas vasculares granulares (semelhantes à monócitos e/ou macrófagos) presentes na artéria basilar de capivaras seja um reflexo do processo de remodelamento da artéria devido a maturação animal e a regressão da artéria carótida interna (ISLAM; RIBEIRO; LOESCH, 2004). Outros estudos notaram que a artéria cerebral caudal surge do ramo terminal da artéria basilar rostralmente à raiz do nervo oculomotor e percorre dorsolateralmente o pedúnculo cerebral (RECKZIEGEL *et al.* 2004).

4. ANATOMIA DA ÓRBITA

A órbita é a cavidade cônica que contém o bulbo ocular e os anexos oculares (MURPHY; SAMUELSON; POLLOCK, 2013). Para avaliação das estruturas da órbita em imagens de RM é necessário realizar cortes sagitais e dorsais oblíquos, além de cortes transversais (MORGAN; DANIEL; DONNELL, 1994).

4.1 Bulbo ocular

O bulbo ocular em mamíferos domésticos apresentam formato quase esférico (DYCE; SACK; WENSING, 2010b; MURPHY; SAMUELSON; POLLOCK, 2013), sendo em equinos e bovino com discreta compressão anteroposterior (DYCE; SACK; WENSING, 2010b). O ponto mais elevado da córnea é denominado de polo anterior e o ponto mais elevado da superfície posterior é denominado de polo posterior, sendo a reta que passa pelos dois pontos denominada de eixo óptico (DYCE; SACK; WENSING, 2010b; MURPHY; SAMUELSON; POLLOCK, 2013). As estruturas anatômicas do bulbo ocular apresentam melhor definição em sequências T1 da RM (MORGAN; DANIEL; DONNELL, 1994).

A túnica fibrosa externa é composta pela esclera e córnea, a túnica vascular média pelo corpo ciliar, coroide, zônula e íris, e a túnica nervosa interna pela retina (DYCE; SACK; WENSING, 2010b; MURPHY; SAMUELSON; POLLOCK, 2013). Em imagens de RM, não é possível distinguir entre esclera, coroide e retina (D'AOÛT *et al.*, 2014).

A lente é uma estrutura sólida e biconvexa, sendo a superfície posterior mais convexa que a anterior, com uma cápsula externa elástica (DYCE; SACK; WENSING, 2010b; MURPHY; SAMUELSON; POLLOCK, 2013). Em imagens de RM, a lente apresenta-se de baixo sinal nas sequências T1 e T2 e sua cápsula hiperintensa em T1 (MORGAN; DANIEL; DONNELL, 1994; D'AOÛT *et al.*, 2014).

Existem três câmaras dentro do bulbo ocular, a câmara anterior, que é o espaço delimitado pela córnea e íris e pela face anterior da lente, a câmara posterior, que conecta-se com a câmara anterior por meio da abertura da íris, e a câmara vítrea, considerada o maior espaço e é delimitada pela retina e pela face posterior da lente (MURPHY; SAMUELSON; POLLOCK, 2013).

O humor aquoso é um líquido límpido que preenche as câmaras anterior e posterior, responsável pela manutenção da pressão intraocular (DYCE; SACK; WENSING, 2010b; MURPHY; SAMUELSON; POLLOCK, 2013). O corpo vítreo é um gel macio e transparente que ocupa a câmara vítrea (MURPHY; SAMUELSON; POLLOCK, 2013). Nas sequências T2 da RM, ambos o humor aquoso e o corpo vítreo apresentam-se hiperintensos (MORGAN; DANIEL; DONNELL, 1994).

4.2 Anexos intraorbitários

A gordura intraperiorbital está localizada no polo posterior do bulbo ocular envolvendo o nervo óptico e os músculos extraoculares (MURPHY; SAMUELSON; POLLOCK, 2013). O tecido adiposo em imagens de RM fornece contraste para melhor avaliação de estruturas adjacentes, pois apresenta-se hiperintenso na sequência T1 (MORGAN; DANIEL; DONNELL, 1994).

Os músculos extraoculares se inserem na esclera e promovem a rotação e a retração do bulbo ocular (MURPHY; SAMUELSON; POLLOCK, 2013). Dentre eles estão os músculos retos dorsal, medial, ventral e dorsal, os músculos oblíquos ventral e dorsal, e o músculo retrator do bulbo (DYCE; SACK; WENSING, 2010b; MURPHY; SAMUELSON; POLLOCK, 2013). Os músculos extraoculares apresentam-se de intensidade de sinal intermediária nas sequências T1 e T2 da RM (MORGAN; DANIEL; DONNELL, 1994; D'AOÛT *et al.*, 2014).

O nervo óptico, ou segundo par de nevo craniano, localiza-se discretamente ventral ao polo posterior do bulbo ocular (DYCE; SACK; WENSING, 2010b). Esse nervo é circundado por bainhas externas, que são continuções da duramáter, e internas, que são continuções da aracnoide e piamáter do encéfalo preenchidas por LCE (MURPHY; SAMUELSON; POLLOCK, 2013). O nervo óptico apresenta-se de sinal intermediário em ambas as sequências T1 e T2 da RM e circundado pelo LCE hiperintenso em T2 e hipointenso em T1 (BOROFFKA *et al.*, 2008).

A glândula lacrimal possui formato oval e aspecto lobulado, localizando-se na face dorsolateral do bulbo ocular e medioventralmente ao processo zigomático do osso frontal (DYCE; SACK; WENSING, 2010b; MURPHY; SAMUELSON; POLLOCK, 2013). Essa glândula apresenta sinal intermediário em T1 e aparência granular com áreas puntiformes hiperintensas na sequência T2 da RM (D'AOÛT *et al.*, 2014).

4.3 Órbita de capivaras

A capivara apresenta a órbita aberta, em formato circular e localizada lateralmente no crânio, sendo composta pelos ossos frontal, lacrimal, temporal,

esfenoide, maxila e zigomático e pelos forames infraorbital, lacrimal e óptico (HIROTA *et al.*, 2018).

Montiani-Ferreira *et al.* (2008) descreveram as características anatômicas e biométricas do bulbo ocular desses animais, relatando a terceira pálpebra como estrutura vestigial que não recobre totalmente o bulbo ocular e a presença de cílios verdadeiros apenas na pálpebra superior.

O epitélio corneal periférico em capivaras pode apresentar-se pigmentado de coloração marrom a bronze (MONTIANI-FERREIRA *et al.*, 2008; FERNANDEZ; DUBIELZIG, 2013). A pupila nessa espécie apresenta-se em posição vertical e de formato oval, sendo circular quando dilatada (MONTIANI-FERREIRA *et al.*, 2008).

Montiani-Ferreira *et al.* (2008) mensuraram as estruturas do bulbo ocular de capivaras por meio de exame ultrassonográfico modo-B obtendo a média de 22,20 mm de comprimento do bulbo ocular, 4,60 mm de profundidade da câmara anterior, 7,41 mm de espessura da lente e o diâmetro do nervo óptico fixado no bulbo ocular de 2,07 mm.

5. BIBLIOGRAFIA

ANDERSEN, M. L.; TUFIK, S. **Rodent model as tools in ethical biomedical research**. New York: Springer, 2016.

BAGLEY, R. S.; GAVIN, P. R.; HOLMES, S. P. Veterinary clinical magnetic resonance imaging. In: GAVIN, P. R.; BAGLEY, R. S. **Practical small animal MRI**. Iowa: Wiley-Blackwell, 2009. Cap. 2, p. 23-48.

BARRETO, G. R.; QUINTANA, R. D. Foraging strategies and feeding habits of capybaras. In: MOREIRA, J. R. *et al.* **Capybara - biology, use and conservation of an exceptional neotropical species**. New York: Springer, 2013. Cap. 4, p. 83-94.

BIMONTE-NELSON, H. A. **The maze book: theories, practice, and protocols for testing Rodent cognition**. New York, Springer, 2015.

BOROFFKA, S. A. E. B.; GÖRIG, C.; AURIEMMA, E., *et al.* Magnetic resonance imaging of the canine optic nerve. **Veterinary Radiology & Ultrasound**, v. 49, n. 6, p. 540-544, 2008.

CAMPOS, G. B.; WELKER, W. I. Comparisons between brains of a large and a small Hystricomorph Rodent: capybara, *Hydrochoerus* and guinea pig, *Cavia*; neocortical projection regions and measurements of brain subdivisions. **Brain, Behavior and Evolution**, v. 13, n. 4, 243-266, 1976.

COUTURIER, L. *et al.* Anatomical study of cranial nerve emergence and skull foramina in the dog using magnetic resonance imaging and computed tomography. **Veterinary Radiology & Ultrasound**, v. 46, n. 5, p. 375-383, 2005.

CUETO, G. R. Diseases of capybara. In: MOREIRA, J. R. *et al.* **Capybara - biology, use and conservation of an exceptional neotropical species**. New York: Springer, 2013. Cap. 9, p. 169-181.

D'ANJOU, M-A. Principles of computed tomography and magnetic resonance imaging. In: THRALL, D. E. **Textbook of veterinary diagnostic radiology**. 6 ed. St. Louis: Elsevier Saunders, 2013. Cap. 4, p. 50-73.

D'AOÛT, C.; NISOLLE, J. F.; NAVEZ, M., *et al.* Computed tomography and magnetic resonance anatomy of the normal orbit and eye of the horse. **Anatomia Histologia Embryologia**, v. 44, n. 5, p. 370-377, 2015.

DIRNAGL, U. **Rodent models of stroke**. 2 ed. New York: Springer, 2016.

DYCE, K. M.; SACK, W. O.; WENSING, C. J. G. The nervous system. In: _____. **Textbook of veterinary anatomy**. 4 ed. St. Louis: Saunders Elsevier, 2010a. Cap. 8, p. 268-331.

DYCE, K. M.; SACK, W. O.; WENSING, C. J. G. The sense organs. In: _____. **Textbook of veterinary anatomy**. 4th ed. St. Louis: Saunders Elsevier, 2010b. Cap. 9, p 332-354.

FARROW, C. S. **Veterinary diagnostic imaging: birds, exotic pets and wildlife**. 1 ed. St. Louis: Mosby Elsevier, 2009.

FERNANDEZ, J. R-R.; DUBIELZIG, R. R. Ocular comparative anatomy of the family Rodentia. **Veterinary Ophthalmology**, v. 16, n. 1, p. 94-99, 2013.

FLETCHER, T. F.; BEITZ, A. J. The brain. In: EVANS, H.E.; De LAHUNTA, A. **Miller's anatomy of the dog**. 4 ed. St. Louis: Elsevier Saunders, 2013. Cap. 18, p. 658-707.

GAVIN, P. R. Physics: comparative imaging. In: GAVIN, P .R.; BAGLEY, R. S. **Practical small animal MRI**. Iowa: Wiley-Blackwell, 2009. Cap. 1, p. 1-22.

GETTY, R. Generalidades sobre o sistema nervoso. In: _____. **Anatomia dos animais domésticos**. vol 1, 5 ed. Rio de Janeiro: Ed. Interamericana, 1981. Cap. 13, p. 168-206.

GOMES, E. *et al.* Anatomic study of cranial nerve emergence and associated skull foramina in cats using CT and MRI. **Veterinary Radiology & Ultrasound**, v. 50, n. 4, p. 398-403, 2009.

HERRERA, E. A. Capybara social behavior and use of space patterns and processes. In: MOREIRA, J. R. *et al.* **Capybara - biology, use and conservation of an exceptional neotropical species**. New York: Springer, 2013. Cap. 11, p. 195-205.

HIROTA, I. N.; ALVES, L. S.; GANDOLFI, M. G, *et al.* Tomographic and anatomical study of the orbit and nasolacrimal duct in capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*-Linnaeus, 1766). **Anatomia Histologia Embryologia**, v. 47, n. 4, p. 296-305, 2018.

ISLAM, S.; RIBEIRO, A. A. C. M.; LOESCH, A. Basilar artery of the capybara (*Hydrochaeris hydrochaeris*): an ultrastructural study. **Anatomia, Histologia, Embryologia**, v. 33, n. 3, p. 81-89, 2004.

LORD, R. D. A descriptive account of capybara behavior. **Studies on Neotropical Fauna and Environment**, v. 29, n. 1, p. 11-22, 1994.

MACDONALD, D. W.; HERRERA, E. A. Capybara scent glands and scent-marking behavior. In: MOREIRA, J. R. *et al.* **Capybara - biology, use and conservation of an exceptional neotropical species**. New York: Springer, 2013. Cap. 10, p. 185-192.

MACKEY, E. B. *et al.* Clinical technique: application of computed tomography in zoological medicine. **Journal of Exotic Pet Medicine**, v. 17, n. 3, p. 198-209, 2008.

MENDES, A. *et al.* A note on the cecotrophy behavior in capybara (*Hydrochaeris hydrochaeris*). **Applied Animal Behavior Science**, v. 66, n. 1-2, p. 161-167, 2000.

MONES, A.; OJASTI, J. *Hydrochoerus hydrochaeris*. **Mammalian Species**, n. 264, p. 1-7, 1986.

MONTANER, A. D. *et al.* Differential Distribution of Gonadotropin-Releasing Hormone Variants in the Brain of *Hydrochaeris hydrochaeris* (Mammalia, Rodentia). **Cellular and Molecular Neurobiology**, v. 19, n. 5, p. 635-651, 1999.

MONTIANI-FERREIRA, F.; TRUPPEL, J.; TRAMONTIN, M. H., *et al.* The capybara eye: clinical tests, anatomic and biometric features. **Veterinary Ophthalmology**, v. 11, n. 6, p. 386-394, 2008.

MOREIRA, J. R. *et al.* Taxonomy, natural history and distribution of the capybara. In: MOREIRA, J. R. *et al.* **Capybara - biology, use and conservation of an exceptional neotropical species**. New York: Springer, 2013. Cap. 1, p. 3-29.

MORGAN, R. V.; DANIEL, G. B.; DONNELL, R. L. Magnetic resonance imaging of the normal eye and orbit of the dog and cat. **Veterinary Radiology & Ultrasound**, v. 35, n. 5, p. 102-108, 1994.

MURPHY, C. J.; SAMUELSON, D. A.; POLLOCK, R. V. H. The eye. In: EVANS, H. E.; DeLAHUNTA, A. **Miller's anatomy of the dog**. 4th ed. St. Louis: Elsevier Saunders, 2013. Cap. 21, p. 746-785.

OLIVEIRA, J. A.; BONVICINO, C. R. Ordem Rodentia. In: REIS, N. R. *et al.* **Mamíferos do Brasil**. Londrina: Universidade Estadual de Londrina, 2006. Cap. 12, p. 379-380.

PACHALY, J. R.; ACCO, A.; LANGE, R. R. Ordem Rodentia (Rodents). In: FOWLER, M. E.; CUBAS, Z. S. **Biology, medicine, and surgery of South American wild animals**. Iowa: Iowa State University Press, 2001. Cap. 23, p. 225-237.

PINHEIRO, M. S.; MOREIRA, J. R. Products and uses of capybara. In: MOREIRA, J. R. *et al.* **Capybara - biology, use and conservation of an exceptional neotropical species**. New York: Springer, 2013. Cap. 12, p. 211-225.

RECKZIEGEL, S. H. *et al.* Anatomy of the caudal cerebral artery on the surface of capybara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) brain. **Brazilian Journal of Morphological Sciences**, v. 21, n. 3, p. 131-134, 2004.

RECKZIEGEL, S. H.; LINDEMANN, T.; CAMPOS, R. A systematic study of the brain base arteries in capybara (*Hydrochoerus hydrochaeris*). **Brazilian Journal of Morphological Sciences**, v. 18, n. 2, p. 103-110, 2001.

STEELE, C. *et al.* On the atrophy of the internal carotid artery in capybara. **Cell and Tissue Research**, v. 326, n. 3, p. 737-748, 2006.

STEINMETZ, H. W.; MAKARA, M. The use of computed tomography and magnetic resonance imaging in zoo animals. In: MILLER, R. E.; FOWLER, M. R. **Fowler's zoo and wild animal medicine**. vol. 8. St. Louis: Elsevier Saunders, 2014. Cap. 66, p. 661-666.

VUCETICH, M. G.; DESCHAMPS, C. M.; PÉREZ, M. E. Paleontology, evolution and systematics of capybara. In: MOREIRA, J. R. *et al.* **Capybara - biology, use and conservation of an exceptional neotropical species**. New York: Springer, 2013. Cap. 2, p. 39-56.

CAPÍTULO III
TRABALHOS CIENTÍFICOS

A) Anatomic and magnetic resonance imaging atlas of the brain of the capybara, *Hydrochoerus hydrochaeris* (Rodentia, Hystricognathi)

O presente trabalho científico será enviado para a revista *Anatomia, Histologia, Embryologia* (ISSN online: 1439-0264), a qual possui fator de impacto de 0,731. As normas de publicação da revista estão detalhadas no respectivo link: <https://onlinelibrary.wiley.com/page/journal/14390264/homepage/forauthors.html>

School of Veterinary Medicine and Animal Science, São Paulo State University,
Botucatu, Brazil

**Title: Anatomic and Magnetic Resonance Imaging atlas of the brain of the
capybara, *Hydrochoerus hydrochaeris* (Rodentia, Hystricognathi)**

Short title: Capybara Brain Anatomy

Lidiane da Silva Alves¹, Carolina Hagy Giroto¹, Bruno Cesar Schimming², Luiz Carlos
Vulcano¹

¹ School of Veterinary Medicine and Animal Science - FMVZ, UNESP - São Paulo
State University, Botucatu, SP, Brazil

² Bioscience Institute - IBB, UNESP - São Paulo State University, Botucatu, SP, Brazil

Correspondence

Luiz Carlos Vulcano, School of Veterinary Medicine and Animal Science - FMVZ,
UNESP - São Paulo State University, Botucatu, SP, Brazil. Emails: vulcano@unesp.br;
lidiane.alves@unesp.br

Funding information

CAPES (Coordination of Improvement of Higher Education Personnel); FAPESP (The
São Paulo Research Foundation), Grant/Award Number: 2015/24811-3

With 10 figures and 1 table

Resumo

O objetivo deste trabalho foi disponibilizar dados à literatura dados da anatomia encefálica desta espécie por meio da ressonância magnética utilizando estudos comparativos com encéfalos de animais domésticos e de outros roedores. O estudo utilizou oito capivaras *in vivo* para descrever as estruturas neuroanatômicas do encéfalo por meio da ressonância magnética, tendo como suporte duas peças anatômicas de encéfalos formolizados. As imagens de ressonância magnética foram adquiridas em um equipamento de 0,25 Tesla promovendo imagens de boa qualidade capazes de identificar e classificar as principais estruturas anatômicas de interesse clínico. Além disso, não houve complexidade na execução deste exame. Características peculiares desta espécie foram notadas como a redução em número dos sulcos e giros cerebrais em relação aos animais domésticos, proeminentes bulbos olfatórios e a evidencição dos ventrículos olfatórios, e uma ampla hipófise associado a profundidade da fossa hipofisária da sela túrcica. Visto que este trabalho forneceu a descrição anatômica detalhada das estruturas neuroanatômicas do encéfalo de capivaras, acredita-se que o presente estudo pode ser utilizado como um guia de referência para a interpretação de estudos imagenológicos.

Palavras-chave: Caviidae, animais selvagens, anatomia, sistema nervoso central, crânio

1 INTRODUÇÃO

Considerada o maior roedor do mundo (Mones & Ojasti, 1986; Pachaly, Acco, & Lange, 2001), a capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) é um mamífero pertencente à ordem Rodentia, subordem Hystricomorpha, infraordem Hystricognathi, família Caviidae e subfamília Hydrochoerinae (Vucetich, Deschamps, & Pérez, 2013) e sua distribuição geográfica predomina na América do Sul (Mones & Ojasti, 1986; Moreira *et al.*, 2013). Por ocuparem parques públicos e áreas residenciais, muitas vezes se envolvem em acidentes automobilísticos, provocando lesões e, conseqüentemente, são encaminhadas para centros de animais silvestres para receber o respectivo tratamento (Moreira *et al.*, 2013).

Modalidades de imagem, como radiografia e ultrassonografia, tornaram-se parte da rotina de centros de animais silvestres e zoológicos. Entretanto, exames de imagem avançados, como tomografia computadorizada (TC) e ressonância magnética (RM),

ainda são pouco utilizados (Mackey, Hernandez-Divers, Holland, & Frank, 2008). A RM é uma excelente modalidade diagnóstica para a avaliação do sistema nervoso central tendo vantagens sobre a TC por proporcionar resolução espacial superior e contraste de partes moles (Gavin, 2009; d'Anjou, 2013).

Até o momento, são poucos os dados da anatomia encefálica de capivaras, podendo encontrar estudos comparativos dos sulcos e giros desta espécie com encéfalos de porquinhos-da-índia, *Cavia porcellus* (Campos & Welker, 1976), e a vascularização encefálica, a qual foi identificada como sistema vertebrobasilar por vários autores (Reckziegel, Lindemann, & Campos, 2001; Islam, Ribeiro, & Loesch, 2004; Reckziegel, Schneider, Edelweiss, Lindemann, & Culau, 2004; Steele, Fioretto, Sasahara, Guidi, de Lima, Ribeiro, & Loesch, 2006). Entretanto, até a produção deste trabalho, não foram encontrados estudos utilizando a RM para a avaliação do encéfalo desses animais.

Cada vez mais estudos imagenológicos estão sendo realizados em animais exóticos e selvagens, contribuindo para o entendimento da anatomia e suas variações, e verificando os benefícios de usar essas modalidades em conjunto com outras ferramentas de diagnóstico (Mackey, Hernandez-Divers, Holland, & Frank, 2008). O propósito deste estudo foi documentar a anatomia da referida espécie comparando-a com encéfalos de animais domésticos e de outros roedores para contribuir à interpretação e elucidação diagnóstica de doenças nesta espécie.

2 MATERIAIS E MÉTODOS

2.1 Animais

O presente estudo foi aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA) institucional sob o protocolo de número 80/2014-CEUA.

Foram utilizadas oito capivaras adultas e subadultas alocadas no Centro de Medicina e Pesquisa em Animais Selvagens (CEMPAS, FMVZ - UNESP, Botucatu-SP), sendo dois machos e seis fêmeas pesando entre 25 a 52 kg. A classificação de idade foi baseada em critérios descritos previamente: subadulto - ausência de características de jovem (cor e textura da pelagem) ou ausência de características de adulto (características sexuais secundárias) e massa corpórea abaixo de 40 kg; e adulto - presença de características sexuais secundárias de adulto e massa corpórea acima de 40 kg (Alho & Rondon, 1987).

2.2 Procedimentos anestésicos

Os animais foram submetidos ao jejum alimentar de 12 horas para o procedimento anestésico. Para a contenção química, foi utilizado cloridrato de quetamina 10%, na dose de 7 mg/kg e concentração de 100 mg/mL, via intramuscular (IM), associado a midazolam na dose de 0,3 mg/kg e concentração de 5 mg/mL, IM, e acepromazina na dose de 0,03 mg/kg e concentração de 0,2 %, IM. Após o efeito da contenção química, os animais foram levados até a sala de preparo anestésico da ressonância magnética, onde foram induzidos com Isoflurano, diluído em 100% de oxigênio, por meio de máscara facial até a perda dos reflexos palpebrais e de retirada do membro ao pinçamento interdigital. Então, foram intubados com sonda traqueal para a manutenção da anestesia geral inalatória com Isoflurano.

2.3 Ressonância magnética

Os exames de RM foram realizados em um equipamento Esaote modelo VET-MR Grande de scanner 0,25 Tesla, adquirido por meio do projeto FAPESP n° 2009/54028-8. Os oito animais foram posicionados em decúbito lateral direito com o crânio acoplado no interior da bobina de crânio de dois canais de frequência.

Foram realizadas sequências *Fast spin-eco* (FSE) T2 em plano transversal (espessura de corte de 4 mm, tempo de repetição - TR de 4130,00 e tempo de eco - TE de 90,00), *Spin-eco* (SE) T1 em plano transversal (espessura de corte de 4 mm, TR de 500,00 e TE de 18,00) e Turbo 3D T1 (ponderada em T1) em planos dorsal, transversal e sagital (espessura de corte de 0,8, 1,4 e 1,0 mm respectivamente, TR de 33,00 e TE de 14,00). Para todas as sequências foi utilizado o FOV (*Field of view*) de 20 cm X 20 cm.

2.4 Encéfalo formolizado

Para melhor avaliação das estruturas encefálicas, foram utilizados dois encéfalos de capivaras conservados em formaldeído a 10% cortados em planos transversais e sagitais, de acordo com a angulação de corte realizada nas imagens obtidas de RM para o estudo anatomotopográfico.

2.5 Análise de resultados

As estruturas neuroanatômicas do encéfalo foram descritas nas peças encefálicas formolizadas, considerando as já descritas na literatura para animais domésticos, devido

a escassez de dados na espécie em estudo, e aplicando sobre as imagens de RM, as quais foram avaliadas no *software* Synapse® Fujifilm PACS armazenadas em extensão DICOM.

3 RESULTADOS

As imagens de RM adquiridas dos oito animais apresentaram boa qualidade, sendo possível identificar e classificar as estruturas relevantes clinicamente nas imagens correspondentes. Nem todas as estruturas identificadas nas peças anatômicas foram identificadas nas imagens de RM. Não houve dificuldade quanto ao posicionamento dos animais no equipamento de RM.

As imagens ponderadas em T1 foram selecionadas para ilustrar o atlas por ser uma sequência que avalia as estruturas anatômicas. Uma comparação das sequências SE T1, e FSE T2 no mesmo nível de corte no plano transversal é demonstrada na Figura 1. As imagens de RM em T1 não proveram boa diferenciação entre a substância branca e a substância cinzenta como as imagens FSE T2, porém foi possível delimitar melhor os espaços do líquido cerebrospinal (LCE) por apresentarem intensidade de sinal negativa.

Os lobos cerebrais foram classificados seguindo a topografia dos ossos cranianos (Figura 1) correspondentes e destacados em cores na Figura 2. As subdivisões embrionárias (telencéfalo, rinencéfalo, diencéfalo, mesencéfalo, metencéfalo e mielencéfalo) estão representativas em cores distintas nas Figuras 3-8, onde também estão denominadas as estruturas anatômicas das quais foram listadas numericamente e alfabeticamente na Tabela 1, seguindo a *Nomina Anatomica Veterinaria* (2017). As Figuras 3a-c, 4d-f e 5g-i ilustram os cortes transversais, tendo no topo uma imagem em corte sagital mediano de RM demonstrando os respectivos níveis de corte por meio de linhas de referências. Da mesma forma, as Figuras 6a e 7b,c ilustram cortes sagitais, tendo no topo e à esquerda, respectivamente, as linhas de referência dos níveis de corte em imagem dorsal da RM e as Figuras 8a-c ilustrando os cortes dorsais, tendo à esquerda as linhas de referências em corte sagital da RM.

Todas as imagens em cortes transversais e dorsais da RM e transversais da peça anatômica estão orientadas com a face direita da cabeça das capivaras para a esquerda do leitor e com a face dorsal no topo das imagens. As imagens em cortes sagitais da RM

e da peça anatômica estão orientadas com a face rostral da cabeça das capivaras para a esquerda do leitor e com a face dorsal no topo das imagens.

Algumas estruturas como bulbo olfatório e hipófise não estão presentes nas peças anatômicas devido à problemas técnicos durante a remoção do encéfalo do crânio. Contudo, os bulbos olfatórios estão em destaque na Figura 9 em imagens de RM nos cortes transversal, sagital e dorsal. Nas peças anatômicas em vista ventral foi possível identificar algumas artérias da base do encéfalo (Figura 10), como a artéria (a.) basilar, a. cerebelar rostral, a. cerebral caudal, a. cerebral média, a. oftálmica interna, a. comunicante rostral e o ramo terminal da a. basilar. Os nervos cranianos (NCs) passíveis de avaliação nas imagens de RM foram os nervos óptico (NC II) (Figs. 3c,c'; 7b), trigêmeo (NC V) (Figs. 4e, 7c; 8a,b), facial (NC VII) (Fig. 8a) e vestibulococlear (NC VIII) (Figs. 5i; 8a). Os demais pares de nervos cranianos não foram classificados devido sua difícil identificação em todos os animais. Nenhum dos animais apresentaram alteração de sinal e/ou lesões nos encéfalos estudados.

4 DISCUSSÃO

A RM é uma excelente modalidade diagnóstica para a avaliação do sistema nervoso central tendo vantagens sobre a TC por proporcionar resolução espacial superior e contraste de partes moles (Gavin, 2009; d'Anjou, 2013). Além disso, nenhuma radiação ionizante é usada com RM, portanto, os riscos da radiação são evitados (d'Anjou, 2013).

Na literatura, é possível encontrar estudos neuroanatômicos descritivos por meio da RM do encéfalo de cães (Kraft, Gavin, Wendling, & Reddy, 1989; Couturier, Degueurce, Ruel, Dennis, & Begon, 2005; Leigh, Mackillop, Robertson, & Hudson, 2008), gatos (Hudson, Cauzinille, Kornegay, & Tompkins, 1993; Gomes, Degueurce, Ruel, Dennis, & Begon, 2009; Mogenicato, Conchou, Layssol-Lamour, Raharison, & Sautet, 2011; Pakozdy, Angerer, Klang, König, & Probst, 2014; Babicsak, Klein, Tsunemi, & Vulcano, 2018b), cavalos (Chaffin, Walker, McArthur, Perris, & Matthews, 1997; Arencibia *et al.*, 2001), primatas não humanos (Dauguet *et al.*, 2007; Bortolini, 2013) e até mesmo de mamíferos aquáticos, como o golfinho (Alonso-Farré *et al.*, 2014).

Até o momento, existem poucos estudos usufruindo de ferramentas imagenológicas em capivaras, como a avaliação da órbita e ducto nasolacrimal por meio de tomografia computadorizada (Hirota *et al.*, 2018) e estudo osteológico e radiológico dos membros

pélvicos (Brombini *et al.*, 2018). Descrições dos ventrículos laterais (Alves, Giroto, Charlier, & Vulcano, 2016a), bulbo olfatório (Alves, Giroto, Charlier, & Vulcano, 2016b), meninges (Alves, Giroto, & Vulcano, 2017a) e hipófise (Alves, Giroto, & Vulcano, 2017b) de capivaras por meio da RM são encontrados como resultados parciais do presente estudo.

Vassallo e Echeverría (2009) compararam a evolução do tamanho do encéfalo de roedores Caviomorphos (atual infraordem Hystricognathi), incluindo a família Caviidae, a qual capivaras pertencem, através do volume craniano de fósseis e não encontraram diferença significativa.

4.1 Telencéfalo

Em vista dorsal, as peças anatômicas encefálicas inteiras do presente estudo pode-se corroborar com a descrição de Beddard (1899), notando formato hexágono em somatória de ambos os hemisférios cerebrais.

O encéfalo de capivara é maior e apresenta giros e sulcos mais proeminentes que qualquer outro roedor (Beddard, 1892; Beddard, 1899; Campos & Welker, 1976), uma característica esperada para mamíferos de maior tamanho entre gêneros intimamente relacionados (Jerison, 1973). Entretanto, quando comparado aos pequenos animais (Kraft, Gavin, Wendling, & Reddy, 1989; Bagley, Gavin, & Holmes, 2009; deLahunta, 2009; Gomes, Degueurce, Ruel, Dennis, & Begon, 2009; Mogenicato, Conchou, Layssol-Lamour, Raharison, & Sautet, 2011; Thomson & Hahn, 2012; Fletcher & Beitz, 2013), grandes animais (Lignereux, Fargeas, Marty, & Bénard, 1987; Lignereux, Regodon, Marty, Franco, & Bubien, 1991; Arencibia *et al.*, 2001; Tucker & Holmes, 2011) e primatas não humanos (Dauguet *et al.*, 2007; Bortolini, 2013), o encéfalo de capivara apresenta-se com giros e sulcos em menor proporção, recebendo assim nomenclaturas referentes às áreas sensoriais por meio de estudo eletrofisiológico por Campos e Welker (1976).

Apesar da variação dos sulcos e giros entre espécies ou até mesmo dentro da mesma espécie (Bagley, Gavin, & Holmes, 2009), o sulco cruzado em cães e gatos (Kraft, Gavin, Wendling, & Reddy, 1989; Leigh, Mackillop, Robertson, & Hudson, 2008; Fletcher & Beitz, 2013), ou sulco central em primatas (Bortolini, 2013), é uma das características de maior consistência, sendo o marcador principal que delimita os lobos frontais e parietais (Dyce, Sack & Wensing, 2010). Contudo, nas capivaras não foi

observado a presença deste sulco, assim como relatado por Beddard (1899), sendo os lobos cerebrais identificados e classificados por meio dos ossos cranianos nas imagens de RM, devido a distinção dos ossos frontais, temporais, parietais e occipitais promovida por trajetos hipointensos correspondentes às suturas cranianas nas sequências T1.

O sulco rinal apresentou-se bem delimitado em ambas as peças anatômicas e imagens de RM, como já descrito previamente nesta espécie (Beddard, 1899). O pedúnculo olfatório mostrou-se como estrutura alongada conectando o lobo piriforme ao bulbo olfatório, o qual observa-se amplo e com extensão mais rostral semelhante à de outros roedores, como o porquinho-da-índia (Campos & Welker, 1976), cutia, paca (Beddard, 1892) e ratos (Natt *et al.*, 2002; Aoki, Wu, Silva, Lynch, & Koretsky, 2004; MacKenzie-Graham *et al.*, 2004; Kovačević *et al.*, 2005; Dorr, Lerch, Spring, Kabani, & Henkelman, 2008; Ma *et al.*, 2008; Oguz, Zhang, Rumble, & Sonka, 2014).

Os ventrículos laterais se estendem rostroventralmente pelo corno rostral conectando-se ao ventrículo olfatório pelo aqueduto pedúnculo-olfatório, que pode ser observado em gatos (Babicsak, Klein, Tsunemi, & Vulcano, 2018a), bovinos (Lignereux, Fargeas, Marty, & Bénard, 1987), equinos (Robina, 1982) e, mais estreito, em ovinos (Lignereux, Regodon, Marty, Franco, & Bubien, 1991). Nas imagens de RM dos encéfalos de capivaras pode-se observar os ventrículos olfatórios como cavidades preenchidas por LCE hipointenso nas sequências T1 e hiperintenso em T2, porém não se observou o aqueduto pedúnculo-olfatório.

4.2 Diencéfalo

A glândula pineal de capivaras foi visibilizada como pequena área caudal ao terceiro ventrículo nos cortes sagitais medianos em ambas as imagens anatômicas e de RM. Essa área também foi descrita em imagens de RM em cães e gatos (Kraft, Gavin, Wendling, & Reddy, 1989; Hudson, Cauzinille, Kornegay, & Tompkins, 1993; Leigh, Mackillop, Robertson, & Hudson, 2008; Mogenicato, Conchou, Layssol-Lamour, Raharison, & Sautet, 2011).

Como em outros animais, a adesão intertalâmica nas capivaras apresentou-se de formato circular nas imagens sagitais medianas (Bagley, Gavin, & Holmes, 2009). O túber cinéreo é uma elevação caudalmente ao quiasma óptico (Dyce, Sack & Wensing, 2010) de difícil distinção nas imagens de RM (Bagley, Gavin, & Holmes, 2009), sendo

identificado como pequena área circular em formato de "*donuts*" nos cortes dorsais de 0,8 mm nas imagens de RM das capivaras.

Devido a concavidade proeminente da fossa hipofisária da sela túrcica nas capivaras, a hipófise apresentou-se afastada da superfície ventral do diencéfalo e conectada por um longo infundíbulo, de fácil visualização nas imagens de RM. Com esse amplo espaço provido pela sela túrcica, a hipófise torna-se uma grande estrutura encefálica quando comparada a de outras espécies de roedores (Natt *et al.*, 2002) e de não roedores (Chaffin, Walker, McArthur, Perris, & Matthews, 1997; deLahunta, 2009; Thomson & Hahn, 2012; Fletcher & Beitz, 2013). Contudo, não foi possível obter a hipófise nas peças anatômicas das capivaras devido sua localização profunda na cavidade craniana, pois segundo Dyce, Sack e Wensing (2010), o infundíbulo é oco por um recesso do terceiro ventrículo, sendo facilmente rasgado, deixando a hipófise para trás quando o encéfalo é removido.

4.3 Mesencéfalo

O mesencéfalo em capivaras apresentou-se de conformação semelhante aos de pequenos animais (Bagley, Gavin, & Holmes, 2009), com os colículos rostrais e caudais formando abaulamentos dorsais nos planos sagitais, e o aqueduto mesencefálico discretamente tortuoso, como descrito em grandes animais (Lignereux, Fargeas, Marty, & Bénard, 1987; Lignereux, Regodon, Marty, Franco, & Bubien, 1991). Nos planos transversais foi possível observar o lúmen do aqueduto mesencefálico em losango. O pedúnculo cerebral foi melhor visualizado nos cortes dorsais, identificados como dois cordões grossos isointensos ao córtex cerebral emergindo rostralmente à ponte e conectando-se ao telencéfalo em sua porção rostral.

4.4 Metencéfalo e mielencéfalo

Mones e Ojasti (1986) descreveram o cerebelo de capivaras sendo pequeno e compacto, com as folhas dispostas em um padrão transversal e amplo lobo floclonodular. Entretanto, quando comparado aos ratos de laboratório (Natt *et al.*, 2002; Aoki, Wu, Silva, Lynch, & Koretsky, 2004; MacKenzie-Graham *et al.*, 2004; Kovačević *et al.*, 2005; Dorr, Lerch, Spring, Kabani, & Henkelman, 2008; Ma *et al.*, 2008; Oguz, Zhang, Rumble, & Sonka, 2014), os cerebelos das capivaras apresentaram-se em maior proporção, bem acomodado na fossa posterior e com os lobos e folhas bem delimitados.

Apesar do tronco encefálico apresentar intensidade de sinal uniforme nas imagens de RM, foi possível distinguir a ponte do mesencéfalo e da medula oblonga nas capivaras devido a protuberância na superfície ventral da ponte (Dyce, Sack & Wensing, 2010).

A fossa romboide, que representa o assoalho do quarto ventrículo (Fletcher & Beitz, 2013), foi facilmente identificada nas imagens de RM nas capivaras por meio do contraste promovido pelo LCE apresentando-se hiperintenso na sequência T2 e hipointenso nas sequências T1.

4.5 Nervos cranianos

A identificação dos nervos cranianos (NCs) por meio da RM é considerada problemática pelo fato de nem todos os nervos serem visibilizados e o trajeto destes nervos serem variados. Além disso, os NCs podem ser confundidos ou obscurecidos pelas demais estruturas intracranianas, como vasos sanguíneos ou outros elementos não neurais (Bagley, Gavin, & Holmes, 2009).

Em cães e gatos é possível obter na literatura atlas de RM dos NCs, sendo os pares II, III, V, VII e VIII de fácil visibilização em cortes de até 2 mm (Couturier, Degueurce, Ruel, Dennis, & Begon, 2005; Gomes, Degueurce, Ruel, Dennis, & Begon, 2009). Desses pares de nervos cranianos, somente o NC III não foi identificado nas imagens de RM das capivaras, sendo os NCs II e VIII evidenciados em todos os cortes e os NCs V e VII somente em cortes finos de 0,8 mm de espessura.

Além do segundo par de nervo craniano, o nervo trigêmeo (NC V) foi evidente nas imagens transversais e dorsais T1 de RM apresentando-se como estrutura tubular espessa e isointensa ao córtex cerebral, se estendendo ventrolateralmente ao encéfalo formando os ramos olfatórios e maxilares. Da mesma forma, Couturier *et al.* (2005) observaram os mesmos aspectos de RM deste par de nervo nos cães.

O NC VII só foi possível de ser identificado nas imagens de RM nos cortes finos transversais e dorsais, já o NC VIII foi visibilizado nos cortes transversais em todas as sequências e no corte dorsal mais fino, assim como descrito em pequenos animais (Couturier, Degueurce, Ruel, Dennis, & Begon, 2005; Gomes, Degueurce, Ruel, Dennis, & Begon, 2009). Os demais pares de nervos cranianos em capivaras não foram identificados neste estudo.

4.6 Artérias da base do encéfalo

Em capivaras e porquinhos-da-índia, existe uma anastomose entre as artérias vertebrais e a artéria basilar formando o sistema vertebrobasilar, sendo a principal irrigação encefálica nesses animais (Majewska-Michalska, 1994; Reckziegel, Lindemann, & Campos, 2001; Steele, Fioretto, Sasahara, Guidi, de Lima, Ribeiro, & Loesch, 2006). Contudo, não foi obtido o terço cranial da medula espinal nas peças anatômicas e nem nas imagens de RM, não sendo possível identificar a junção das artérias vertebrais com a basilar no presente estudo.

A artéria basilar apresentou-se larga e retilínea na superfície ventral da medula oblonga e ponte, passando pela fissura mediana correspondente, assim como descrito previamente em capivaras (Reckziegel, Lindemann, & Campos, 2001) e em chinchilas (de Araujo, & Campos, 2009), podendo ser identificada em ambas as imagens anatômicas e de RM. Além disso, o ramo terminal da artéria basilar também foi passível de avaliação por meio das imagens de RM em ambas as sequências T1 e T2, porém houve melhor definição em T2 devido o contraste promovido pelo LCE hiperintenso.

Foi descrito que a artéria carótida interna é ausente ou atrofiada em capivaras (Reckziegel, Lindemann, & Campos, 2001; Reckziegel, Schneider, Edelweiss, Lindemann, & Culau, 2004; Steele, Fioretto, Sasahara, Guidi, de Lima, Ribeiro, & Loesch, 2006) e que, juntamente ao diâmetro aumentado da artéria basilar, pode ocorrer aumento do fluxo sanguíneo no sistema vertebrobasilar e, assim, aumentar a suscetibilidade desses animais à patologias vasculares, tal como acidente vascular encefálico (Steele, Fioretto, Sasahara, Guidi, de Lima, Ribeiro, & Loesch, 2006).

5 CONCLUSÃO

Com este estudo neuroanatômico de encéfalos de capivaras pode-se concluir que estes grandes roedores apresentam maior proporção de sulcos e giros cerebrais em relação a outros animais da mesma ordem taxonômica e em menor proporção quando comparado aos animais domésticos e primatas. Outras duas características que se destacaram nessa espécie foram o bulbo olfatório e a hipófise, os quais apresentaram-se proeminentes, diferentemente de outros animais. Até o presente momento, este trabalho tem sido o primeiro a descrever estruturas neuroanatômicas do encéfalo de capivaras em detalhes, além do uso de RM nesta espécie. A rotina clínica de grandes centros de medicina veterinária e zoológicos tem necessitado cada vez mais do uso de ferramentas

imagenológicas a fim de diagnosticar e, conseqüentemente, determinar o melhor tratamento e/ou prognóstico de animais silvestres e selvagens. Sendo assim, estudos anatômicos de espécies exóticas e selvagens são de extrema importância.

AGRADECIMENTOS

Os autores agradecem a Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e a Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) (2015/24811-3).

Declaração de conflito de interesse

Os autores declaram que não há conflitos de interesse no presente trabalho.

ORCID

L. S. Alves: <https://orcid.org/0000-0001-8365-4824>

B. C. Schimming: <http://orcid.org/0000-0002-0837-9612>

L. C. Vulcano: <https://orcid.org/0000-0001-8307-5187>

REFERÊNCIAS

Alho, C. J. R., & Rondon, N. L. (1987). Habitats, population densities, and social structure of capybaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*, Rodentia) in the Pantanal, Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia*, 4, 139–149. <https://doi.org/10.1590/S0101-81751987000200006>

Alonso-Farré, J. M., Gonzalo-Orden, M., Barreiro-Vázquez, J. D., Barreiro-Lois, A. André, M., Morell, M., ... Degollada, E. (2014). Cross-sectional Anatomy, Computed Tomography and Magnetic Resonance Imaging of the Head of Common Dolphin (*Delphinus delphis*) and Striped Dolphin (*Stenella coeruleoalba*). *Anatomia, Histologia, Embryologia*, 43(3), 221-229. <https://doi.org/10.1111/ahe.12065>

Alves, L. S., Giroto, C. H., & Vulcano, L. C. (2017a). Brain meninges of the capybara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) with emphasis on cisterns and sulcus described by magnetic resonance imaging. *World Small Animal Veterinary Association Congress Proceedings WSAVA*, 42, 733.

Alves, L. S., Giroto, C. H., & Vulcano, L. C. (2017b). Hypophysis of the capybara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) by magnetic resonance imaging. *World Small Animal Veterinary Association Congress Proceedings WSAVA*, 42, 732.

Alves, L. S., Giroto, C. H., Charlier, M. S., & Vulcano, L. C. (2016a). Lateral ventricles of the capybara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) evidenced by magnetic resonance imaging. *World Small Animal Veterinary Association Congress Proceedings WSAVA*, 41, 787

Alves, L. S., Giroto, C. H., Charlier, M. S., & Vulcano, L. C. (2016b). Magnetic resonance imaging characterization of olfactory bulb in capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*). *World Small Animal Veterinary Association Congress Proceedings, WSAVA*, 41, 788.

Aoki, I., Wu, Y-J. L., Silva, A. C., Lynch, R. M., & Koretsky, A. P. (2004). *In vivo* detection of neuroarchitecture in the rodent brain using manganese-enhanced MRI. *NeuroImage*, 22(3), 1046-1059. <https://doi.org/10.1016/j.neuroimage.2004.03.031>

Arencibia, A., Vazquez, J. M., Ramirez, J. A., Ramirez, G., Vilar, J. M., Rivero, M. A., ... Gil, F. (2001). Magnetic resonance imaging of the normal equine brain. *Veterinary Radiology & Ultrasound*, 41(5), 405-408. <https://doi.org/10.1111/j.1740-8261.2001.tb00959.x>

Babicsak, V. R., Klein, A. V., Tsunemi, M. H., & Vulcano, L. C. (2018a). Age-related changes of the cerebral ventricles of healthy domestic cats. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, 38(10), 1935-1678. DOI: 10.1590/1678-5150-PVB-5208

Babicsak, V. R., Klein, A. V., Tsunemi, M. H., & Vulcano, L. C. (2018b). Brain parenchymal changes during normal aging on domestic cats. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, 38(6), 1196-1202. DOI: 10.1590/1678-5150-PVB-5397

Bagley, R. S., Gavin, P. R., & Holmes, S. P. (2009). Veterinary clinical magnetic resonance imaging. In P. R. Gavin, & R. S. Bagley (Eds.), *Practical small animal MRI* (pp. 23-48). Iowa: Wiley-Blackwell.

Beddard, F.E. (1892). On the convolutions of the cerebral hemispheres in certain rodents. *Journal of Zoology*, 60(4), 596-613. <https://doi.org/10.1111/j.1096-3642.1892.tb01786.x>

Beddard, F.E. (1899). On the brain of *Hydrochoerus*. *Journal of Zoology*, 67(3), 798-803. <https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.1899.tb06896.x>

Bortolini, Z. (2013). Ressonância magnética na avaliação das estruturas encefálicas do *Alouatta fusca* (bugio-ruivo – Geoffroy Saint-Hilaire, 1812). Tese (Doutorado) - Programa de pós-graduação da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, UNESP, Botucatu.

Brombini, G. C., Rahal, S. C., Schimming, B. C., Santos, I. F. C., Tsunemi, M. H., Mamprim, M. J., ... Teixeira, C. R. (2018). Radiological and osteological study of the pelvic limbs in free-ranging capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*). *Anatomia, Histologia, Embryologia*, 47(3), 239-249. <https://doi.org/10.1111/ah.12349>

Campos, G. B., & Welker, W. I. (1976). Comparisons between brains of a large and a small Hystricomorph Rodent: capybara, *Hydrochoerus* and guinea pig, *Cavia*; neocortical projection regions and measurements of brain subdivisions. *Brain, Behavior and Evolution*, 13(4), 243-266. <https://doi.org/10.1159/000123814>

Chaffin, M. K., Walker, M. A., McArthur, N. H., Perris, E. E., & Matthews, N. S. (1997). Magnetic resonance imaging of the brain of normal neonatal foals. *Veterinary Radiology & Ultrasound*, 38(2), 102-111. <https://doi.org/10.1111/j.1740-8261.1997.tb00823.x>

Couturier, L., Degueurce, C., Ruel, Y., Dennis, R., & Begon, D. (2005). Anatomical study of cranial nerve emergence and skull foramina in the dog using magnetic

resonance imaging and computed tomography. *Veterinary Radiology & Ultrasound*, 46(5), 375-383. <https://doi.org/10.1111/j.1740-8261.2005.00068.x>

d'Anjou, M-A. (2013). Principles of computed tomography and magnetic resonance imaging. In D. E. Thrall (Ed.). *Textbook of veterinary diagnostic radiology* (6th ed., pp. 50-73), St. Louis: Elsevier Saunders.

Dauguet, J., Delzescaux, T., Condé, F., Mangin, J-F., Ayache, N., Hantraye, P., & Frouin, V. (2007). Three-dimensional reconstruction of stained histological slices and 3D non-linear registration with *in-vivo* MRI for whole baboon brain. *Journal of Neuroscience Methods*, 164(1), 191-204. <https://doi.org/10.1016/j.jneumeth.2007.04.017>

de Araujo, A. C. P., & Campos, R. (2009). Systematization, distribution and territory of the middle cerebral artery on the brain surface in chinchilla (*Chinchilla lanigera*). *Anatomia Histologia Embryologia*, 38(1), 12-17. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0264.2008.00885.x>

deLahunta, A. (2009). *Veterinary neuroanatomy and clinical neurology* (3rd ed.) St. Louis: Saunders Elsevier.

Dorr, A. E., Lerch, J. P., Spring, S., Kabani, N., & Henkelman, R. M. (2008). High resolution three-dimensional brain atlas using an average magnetic resonance image of 40 adult C57Bl/6J mice. *NeuroImage*, 42(1), 60-69. <https://doi.org/10.1016/j.neuroimage.2008.03.037>

Dyce, K. M., Sack, W. O., & Wensing, C. J. G. (2010). The nervous system. In K. M. Dyce, W. O. Sack, & C. J. G. Wensing (Eds.), *Textbook of veterinary anatomy* (4th ed., pp. 268-331). St. Louis: Saunders Elsevier.

Fletcher, T. F., & Beitz, A. J. (2013). The brain. In H. E. Evans, & A. deLahunta (Eds.), *Miller's anatomy of the dog* (4th ed., pp. 658-707). St. Louis: Elsevier Saunders.

Gavin, P. R. (2009). Physics: comparative imaging. In P. R. Gavin, & R. S. Bagley (Eds.), *Practical small animal MRI* (pp. 1-22), Iowa: Wiley-Blackwell.

Gomes, E., Degueurce, C., Ruel, Y., Dennis, R., & Begon, D. (2009). Anatomic study of cranial nerve emergence and associated skull foramina in cats using CT and MRI. *Veterinary Radiology & Ultrasound*, 50(4), 398-403. <https://doi.org/10.1111/j.1740-8261.2009.01556.x>

Hirota, I. N., Alves, L. S., Gandolfi, M. G., Félix, M., Ranzani, J. J. T., & Brandão, C. V. S. (2018). Tomographic and anatomical study of the orbit and nasolacrimal duct in capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*-Linnaeus, 1766). *Anatomia, Histologia, Embryologia*, 47(4), 298-305. <https://doi.org/10.1111/ahe.12352>

Hudson, L. C., Cauzinille, L., Kornegay, J. N., & Tompkins, M. B. (1995). Magnetic resonance imaging of the normal feline brain. *Veterinary Radiology & Ultrasound*, 36(4), 267-275. <https://doi.org/10.1111/j.1740-8261.1995.tb00261.x>

International Committee on Veterinary Gross Anatomical Nomenclature (I.C.V.G.A.N.) (2017). *Nomina anatomica veterinaria*, 6th ed. Hanover, Ghent, Columbia, Rio de Janeiro: Editorial Committee Hannover.

Islam, S., Ribeiro, A. A. C. M., & Loesch, A. (2004). Basilar artery of the capybara (*Hydrochaeris hydrochaeris*): an ultrastructural study. *Anatomia, Histologia, Embryologia*, 33(3), 81-89. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0264.2003.00519.x>

Jerison, H. J. (1973). Evolution of the brain and intelligence (pp. 1-482). New York: Academic Press.

Kovačević, N., Henderson, J. T., Chan, E., Lifshitz, N., Bishop, J., Evans, A. C., ... Chen, X. J. (2005). A three-dimensional MRI atlas of the mouse brain with estimates of the average and variability. *Cerebral Cortex*, 15(5), 639-645. <https://doi.org/10.1093/cercor/bhh165>

Kraft, S. L., Gavin, P. R., Wendling, L. R., & Reddy, V. K. (1989). Canine brain anatomy on magnetic resonance images. *Veterinary Radiology & Ultrasound*, 30(1), 147-158. <https://doi.org/10.1111/j.1740-8261.1989.tb00767.x>

Leigh, E. J., Mackillop, E., Robertson, I. D., & Hudson, L. C. (2008). Clinical anatomy of the canine brain using magnetic resonance imaging. *Veterinary Radiology & Ultrasound*, 49(2), 113-121. <https://doi.org/10.1111/j.1740-8261.2008.00336.x>

Lignereux, Y., Fargeas, J., Marty, M-H., & Bénard, P. (1987). Cerebral Ventricles of the Friesian Cow (*Bos taurus* L.). *Acta Anatomica*, 128(2), 89-92.

Lignereux, Y., Regodon, S., Marty, M-H., Franco, A., & Bubien, A. (1991). Encephalic Ventricles of the Ewe (*Ovis aries* L.): Conformation, Relations and Stereotaxic Topography. *Acta Anatomica*, 141(1).

Ma, Y., Smith, D., Hof, P. R., Foerster, B., Hamilton, S., Blackband, S, ..., Benveniste, H. (2008). *In vivo* 3D digital atlas database of the adult C57BL/6J mouse brain by magnetic resonance microscopy. *Frontiers in Neuroanatomy*, 2(1), 1-10. <https://doi.org/10.3389/neuro.05.001.2008>

MacKenzie-Graham, A., Lee, A-F, Dinov, I. D., Bota, M., Shattuck, D. W., Yuan, H., ... Toga, A. W. (2004). A multimodal, multidimensional atlas of the C57BL/ 6J mouse brain. *Journal of Anatomy*, 204(2), 93-102. <https://doi.org/10.1111/j.1469-7580.2004.00264.x>

Mackey, E. B., Hernandez-Divers, S. J., Holland, M., & Frank, P. (2008). Clinical technique: application of computed tomography in zoological medicine. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 17(3), 198-209. <https://doi.org/10.1053/j.jepm.2008.05.007>

Majewska-Michalska E. (1994). Vascularization of the brain in the guinea pig. I. Gross anatomy of arteries and veins. *Folia Morphologica (Warsz)*, 53(4), 249-268.

Mogicato, G., Conchou, F., Layssol-Lamour, C., Raharison, F., & Sautet, J. (2011). Normal feline brain: clinical anatomy using magnetic resonance imaging. *Anatomia, Histologia, Embryologia*, 41(2), 87-95. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0264.2011.01106.x>

Mones, A., & Ojasti, J. (1986). *Hydrochoerus hydrochaeris*. *Mammalian Species*, 264, 1-7. <https://doi.org/10.2307/3503784>

Moreira, J. R., Alvarez, M. R., Tarifa, T., Pacheco, V., Taber, A., Tirira, D. G., ... Macdonald, D. W. (2013). Taxonomy, natural history and distribution of the capybara. In J. R. Moreira, K. M. P. M. B. Ferraz, E. A. Herrera, & D. W. Macdonald (Eds.), *Capybara - biology, use and conservation of an exceptional neotropical species* (pp. 3-29). New York: Springer.

Natt, O., Watanabe, T., Boretius, S., Radulovic, J., Frahm, J., & Michaelis, T. (2002). High-resolution 3D MRI of mouse brain reveals small cerebral structures *in vivo*. *Journal of Neuroscience Methods*, 120(2), 203-209. [https://doi.org/10.1016/S0165-0270\(02\)00211-X](https://doi.org/10.1016/S0165-0270(02)00211-X)

Oguz, I., Zhang, H., Rumple, A., & Sonka, M. (2014). RATS: Rapid Automatic Tissue Segmentation in rodent brain MRI. *Journal of Neuroscience Methods*, 221, 175-182. <https://doi.org/10.1016/j.jneumeth.2013.09.021>

Pachaly, J. R., Acco, A., & Lange, R. R. (2001). Ordem Rodentia (Rodents). In M. E. Fowler, & Z. S. Cubas (Eds.), *Biology, medicine, and surgery of South American wild animals* (pp. 225-237). Iowa: Iowa State University Press, 2001.

Pakozdy, A., Angerer, C., Klang, A., König, E. H., & Probst, A. (2014). gyration of the feline brain: localization, terminology and variability. *Anatomia, Histologia, Embryologia*, 44(6), 422-427. <https://doi.org/10.1111/ahe.12153>

Reckziegel, S. H., Lindemann, T., & Campos, R. (2001). A systematic study of the brain base arteries in capybara (*Hydrochoerus hydrochaeris*). *Brazilian Journal of Morphological Sciences*, 18(2), 103-110.

Reckziegel, S. H., Schneider, F. L., Edelweiss, M. I. A., Lindemann, T., & Culau, P. O. V. (2004). Anatomy of the caudal cerebral artery on the surface of capybara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) brain. *Brazilian Journal of Morphological Sciences*, 21(3), 131-134.

Robina, A. (1982). Topografía craneoencefálica del caballo (Raza española) basada en métodos radiológicos. *Anatomia, Histologia, Embryologia*, 11(1), 2-18. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0264.1982.tb00975.x>

Steele, C., Fioretto, E. T., Sasahara, T. H. C., Guidi, W. L., de Lima, A. R., Ribeiro, A. A. C. M., & Loesch, A. (2006). On the atrophy of the internal carotid artery in capybara. *Cell and Tissue Research*, 326(3), 737-748. <https://doi.org/10.1007/s00441-006-0218-0>

Thomson, C., & Hahn, C. (2012). *Veterinary neuroanatomy: a clinical approach*. Edinburg: Saunders Elsevier.

Tucker, R., & Holmes, S. (2011). The head. In R. C. Murray (Ed.), *Equine MRI* (pp. 249-268). Chichester: Blackwell Publishing Ltd.

Vassallo, A. I., & Echeverría, A. I. (2009). evolution of brain size in a highly diversifying lineage of subterranean rodent genus *Ctenomys* (Caviomorpha: Ctenomyidae). *Brain, Behavior and Evolution*, 73(2), 138-149. <https://doi.org/10.1159/000218738>

Vucetich, M. G., Deschamps, C. M., & Pérez, M. E. (2013). Paleontology, evolution and systematics of capybara. In J. R. Moreira, K. M. P. M. B. Ferraz, E. A. Herrera, & D. W. Macdonald (Eds.), *Capybara - biology, use and conservation of an exceptional neotropical species* (pp. 39-56). New York: Springer.

ANEXOS 1

Tabela 1. Lista numérica e alfabética das estruturas anatômicas^a do encéfalo que estão representadas nas imagens de ressonância magnética e de peças anatômicas das figuras 3-8

1	Adesão intertalâmica	36	Lobo occipital
2	Amígdala	37	Lobo parietal
3	Aqueduto mesencefálico	38	Lobo piriforme
4	Base do pedúnculo cerebral	39	Lobo temporal
5	Bulbo olfatório	40	Medula oblonga
6	Cápsula interna	41	Metatálamo
7	Cerebelo	42	n. facial
8	Colículo caudal	43	n. óptico
9	Colículo rostral	44	n. trigêmeo
10	Comissura caudal	45	n. vestibulococlear
11	Comissura do hipocampo	46	Núcleo caudado
12	Corpo caloso	47	Núcleo geniculado lateral
13	Esplênio do corpo caloso	48	Núcleo geniculado medial
14	Fissura longitudinal	49	Núcleo lentiforme
15	Fissura prima	50	Pedúnculo cerebelar caudal
16	Fissura uvulonodular	51	Pedúnculo cerebelar médio
17	Forame interventricular	52	Pedúnculo cerebelar rostral
18	Formação hipocampal	53	Pedúnculo cerebral
19	Fórnix	54	Pedúnculo olfatório
20	Fossa interpeduncular	55	Pirâmide
21	Gânglio oftálmico do n. trigêmeo	56	Plexo coroide
22	Giro do cíngulo	57	Ponte
23	Glândula pineal	58	Quarto ventrículo
24	Habênula	59	Quiasma óptico
25	Hemisfério cerebelar	60	Ramos oftálmico e maxilar do n. trigêmeo
26	Hipocampo	61	Septo telencefálico
27	Hipófise	62	Substância negra
28	Hipotálamo	63	Sulco rinal
29	Infundíbulo	64	Tálamo
30	Joelho do corpo caloso	65	Tegmento mesencefálico
31	Língua cerebelar	66	Terceiro ventrículo
32	Lobo cerebelar caudal	67	Trato óptico
33	Lobo cerebelar rostral	68	Túber cinéreo
34	Lobo floclonodular	69	Ventrículo lateral
35	Lobo frontal	70	Verme cerebelar

^aAs estruturas anatômicas estão de acordo com a Nomina Anatomica Veterinaria (2017)

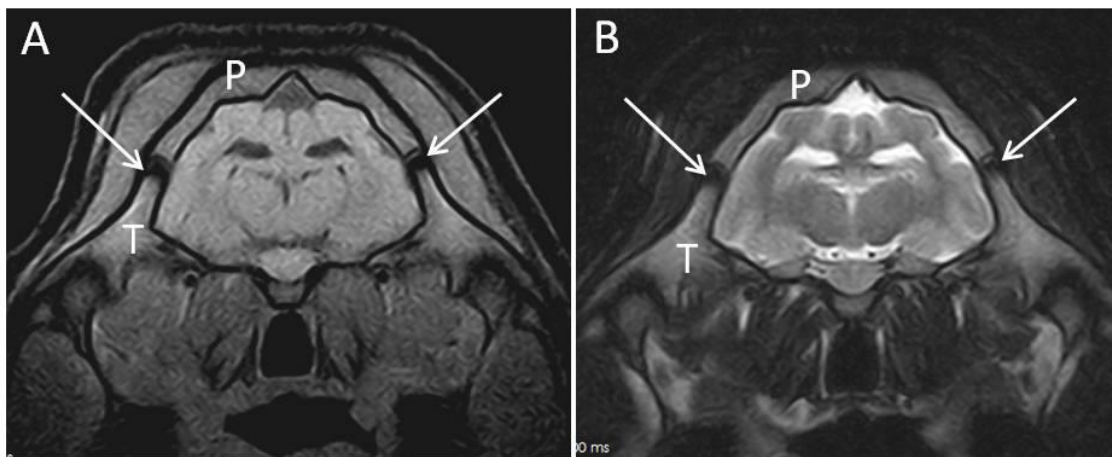


Fig. 1. Imagens em cortes transversais de ressonância magnética de capivara em nível do diencéfalo em seqüências (A) SE T1 e (B) FSE T2. Note a sutura craniana (setas) hipointensa entre os ossos parietal (P) e temporal (T).

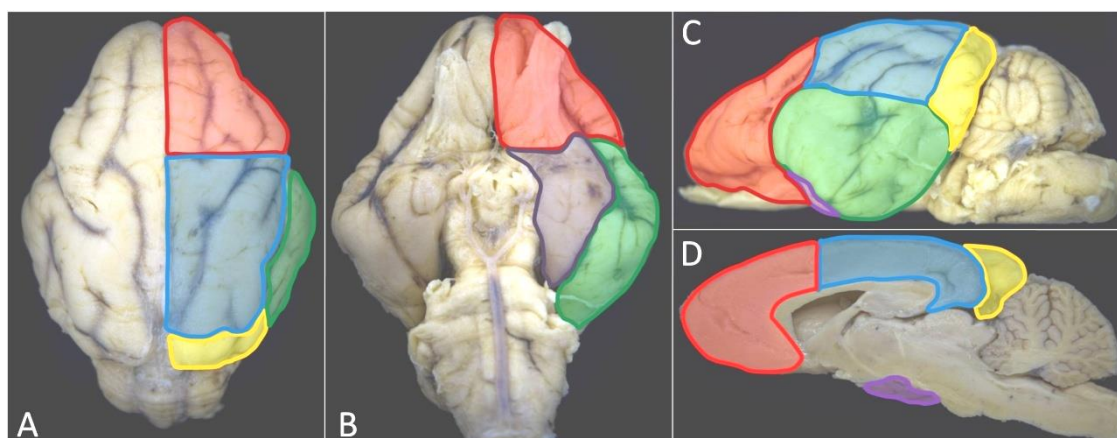


Fig. 2. Encéfalo de capivara em vista (A) dorsal, (B) ventral, (C) lateral esquerda e (D) sagital mediano. Os lobos estão destacados em diferentes cores, sendo a área vermelha correspondendo o lobo frontal, a área azul ao lobo parietal, a área verde ao lobo temporal, a área amarela ao lobo occipital e a área roxa ao lobo piriforme. Note o formato hexágono do encéfalo em vista dorsal e ventral.

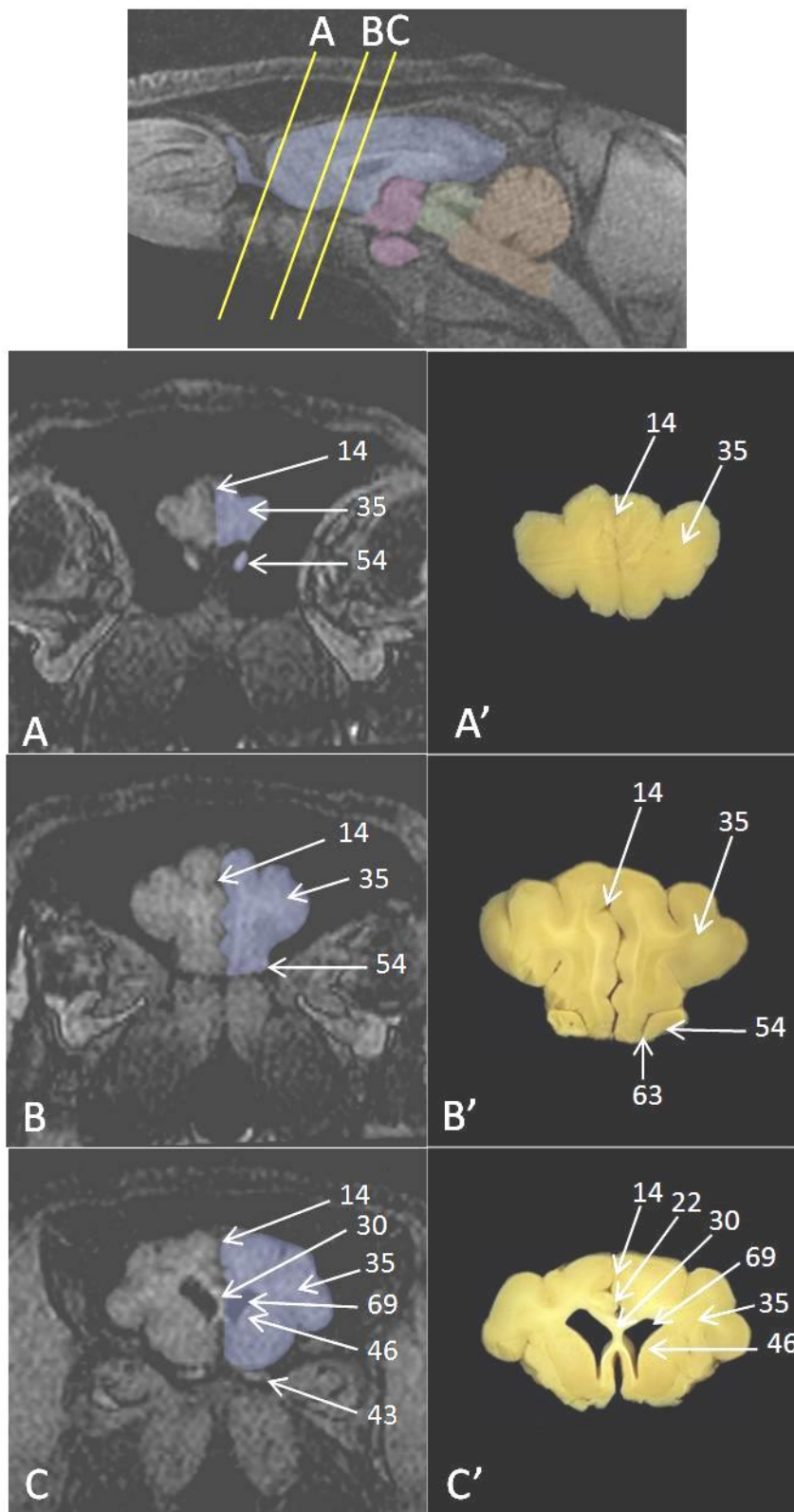


Fig. 3. (A-C) imagens de ressonância magnética ponderadas em T1 (TR=33,00, TE=14,00) em corte transversal e (A'-C') cortes transversais anatômicos do encéfalo de capivara sendo representados por linhas de referências na imagem sagital mediano ponderada em T1 no topo da figura. As legendas estão indexadas na Tabela 1. Azul=telencéfalo e rinencéfalo; laranja=metencéfalo e mielencéfalo; rosa=diencefalo; verde=mesencéfalo.

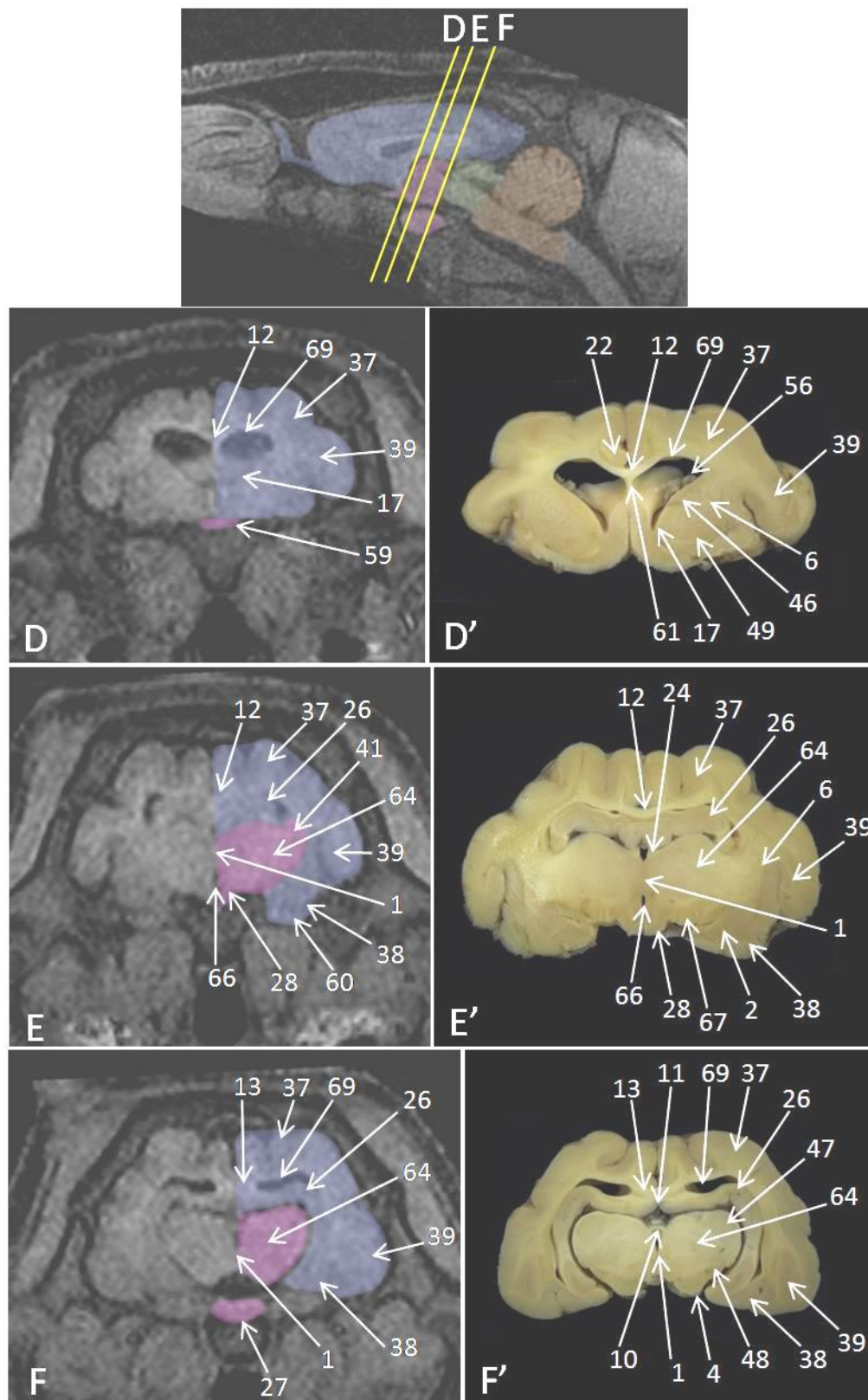


Fig. 4. (D-F) imagens de ressonância magnética ponderadas em T1 (TR=33,00, TE=14,00) em corte transversal magnética e (D'-F') cortes transversais anatômicos do encéfalo de capivara sendo representados por linhas de referências na imagem sagital mediano ponderada em T1 no topo da figura. As legendas estão indexadas na Tabela 1. Azul=telencéfalo e rinencéfalo; laranja=metencéfalo e mielencéfalo; rosa=diencéfalo; verde=mesencéfalo.

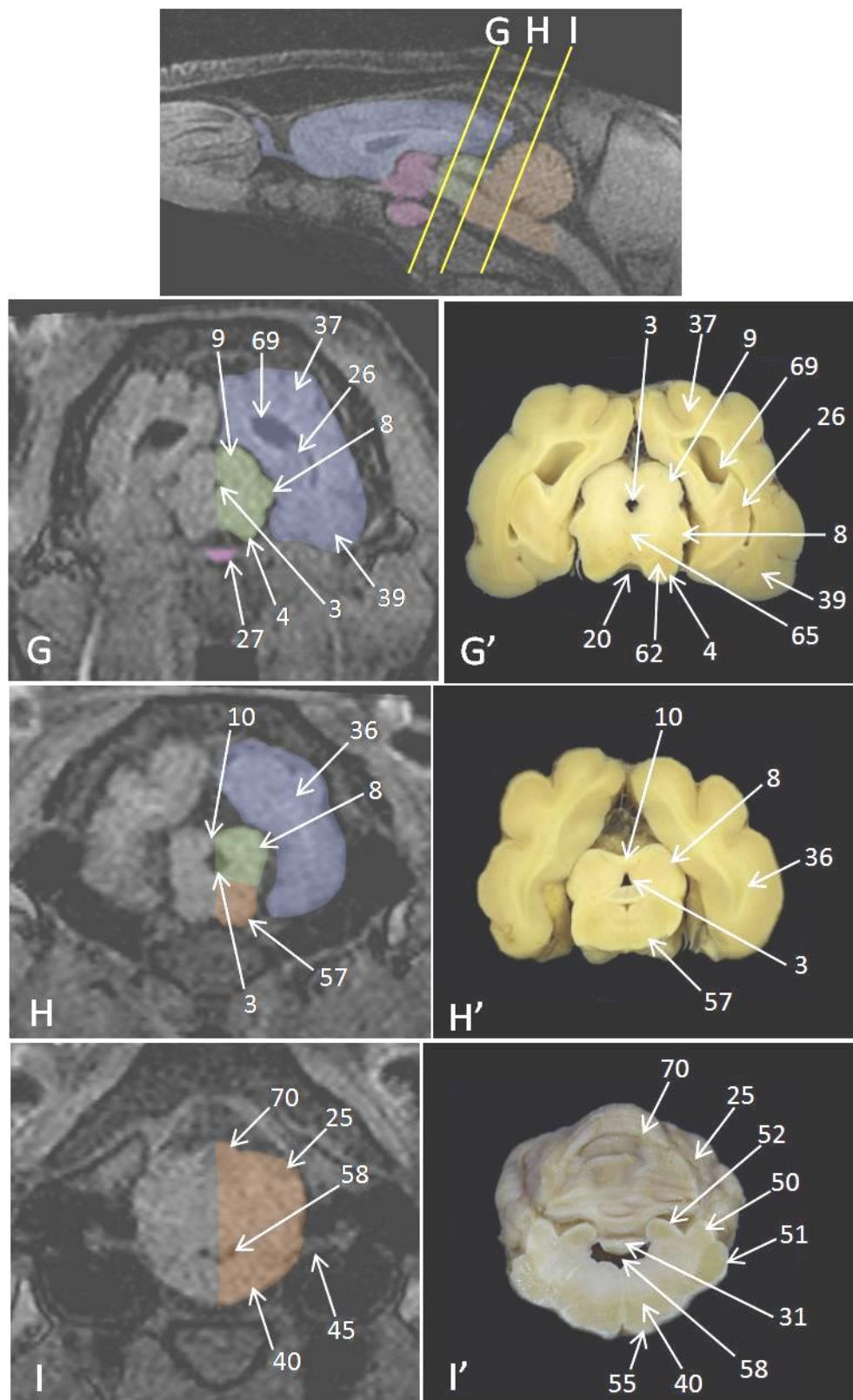


Fig. 5. (G-I) imagens de ressonância magnética ponderadas em T1 (TR=33,00, TE=14,00) em corte transversal e (G'-I') cortes transversais anatômicos do encéfalo de capivara sendo representados por linhas de referências na imagem sagital mediano ponderada em T1 no topo da figura. As legendas estão indexadas na Tabela 1. Azul=telencéfalo e rinencéfalo; laranja=metencéfalo e mielencéfalo; rosa=diencéfalo; verde=mesencéfalo.

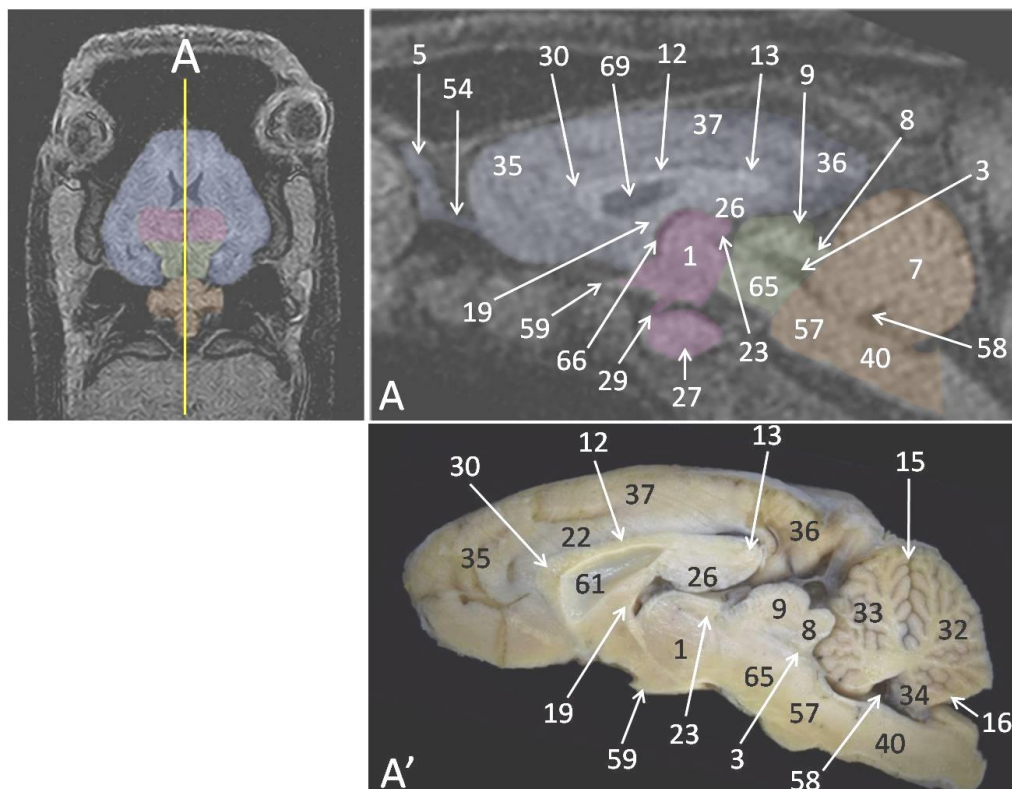


Fig. 6. (A) imagem de ressonância magnética ponderada em T1 (TR=33,00, TE=14,00) em corte sagital mediano e (A') corte sagital mediano anatómico do encéfalo de capivara sendo representados por linhas de referências na imagem dorsal ponderada em T1 à esquerda da figura. As legendas estão indexadas na Tabela 1. Azul=telencéfalo e rinencéfalo; laranja=metencéfalo e mielencéfalo; rosa=diencéfalo; verde=mesencéfalo.

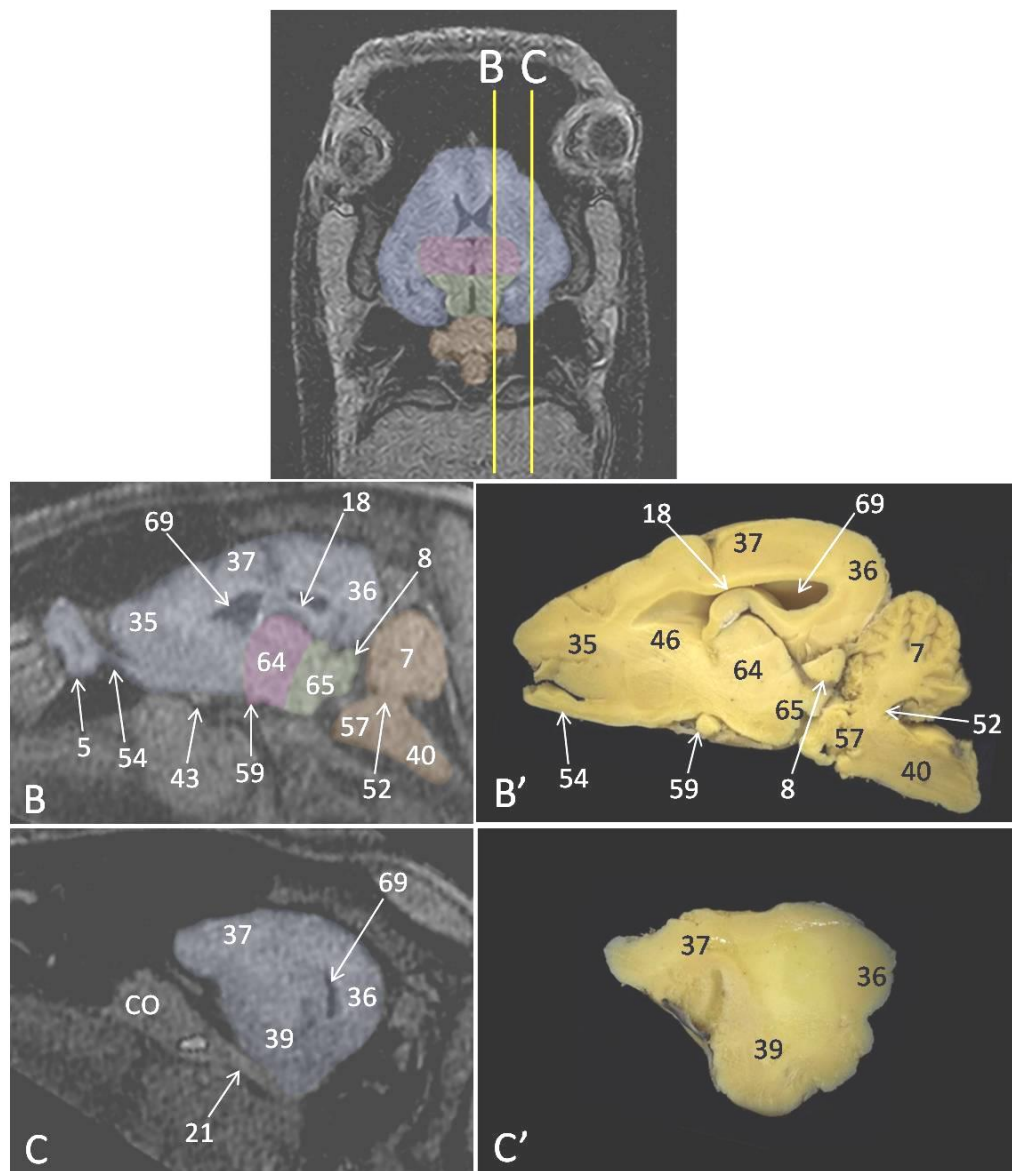


Fig. 7. (B, C) imagens de ressonância magnética ponderadas em T1 (TR=33,00, TE=14,00) em corte sagital e (B', C') cortes sagitais anatômicos do encéfalo de capivara sendo representadas por linhas de referências na imagem dorsal ponderada em T1 no topo da figura. As legendas estão indexadas na Tabela 1. *CO*=cone óptico; *Azul*=telencéfalo e rinencéfalo; *laranja*=metencéfalo e mielencéfalo; *rosa*=diencéfalo; *verde*=mesencéfalo.

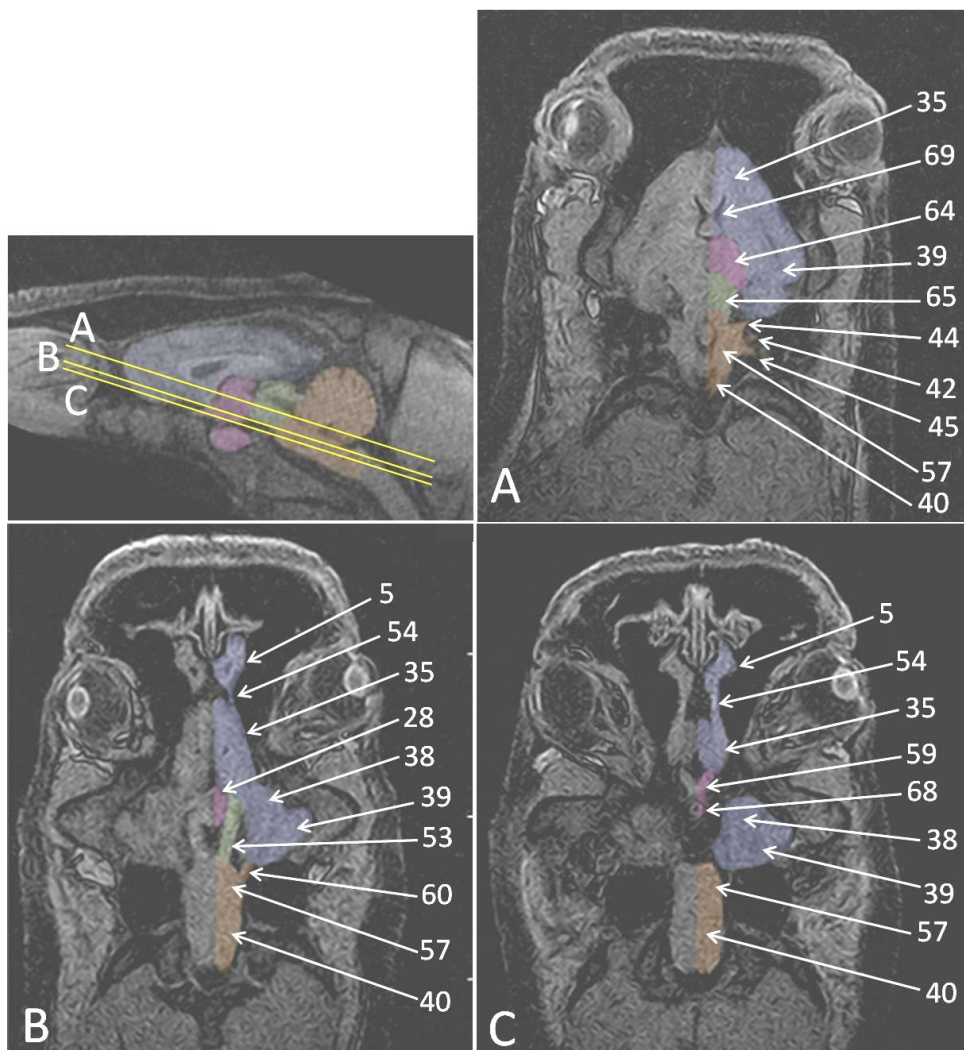


Fig. 8. (A-C) imagens de ressonância magnética ponderadas em T1 (TR=33,00, TE=14,00) em corte dorsal sendo representadas por linhas de referências na imagem sagital mediano ponderada em T1 à esquerda da figura A. As legendas estão indexadas na Tabela 1. Azul=telencéfalo e rinencéfalo; laranja=metencéfalo e mielencéfalo; rosa=diencefalo; verde=mesencéfalo.

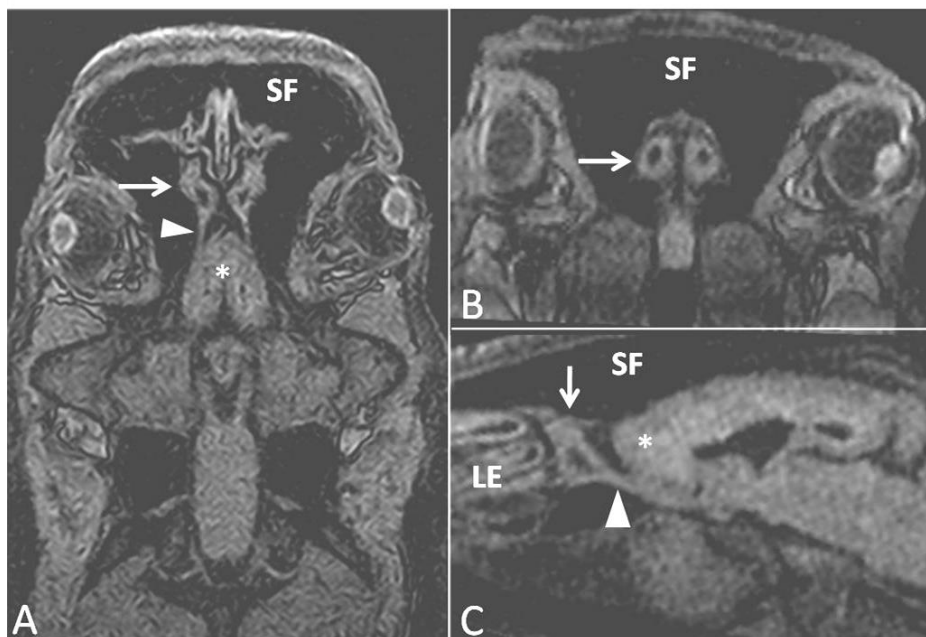


Fig. 9. Imagens de ressonância magnética ponderadas em T1 (TR=33,00, TE=14,00) em cortes (A) dorsal, (B) transversal e (C) sagital em níveis dos bulbos olfatórios. Note a extensão rostral dos bulbos olfatórios (setas) em relação aos lobos frontais (asteriscos), associado aos longos pedúnculos olfatórios (pontas de setas). A área hipointensa no interior de cada bulbo olfatório corresponde ao ventrículo olfatório preenchido por fluido cerebroespinal. LE=labirinto etmoidal; SF=seio frontal.

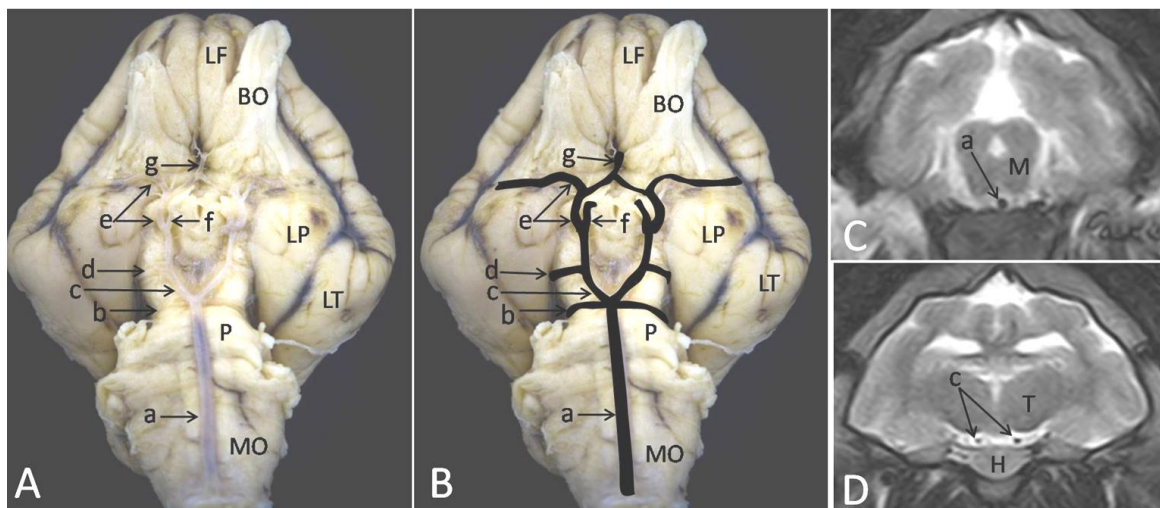


Fig. 10. Fotografia da peça anatômica encefálica de uma capivara adulta em vista ventral sem (A) e com (B) destaque das artérias da base do encéfalo de maior diâmetro. Sequência T2 da ressonância magnética em corte transversal em (C) nível de mesencéfalo e em (D) nível de tálamo. a-artéria basilar; b-artéria cerebelar rostral; c-ramo terminal da artéria basilar; d-artéria cerebral caudal; e-artéria cerebral média; f-artéria oftálmica interna; g-artéria comunicante rostral. BO=bulbo olfatório; H=hipófise; LF=lobo frontal; LP=lobo piriforme; LT=lobo temporal; M=mesencéfalo; MO=medula oblonga; P=ponte; T=tálamo.

CAPÍTULO III
TRABALHOS CIENTÍFICOS

B) Normal eye and orbit of the capybara, *Hydrochoerus hydrochaeris* (Rodentia, Hystricognathi), by Magnetic Resonance Imaging

O presente trabalho científico será enviado para a revista *Veterinary Ophthalmology* (ISSN online: 1463-5224), a qual possui fator de impacto de 1,083. As normas de publicação da revista estão detalhadas no respectivo link: <https://onlinelibrary.wiley.com/page/journal/14635224/homepage/forauthors.html>

School of Veterinary Medicine and Animal Science, São Paulo State University, Botucatu, Brazil

Title: Normal eye and orbit of the capybara, *Hydrochoerus hydrochaeris* (Rodentia, Hystricognathi), by Magnetic Resonance Imaging

Short title: MRI of the Capybara Orbit

Lidiane da Silva Alves¹, Inajara Nakamura Hirota¹, Carolina Hagy Giroto¹, Luiz Carlos Vulcano¹

¹ School of Veterinary Medicine and Animal Science - FMVZ, UNESP - São Paulo State University, Botucatu, SP, Brazil

Correspondence

Luiz Carlos Vulcano, School of Veterinary Medicine and Animal Science - FMVZ, UNESP - São Paulo State University, Botucatu, SP, Brazil. Emails: vulcano@unesp.br; lidiane.alves@unesp.br

Funding information

CAPES (*Coordination of Improvement of Higher Education Personnel*); FAPESP (The São Paulo Research Foundation), Grant/Award Number: 2015/24811-3

With 5 figures and 1 table

Resumo

Objetivo: Descrever as estruturas anatômicas do bulbo ocular e da órbita de capivaras por meio da ressonância magnética utilizando estudos comparativos aos animais domésticos e a outros roedores.

Animais estudados: Oito capivaras adultas e subadultas pesando entre 25 e 52 kg foram submetidas ao exame de ressonância magnética.

Procedimentos: Estruturas do bulbo ocular e partes moles da órbita foram avaliadas nas sequências T1 e T2 da RM nos planos transversal, sagital oblíquo e dorsal oblíquo. Mensurações como o comprimento axial do bulbo ocular, profundidade da câmara anterior, espessura da lente e espessura do nervo óptico foram obtidas no plano dorsal oblíquo na sequência T1 e realizada análises descritivas.

Resultados: As estruturas oculares caracterizadas por meio da ressonância magnética foram córnea, esclera, corpos ciliares, câmara anterior, lente, corpo vítreo, nervo óptico, glândula lacrimal e, em espaço retrobulbar, músculos retos dorsal, ventral, medial e lateral, músculo oblíquo dorsal e músculo retrator do bulbo ocular, e a gordura intraperiorbital. As capivaras apresentaram uma média (\pm DP) de $24,1 \pm 1,8$ mm de comprimento do bulbo ocular, $2,8 \pm 0,6$ mm de profundidade da câmara, $8,5 \pm 0,7$ mm de espessura da lente e $2,6 \pm 0,6$ mm em terço proximal e $2,9 \pm 0,6$ mm em terço caudal da espessura do nervo óptico.

Conclusões: Foi possível concluir que as estruturas bulbares e orbitais são melhor caracterizadas na sequência T1 da RM, porém não excluindo a utilização da sequência T2 para estudos patológicos, e acredita-se que as mensurações obtidas nesses animais podem ser utilizadas como complemento para o estudo da órbita por meio da RM..

Palavras-chave: Caviidae, animais selvagens, anatomia comparativa, oftalmologia, músculos da órbita, espaço retrobulbar

1 INTRODUÇÃO

A capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*), da família Caviidae e ordem Rodentia, é considerada o maior roedor^{1,2}, pesando entre 35 a 65 kg³, e sua pelagem é longa e grossa de coloração acinzentada em região dorsal e castanha amarelada nas regiões inferiores⁴. Essa espécie predomina na América do Sul³ e possui vida semi-aquática, habitando rios, lagoas e represas⁴.

Das modalidades de diagnóstico por imagem, a ultrassonografia tem sido bastante utilizada em animais domésticos e selvagens para avaliação do bulbo ocular e do espaço retrobulbar⁵. Entretanto, em lesões mais profundas do espaço retrobulbar, o exame ultrassonográfico torna-se limitado, sendo utilizados exames de tomografia computadorizada (TC) e ressonância magnética (RM) para melhor detalhamento de estruturas anatômicas da órbita, como músculos, nervo óptico e gordura intraperiorbital⁶⁻⁹. Uma das vantagens dessas técnicas é que são exames realizados em cortes, eliminando a sobreposição de imagens, sendo que a RM oferece melhor contraste e detalhamento das estruturas. Além disso, pode-se administrar meios de contraste endovenoso a fim de detectar processos patológicos¹⁰.

Roedores como camundongos, ratos, cutias, porquinhos-da-índia, pacas e mocós têm sido estudados quanto a sua anatomia e biometria ocular¹¹⁻¹⁵. Até o momento, ao menos dois estudos descrevendo as características anatômicas e biométricas do olho e órbita de capivaras foram encontrados utilizando como métodos de diagnóstico por imagem a ultrassonografia em modo-B¹⁶ e a tomografia computadorizada¹⁷. Descrição anatômica do bulbo ocular e da órbita por meio da RM tem sido descrito em alguns animais selvagens, como corujas e aves de rapina^{18,19}.

Existem diferenças anatômicas, fisiológicas e patológicas significativas entre animais domésticos e roedores¹¹. Por isso, estabelecer parâmetros normais para animais selvagens é de fundamental importância para a comunidade científica¹⁶. Assim, o objetivo deste estudo foi identificar e classificar as estruturas anatômicas do bulbo ocular e da órbita da espécie *H. hydrochaeris* por meio da ressonância magnética comparando aos animais domésticos e a outros roedores.

2 MATERIAIS E MÉTODOS

Esse estudo foi aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA) da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade Estadual Paulista Campo de Botucatu, sob o protocolo de número 80/2014-CEUA.

Foram utilizadas cinco capivaras adultas e três subadultas alocadas no Centro de Medicina e Pesquisa em Animais Selvagens (CEMPAS, FMVZ - UNESP, Botucatu-SP), sendo dois machos e seis fêmeas pesando entre 25 a 52 kg. A classificação de idade foi baseada em critérios descritos previamente: subadulto - ausência de características de jovem (cor e textura da pelagem) ou ausência de características de adulto (características sexuais secundárias) e massa corpórea abaixo de 40 kg; e adulto - presença de características sexuais secundárias de adulto e massa corpórea acima de 40 kg²⁰.

Após a contenção química utilizando cloridrato de quetamina 10% (dose de 7 mg/kg e concentração de 100 mg/mL, via intramuscular - IM), associado a midazolam (dose de 0,3 mg/kg e concentração de 5 mg/mL, IM), e acepromazina (dose de 0,03 mg/kg e concentração de 0,2 %, IM), os animais foram induzidos com Isoflurano (diluído em 100% de oxigênio) por meio de máscara facial e, em seguida, intubados com sonda traqueal para a manutenção da anestesia geral inalatória com Isoflurano.

Os exames de RM foram realizados em um equipamento Esaote modelo VET-MR Grande de scanner 0,25 Tesla, adquirido por meio do projeto FAPESP n° 2009/54028-8. Os oito animais foram posicionados em decúbito lateral direito com o crânio acoplado no interior da bobina de crânio de dois canais de frequência.

Foram realizadas sequências *Fast spin-eco* (FSE) T2 em plano transversal (espessura de corte de 4 mm, tempo de repetição - TR de 4130,00 e tempo de eco - TE de 90,00), *Spin-eco* (SE) T1 em plano transversal (espessura de corte de 4 mm, TR de 500,00 e TE de 18,00) e Turbo 3D T1 (ponderada em T1) em planos dorsal, transversal e sagital (espessura de corte de 0,8, 1,4 e 1,0 mm respectivamente, TR de 33,00 e TE de 14,00). Após a obtenção das imagens, foram realizadas reconstruções multiplanares (MPR) em plano sagital oblíquo do olho e da órbita nas sequências FSE T2, SE T1 e Turbo 3D T1 e em plano dorsal oblíquo na sequência Turbo 3D T1 por meio do programa Voxar-3D (Barco; Edinburg, Escócia). Para todas as sequências foi utilizado o FOV (*Field of view*) de 20 cm X 20 cm. Por se tratar de estudo descritivo anatômico, não foi realizada injeção de contraste paramagnético intravenoso.

As imagens foram avaliadas no *software* Synapse® Fujifilm PACS armazenadas em extensão DICOM. As estruturas anatômicas da órbita foram identificadas e classificadas nas imagens de RM utilizando dados na literatura de animais domésticos e comparando-as com outros roedores. Dois avaliadores, em comum acordo, escolheram o melhor corte de RM de cada animal para a avaliação das estruturas e, então, mensuraram o comprimento axial do bulbo ocular, profundidade da câmara anterior e espessura da lente de ambos os olhos direito e esquerdo por meio dos planos dorsais oblíquos na sequência ponderada em T1. Além disso, foi mensurado também a espessura do nervo óptico direito e esquerdo no mesmo plano, sendo P1 o ponto mais rostral do nervo óptico (parte intraorbital, próximo ao bulbo ocular), e P2 o ponto mais caudal (parte extraorbital, próximo ao quiasma óptico) (Figura 1). Foram realizadas análises descritivas (média, desvio padrão, mínimo e máximo) das mensurações obtidas nas estruturas oculares e nervo óptico.

3 RESULTADOS

O bulbo ocular das capivaras apresentaram-se lateralizados no crânio, de formato globoso e levemente achatado no eixo anteroposterior, com média de 24,1 mm (DP=1,8) (Tabela 1). A esclera apresentou-se bem delimitada e hipointensa em ambas as sequências T1 e T2. Não foi possível distinguir a retina de esclera e coroide em face posterior do bulbo ocular. A córnea foi observada como uma protuberância na face anterior do bulbo ocular e visibilizada como fina linha de intensidade intermediária (cinza claro) em ambas as sequências T1 e T2 (Figura 2).

Os corpos ciliares foram identificados como finas estruturas hiperintensas em T2 e hipointensas em T1 circundando a lente. A câmara anterior foi bem delimitada, preenchida por material hiperintenso em T2 e hipointenso em T1, com a média de 2,8 mm (DP=0,6) de profundidade. A lente foi observada como estrutura biconvexa, sendo a face posterior mais convexa que a anterior, apresentando-se hipointenso em ambas as sequências T1 e T2 e de contornos hiperintensos em T1, com a média de 8,5 mm (DP=0,7) de espessura. O corpo vítreo presente na câmara vítrea mostrou-se homogêneo e hiperintenso em T2 e hipointenso em T1 (Figura 2).

A órbita apresentou-se em formato de cone, podendo ser observadas as estruturas retrobulbares. A gordura intraperiorbital hiperintensa em T1 promoveu um bom contraste podendo ser diferenciado os músculos e o nervo óptico (Figuras 2 e 3).

Os músculos classificados foram os músculos retos dorsal, ventral, medial e lateral, o músculo oblíquo dorsal e o músculo retrator do bulbo (Figura 3). O músculo oblíquo dorsal originou-se na face dorsomedial do bulbo ocular observado pelo plano transversal. O músculo retrator do bulbo apresentou-se inserido na face posterior do bulbo ocular circundando o nervo óptico no plano sagital oblíquo. Os quatro músculos retos foram visibilizados em todos os planos se originando nas faces dorsal, ventral, lateral e medial do bulbo ocular, se estendendo caudalmente.

O nervo óptico foi identificado como uma estrutura tubular levemente hiperintensa em T1 e isointensa ao tecido muscular em T2 que se projeta da face posterior e ligeiramente ventral do bulbo ocular até o quiasma óptico (Figura 4). A bainha que recobre o nervo óptico com líquido cerebrospinal (LCE) apresentou-se hipointensa em T1 e hiperintensa em T2, porém foi melhor avaliada na parte intraorbital devido o contraste promovido pela gordura intraperiorbital adjacente. A espessura do nervo óptico teve média de 2,6 mm (DP=0,6) em terço rostral (P1) e média de 2,9 mm (DP=0,6) em terço caudal (P2) (Tabela 1). O quiasma óptico foi visibilizado no assoalho da cavidade craniana.

A glândula lacrimal foi localizada em face dorsolateral ao bulbo ocular como uma estrutura ovalada de intensidade intermediária em ambas as sequências T1 e T2, sendo ligeiramente heterogênea com áreas puntiformes hiperintensas em T2 (Figura 5).

4 DISCUSSÃO

Apesar do exame ultrassonográfico fornecer dados relevantes do bulbo ocular e do espaço retrobulbar, o exame de RM pode oferecer informações precisas da localização e da caracterização de lesões intra- e extraoculares^{5,21}.

Nas imagens de RM das capivaras, pode-se ter melhor definição das estruturas da órbita na sequência T1, devido o contraste promovido pela gordura intraperiorbital diferenciando os músculos e nervo óptico. Do mesmo modo, essa sequência foi descrita como a de escolha para detalhar as estruturas anatômicas em cães e gatos⁸. Embora as estruturas anatômicas intraoculares apresentaram melhor definição na sequência T1 dos bulbos oculares de capivaras, o descolamento de retina foi relatado em um gato pela sequência T2, não sendo identificado nas demais sequências como T1 e densidade protônica⁸.

Os planos que melhor pode-se avaliar o bulbo ocular nas capivaras foram transversais e dorsais e para avaliação da órbita os planos sagitais e dorsais oblíquos. Da mesma forma, a avaliação das estruturas retrobulbares em cães nem sempre são avaliadas nos mesmos cortes que os bulbos oculares⁸.

O formato do bulbo ocular das capivaras apresentou-se globoso, porém levemente achatado no eixo anteroposterior, semelhante aos mocós (*Kerodon rupestris*), uma espécie de roedor pertencente a mesma família que a capivara¹². Em contrapartida, o bulbo ocular de outros roedores, como chinchila e porquinho-da-índia, foi descrito como formato circular²². Outra estrutura do bulbo ocular das capivaras que se assemelhou a outro roedor foi a lente, a qual também foi caracterizada como formato esférico em chinchilas²².

Algumas das afecções que acometem roedores são a microftalmia, que pode desenvolver distúrbios na drenagem lacrimal e processos infecciosos, e tumores em nervo óptico, incluindo meningiomas²³. Visto isso, foram realizadas mensurações do bulbo ocular, de estruturas intraoculares e do nervo óptico das capivaras a fim de referenciar dados da normalidade para essa espécie. As mensurações realizadas do bulbo ocular das capivaras foram baseadas nas já descritas na literatura por meio do exame ultrassonográfico modo-B em animais domésticos, obtendo então imagem perpendicular do eixo axial do bulbo ocular no aspecto anteroposterior^{24,25}, a qual pode ser realizada nas imagens dorsais oblíquas da RM.

As mensurações obtidas nas estruturas oftálmicas das capivaras do estudo foram discretamente superiores aos descritos em capivaras por meio da ultrassonografia modo-B (22,20 mm do comprimento do bulbo ocular, 2,21 mm da profundidade de câmara anterior e 7,41 mm da espessura da lente)¹⁶. Acredita-se que isso pode ter ocorrido devido as imagens de RM serem realizadas em cortes e oferecer melhor contraste, obtendo maior aproveitamento de área das estruturas mensuradas. Em comparação a outros roedores, a capivara apresentou maior comprimento do bulbo ocular e da espessura da lente que mocós (10,67 mm e 7,41 mm, respectivamente) e chinchilas (11,42 mm e 5,19 mm, respectivamente), porém com a profundidade da câmara anterior menor que a de mocós (4,60 mm)^{12,22}.

O nervo óptico foi delimitado por meio do realce promovido pela bainha que o recobre, a qual apresentou-se hipointensa em T1 e hiperintensa em T2, já que a gordura intraperiorbital apresentou-se hiperintensa em T1 e de intensidade intermediária em T2.

Isso ocorre devido o LCE estar presente na bainha, sendo também observado em exames de RM de nervos ópticos em cães²⁶. A mensuração de espessura do nervo óptico não incluiu a bainha no presente estudo, devido a não delimitação da mesma na parte intracraniana, pois o hipossinal de partes ósseas adjacentes se somatizou com o hipossinal da bainha nas imagens T1 do plano dorsal oblíquo.

O nervo óptico no polo posterior do bulbo ocular das capivaras apresentou-se central e ligeiramente ventral em relação ao eixo axial ocular, sendo descrito previamente como somente central nessa espécie²⁷. Em mocós, a inserção do nervo óptico foi localizado no sentido ventral e temporal no polo posterior do bulbo ocular¹².

Em estudos macroscópicos com capivaras, observaram que a retina desses animais mede cerca de 0,13 a 0,14 mm de espessura²⁷. Contudo, não foi possível caracterizar a retina das capivaras do presente estudo, assim como relatado em cavalos⁹, devido a dificuldade da distinção de esclera, coróide e retina nas imagens de RM.

Em chinchilas e porquinhos-da-índia, a glândula lacrimal apresenta-se localizada na margem temporal da borda da órbita^{28,29}, localização semelhante a observada nas capivaras, a qual foi dorsolateral ao bulbo ocular. Essa glândula apresentou-se pequena e de difícil visualização em algumas imagens avaliadas, porém pode-se notar aspecto granular com áreas hiperintensas na sequência T2, assim como descrito previamente em cavalos⁹. A sua forma predominou ovalada em capivaras, assim como em cães e cavalos^{9,30,31}, sendo que em chinchilas e em porquinhos-da-índia foi descrita como semi-circular e triangular, respectivamente^{28,29}.

A terceira pálpebra em cavalos apresenta-se como estrutura de intensidade intermediária na sequência T2 da RM e localizada em face ventromedial do bulbo ocular. Entretanto, a terceira pálpebra em capivaras foi descrita como estrutura vestigial que não recobre totalmente a superfície do bulbo ocular¹⁶, o que pode justificar a não caracterização dessa estrutura nas imagens de RM do presente estudo.

Como conclusão, o exame de RM ofereceu detalhes das estruturas bulbares e orbitárias em capivaras, sendo melhor visualizadas na sequência T1, e acredita-se que as mensurações do comprimento do bulbo ocular, profundidade da córnea, espessura da lente e espessura do nervo óptico obtidas nesses animais podem ser utilizados como complemento na avaliação da órbita por meio da RM.

AGRADECIMENTOS

Os autores agradecem a Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e a Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) (2015/24811-3).

REFERÊNCIAS

1. Mones A, Ojasti J. *Hydrochoerus hydrochaeris*. *Mamm Species*. 1986;264(264):1-7.
2. Pachaly JR, Acco A, Lange RR. Ordem Rodentia (Rodents). In: Fowler ME, Cubas ZS, eds. *Biology, medicine, and surgery of South American wild animals*. Iowa, USA: Iowa State University Press, 2001;225-237.
3. Moreira JR, Alvarez MR, Tarifa T, *et al.* Taxonomy, natural history and distribution of the capybara. In: Moreira JR, Ferraz KMPMB, Herrera EA, Macdonald DW, eds. *Capybara - biology, use and conservation of an exceptional neotropical species*. New York, USA: Springer; 2013:3-29.
4. Oliveira JA, Bonvicino CR. Ordem Rodentia. In: Reis NR, Peracchi AL, Pedro WA, Lima IP, eds. *Mamíferos do Brasil*. Londrina, BR: Universidade Estadual de Londrina; 2006:379-380.
5. Joslyn S, Richards S, Boroffka S, Mitchell M, Hammond G, Sullivan M. Magnetic resonance imaging contrast enhancement of extra-ocular muscles in dogs with no clinical evidence of orbital disease. *Vet Radiol Ultrasound*. 2014;55(1):63-67.
6. Fike JR, LeCouteur RA, Cann CE. Anatomy of the canine orbital region multiplanar imaging by CT. *Vet Radiol Ultrasound*. 1984;25(1):32-36.
7. Grahn BH, Stewart WA, Towner RA, Noseworthy MD. Magnetic resonance imaging of the canine and feline eye, orbit, and optic nerves and its clinical application. *Can Vet J*. 1993;34(7):418-424.

8. Morgan RV, Daniel GB, Donnell RL. Magnetic resonance imaging of the normal eye and orbit of the dog and cat. *Vet Radiol Ultrasound*. 1994;35(5):102-108.
9. D'Août C, Nisolle JF, Navez M, Perrin R, Launois T, Brogniez, L, *et al*. Computed tomography and magnetic resonance anatomy of the normal orbit and eye of the horse. *Anat Histol Embryol*. 2015;44(5):370-377.
10. d'Anjou M-A. Principles of computed tomography and magnetic resonance imaging. In: Thrall DE, ed. *Textbook of veterinary diagnostic radiology*, 6th edn. St. Louis: Elsevier Saunders; 2013:50-73.
11. Williams D. Rabbit and rodent ophthalmology. *Eur J Companion Anim Pract*. 2007;(17):242-250.
12. Oliveira FG, Andrade-da-Costa BLS, Cavalcante JS, Silva SF, Soares JG, Lima RRM, *et al*. The eye of the crepuscular rodent rock cavy (*Kerodon rupestris*) (Wied, 1820). *J Morphol Sci*. 2014;31(2):89-97.
13. Ostrin LA, Wildsoet CF. Optic nerve head and intraocular pressure in the guinea pig eye. *Exp Eye Res*. 2016;(146):7-16.
14. Rajaei SM, Mood MA, Sadjadi R, Azizi F. Intraocular Pressure, Tear Production, and Ocular Echobiometry in Guinea Pigs (*Cavia porcellus*). *J Am Assoc Lab Anim Sci*. 2016;55(4):475-479.
15. Silveira CPB, Lima TB, Crivelaro RM, de Lacerda LCC, Pádua IRM, Renzo R, *et al*. Ophthalmic parameters in adult lowland paca (*Cuniculus paca*) raised in captivity. *Vet Ophthalmol*. 2018;21(1):42-47.
16. Montiani-Ferreira F, Truppel J, Tramontin MH, Vilani RGD, Lange RR. The capybara eye: clinical tests, anatomic and biometric features. *Vet Ophthalmol*. 2008;11(6):386-394.

17. Hirota IN, Alves LS, Gandolfi MG, Félix M, Ranzani JJT, Brandão CVS. Tomographic and anatomical study of the orbit and nasolacrimal duct in capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*-Linnaeus, 1766). *Anat Histol Embryol.* 2018;47(4):296-305.
18. Morgan RV, Donnell RL, Daniel GB. Magnetic resonance imaging of the normal eye and orbit of a screech owl (*Otus asio*). *Vet Radiol Ultrasound.* 1994;35(5):362-367.
19. Stańczyk EK, Gallego MLV, Nowak M, Hatt J-M, Kircher PR, Carrera I. 3.0 Tesla magnetic resonance imaging anatomy of the central nervous system, eye, and inner ear in birds of prey. *Vet Radiol Ultrasound.* 2018;59(6):705-714.
20. Alho CJR, Rondon NL. Habitats, population densities, and social structure of capybaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*, Rodentia) in the Pantanal, Brazil. *Rev Bras Zool.* 1987;4(2):139-149.
21. Morgan RV, Ring RD, Ward DA, Adams WH. Magnetic resonance imaging of ocular and orbital disease in 5 dogs and a cat. *Vet Radiol Ultrasound.* 1996;37(3):185-192.
22. Lima L, Montiani-Ferreira F, Tramontin M, dos Santos LL, Machado M, Lange RR, *et al.* The chinchilla eye: morphologic observations, echobiometric findings and reference values for selected ophthalmic diagnostic tests. *Vet Ophthalmol.* 2010;13:14-25.
23. Williams D. Ocular disease in rats: a review. *Vet Ophthalmol.* 2002;5(3):183-191.
24. Hamidzada WA, Osuobeni EP. Agreement between a-mode and b-mode ultrasonography in the measurement of ocular distances. *Vet Radiol Ultrasound.* 1999;40(9):502-507.

25. Pizzirani S, Penninck D, Spaulding K. Eye and orbit. In: Penninck D, d'Anjou M-A, eds. *Atlas of small animal ultrasonography*, 2nd edn. Iowa, USA: Willey Blackwell; 2015:19-54.
26. Boroffka SAEB, Görig C, Auriemma E, Passon-Vastenburger MHAC, Voorhout G, Barthez PY. Magnetic resonance imaging of the canine optic nerve. *Vet Radiol Ultrasound*. 2008;49(6):540-544.
27. Fernandez JR-R, Dubielzig RR. Ocular comparative anatomy of the family Rodentia. *Vet Ophthalmol*. 2013;16(1):94-99.
28. Gasser K, Fuchs-Baumgartinger A, Tichy A, Nell B. Investigations on the conjunctival goblet cells and on the characteristics of glands associated with the eye in the guinea pig. *Vet Ophthalmol*. 2011;14(1):26-40.
29. Voigt S, Fuchs-Baumgartinger A, Egerbacher M., Tichy A, Nell B. Investigations on the conjunctival goblet cells and the characteristics of the glands associated with the eye in chinchillas (*Chinchilla Laniger*). *Vet Ophthalmol*. 2012;15(5):333-344.
30. Murphy CJ, Samuelson DA, Pollock, RVH. The eye. In: Evans HE, deLahunta A., eds. *Miller's anatomy of the dog*, 4th edn. St. Louis: Elsevier Saunders; 2013:746-785.
31. Dyce KM, Sack WO, Wensing CJG. The sense organs. In: Dyce KM, Sack WO, Wensing CJG, eds. *Textbook of veterinary anatomy*, 4th edn. St. Louis: Saunders Elsevier; 2010:332-354.

ANEXOS 2

Tabela 1 Análises descritivas (média, desvio padrão, mínimo e máximo) das mensurações das estruturas oculares e de nervo óptico de capivaras

	Média (mm)	Desvio padrão (mm)	Mínimo e máximo (mm)
Comprimento axial do bulbo ocular	24,1	1,8	20,6 - 27,7
Profundidade da câmara anterior	2,8	0,6	1,6 - 4,2
Espessura da lente	8,5	0,7	6,8 - 10,0
Espessura do nervo óptico (P1)	2,6	0,6	1,4 - 4,1
Espessura do nervo óptico (P2)	2,9	0,6	1,9 - 4,7

P1 - parte intraorbital; P2 - parte intracraniana

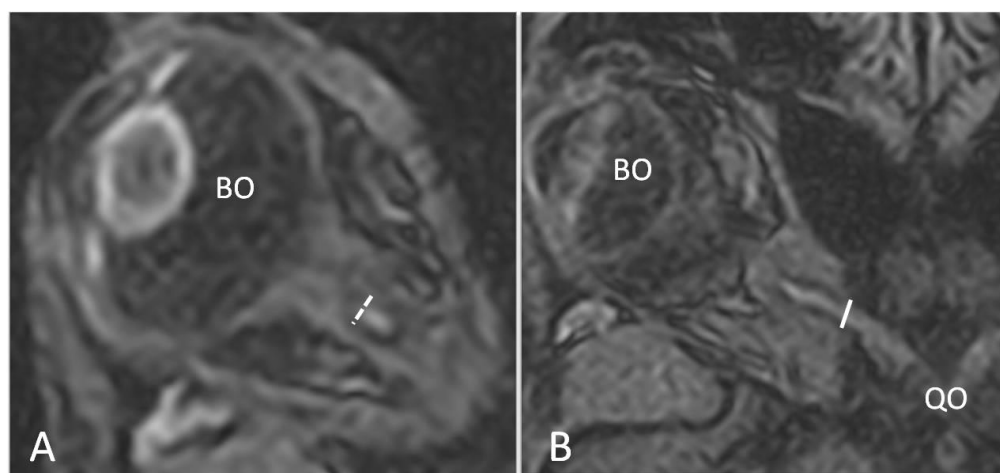


Figura 1 Imagem de RM em corte dorsal oblíquo do bulbo ocular direito de uma capivara adulta na sequência ponderada em T1 (TR=33,00, TE=14,00) demonstrando (A) o ponto de mensuração mais rostral do nervo óptico em nível intraorbital, representado pela linha tracejada, e (B) o ponto de mensuração mais caudal do nervo óptico em nível extraorbital, representado pela linha contínua. BO=bulbo ocular; QO=quiasma óptico.

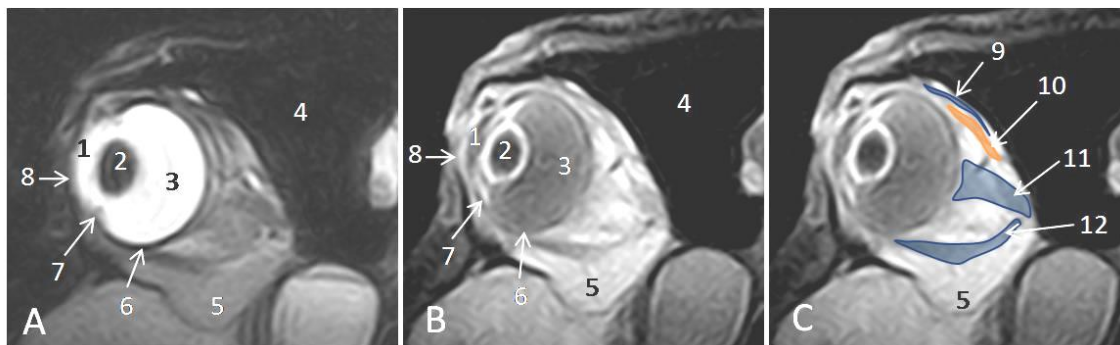


Figura 2 Imagem de RM em corte transversal de bulbo ocular direito de uma capivara adulta nas (A) seqüências T2 e (B,C) T1. 1. câmara anterior. 2. lente. 3. Corpo vítreo. 4. Seio frontal. 5. Gordura intraperiorbital. 6. Esclera. 7. Corpo ciliar. 8. Córnea. 9. M. reto dorsal. 10. M. oblíquo dorsal. 11. M. reto medial. 12. M. reto ventral.

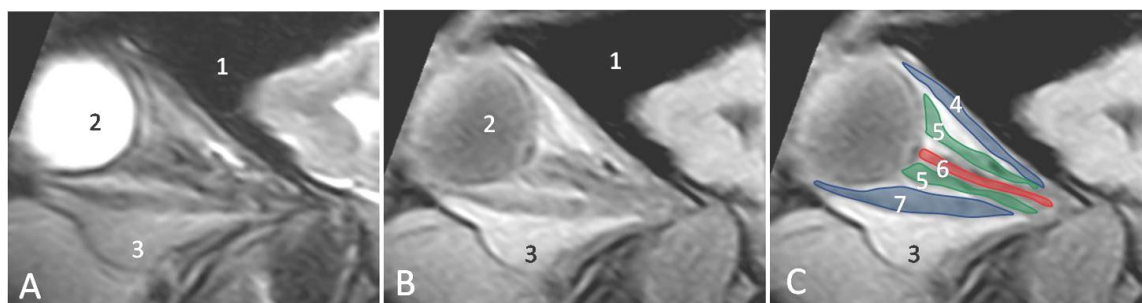


Figura 3 Imagem de RM em corte sagital oblíquo da órbita esquerda de uma capivara adulta nas seqüências (A) T2 e (B,C) T1. 1. Seio frontal. 2. Bulbo ocular. 3. Gordura intraperiorbital. 4. M. reto dorsal. 5. M. retrator do bulbo. 6. Nervó óptico. 7. M. reto ventral.

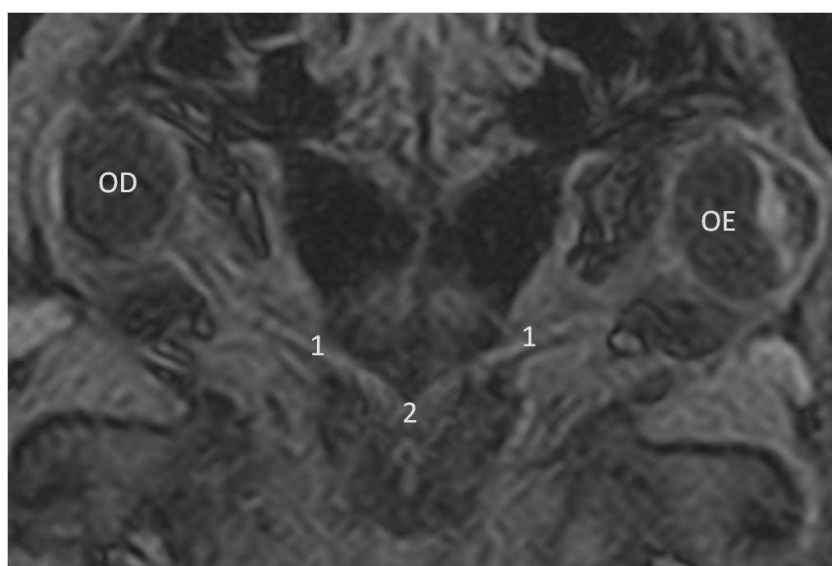


Figura 4 Imagem de RM ponderada em T1 (TR=33,00, TE=14,00) em corte dorsal oblíquo, sendo a face rostral no topo da imagem. OD=bulbo ocular direito; OE=bulbo ocular esquerdo. 1. Nervó óptico, 2. Quiasma óptico.

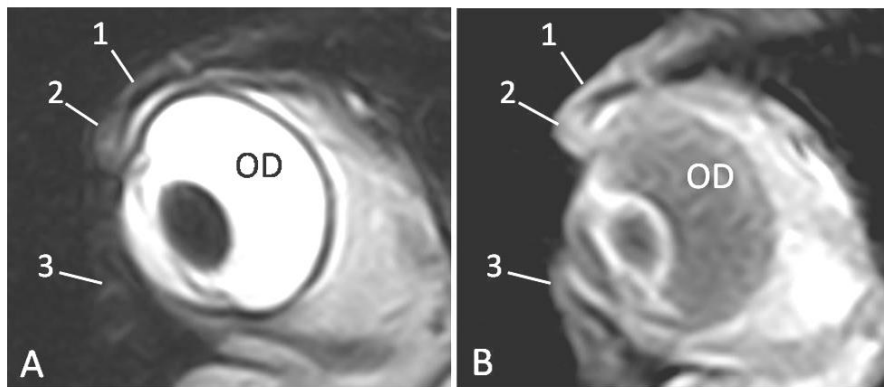


Figura 5 Imagem de RM em corte transversal de bulbo ocular direito de uma capivara adulta nas (A) seqüências T2 e (B) T1. 1. Pálpebra superior, 2. Glândula lacrimal, 3. Pálpebra inferior. *OD=olho direito*.