

JUAN CARLOS CARRASCAL VELÁSQUEZ

**ASPECTOS HISTOMORFOMÉTRICOS, HISTOQUÍMICOS E
ULTRAESTRUTURAIS DO INTESTINO GROSSO
DE CAPIVARAS (*Hydrochoerus sp.*)**

Tese apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Medicina Veterinária, para obtenção do título de *Doctor Scientiae*.

VIÇOSA
MINAS GERAIS – BRASIL
2017

**Ficha catalográfica preparada pela Biblioteca Central da Universidade
Federal de Viçosa - Câmpus Viçosa**

T

C313a
2017

Carrascal Velásquez, Juan Carlos, 1971-
Aspectos histomorfométricos, histoquímicos e
ultraestruturais do intestino grosso de capivaras (*Hydrochoerus
sp.*) / Juan Carlos Carrascal Velásquez. – Viçosa, MG, 2017.
xv, 106f. : il. (algumas color.) ; 29 cm.

Inclui apêndice.

Orientador: Cláudio César Fonseca.

Tese (doutorado) - Universidade Federal de Viçosa.

Inclui bibliografia.

1. Capivara-Cólon (Anatomia). 2. Reto. I. Universidade
Federal de Viçosa. Departamento de Veterinária. Programa de
Pós-graduação em Medicina Veterinária. II. Título.

CDD 22 ed. 636.9

JUAN CARLOS CARRASCAL VELÁSQUEZ

ASPECTOS HISTOMORFOMÉTRICOS, HISTOQUÍMICOS E
ULTRAESTRUTURAIS DO INTESTINO GROSSO DE CAPIVARAS
(*Hydrochoerus sp.*)

Tese apresentada à Universidade
Federal de Viçosa, como parte das
exigências do Programa de Pós-
Graduação em Medicina Veterinária,
para obtenção do título de *Doctor
Scientiae*.

APROVADA: 27 de julho de 2017.


Marlene Isabel Vargas Vitoria


Laércio dos Anjos Benjamin


Sirlene Souza Rodrigues Sartori


João Paulo Machado


Cláudio César Fonseca
(Orientador)

Dedico este trabalho:

A Deus Pai.

À minha esposa e filho

Aos meus pais.

Às minhas irmãs

Aos meus sobrinhos, e

Aos meus amigos

AGRADECIMENTOS

A Deus, por me permitir alcançar uma conquista a mais na minha carreira.

À minha esposa Kellen Cristina, pelo amor, pela paciência e pelo apoio em todos os momentos da minha vida, te amo.

Ao meu filho Juan Felipe, meu campeão que amo cada dia, Você é minha inspiração para continuar coleitando triunfos para nossas vidas.

Aos meus pais Elda e Plinio, às minhas irmãs Lena e Liliana, a minha filha-sobrinha Saray e aos meus sobrinhos Lucia e Samuel David, pelo amor e apoio desde Colômbia.

Aos meus tios e primos, pelo carinho.

À Universidade de Córdoba (UNICOR), pela concessão do tempo para a realização do curso de Doutorado e pelos recursos econômicos.

À Universidade Federal de Viçosa (UFV), pela grande oportunidade de realização do Curso de Pós-graduação em Medicina Veterinária.

À Universidade Federal de Goiás (UFG), pelo apoio logístico e profissional na realização do projeto de pesquisa.

À Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG), pelo apoio no processamento imunohistoquímico das amostras.

Ao professor e orientador Cláudio César Fonseca, pela orientação, dedicação, pelos ensinamentos e pela amizade durante todo o tempo do doutorado.

À coordenação do Programa de Pós-graduação em Medicina Veterinária da Universidade Federal de Viçosa (UFV), na pessoa do Prof. Luis Augusto Nero, pelo apoio econômico para o desenvolvimento desta pesquisa.

Ao Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade – SISBIO/ICMBio, Ministério do Meio Ambiente (Brasil) e à Corporação Autônoma Regional dos Vales do Sinú e São Jorge – CVS (Colômbia), pela concessão das licenças para a realização de trabalhos científicos.

Ao Retor Jairo Torres Oviedo e ao Decano da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da UNICOR, Dr. Nicolas Martinez Humanez, pelo apoio constante, e aos meus amigos professores do Departamento de Ciências Pecuárias e do Departamento de Biologia, aos alunos e funcionários desta Universidade.

Aos professores Marlene Isabel Vargas Vilorio e Joaquin Hernan Patarroyo Salcedo, pela amizade e pelos conselhos durante minha permanência em Viçosa.

Ao professor Fabricio Luciani Valente, do Departamento de Medicina Veterinária da UFV, pela disponibilidade e a valiosa ajuda nesta pesquisa.

À Professora Sirlene Souza Rodrigues Sartori, do Departamento de Biologia Animal da UFV, pelas sugestões, correções, pela disponibilidade e acolhida em todos os momentos.

Aos professores do Setor de Morfologia Animal do Departamento de Veterinária da UFV, Laércio dos Anjos Benjamin e Tarcizio Antonio Rego de Paula, pela amizade e cada conselho recebido no transcurso do doutorado.

Ao professor João Paulo Machado, da UNIVIÇOSA, por ter aceitado ser parte na avaliação desta pesquisa.

Aos professores da Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade Federal de Goiás, Naida Cristina Borges (Coordenadora do Programa de Pós-graduação de EMVZ), Luciana B. de Miranda Araújo (da área de Fauna Silvestre) e Marina Pacheco Miguel (do Instituto de Patologia

Tropical e Saúde Pública – IPTSP da UFG), pelo apoio durante minha estância nessa Universidade.

À minha colega e grande amiga de sempre, Adriana Ortiz Bedoya, pela companhia e por todo o apoio incondicional no desenvolvimento da pesquisa, Você fez parte importante em vários objetivos. Sempre serei muito grato.

Ao meu amigo e colega, Victor Petro Hernández, pela amizade, o acompanhamento e apoio em Córdoba (Colômbia) e em Goiás (Brasil) durante a fase experimental da minha tese nas Universidades de Córdoba e na UFG (Goiás – Brasil).

Aos meus amigos colombianos pós-graduandos da UFV, Jose Alberto Cardona, Marjorie Soto “Mayi”, Juan Camilo Mendoza, Juan Antonio Mendoza “Juanto”, Faider Castaño, Roman Masa, Ada Villadiego, Jose Jorge Salgado, Jose Samuel Salgado, David “Crili”, Natalia Ramirez, Maria Paulina Mendoza, Karina Vásquez, Jose Carlos Montes, Victor Gomez, Luis Arteaga, Deylen “Piffi”, Javier Bravo, Camilo Ramiez “milo”, Andres Ortega, Javier Garces, Erly Carrascal e Rafael Blanco e da UFG, Leda Margarita, pela amizade e pelo incentivo durante o curso.

Aos meus amigos Veterinários de Fauna Silvestre e orientados Gabriel Alvarez, Cesar Rojano, Johana Rincon, Sandra Lorena, Elver Ramos y Hernan Padilla e ao professor Santiago Monsalve, pela amizade e apoio.

A meu amigo biologo Julio Chacón por todo o apoio que me tem dado na realização deste estudo, na área de biologia.

Aos funcionários do Núcleo de Microscopia e Microanálise - NMM da UFV, e do Laboratório Multiusuário de Microscopia de Alta Resolução - LabMic, do Instituto de Física da Universidade Federal de Goiás, pelos serviços prestados no preparo e análise ultraestrutural.

Ao professor Pedro Vale de Azevedo Brito, do Setor de Morfologia Animal do Departamento de Histologia, do Instituto de Ciências Biológicas

da Universidade Federal de Goiás, pela ajuda no processamento das amostras para microscopia eletrônica de transmissão – MET.

Ao professor Jose Lino Neto e às pos-doutorandas Ademaria Moreira Novais e Karen Salazar, do Laboratório de Ultraestrutura Celular, pela valiosa ajuda.

Ao professor Jorge Abdala Dergam Dos Santos e ao pessoal do Laboratório de Sistemática Molecular “Beagle”, do Departamento de Biologia Animal da UFV, pelo uso do fotomicroscópio.

Aos funcionários Adão Cardoso e Cláudio Veridiano, do Laboratório de Histopatologia do Departamento de Veterinária (DVT) da UFV, pela amizade e pelo auxílio no processamento do material histológico.

Às secretárias do DVT, Eloísa e Rosi, pela amizade e pelos serviços prestados.

Aos meus irmãos em Jesus Cristo, e a toda minha família da IPV, pela amizade e pelo apoio constante durante minha permanência em Viçosa.

A Viçosa e sua gente, pela atenciosa acolhida que tive desde o início do curso.

BIOGRAFIA

JUAN CARLOS CARRASCAL VELÁSQUEZ, filho de Plínio Evangelista Carrascal Cermeño e Elda Del Carmen Velásquez Ortega, nasceu no dia 28 de julho de 1971, em Montería, Estado de Córdoba (Colômbia).

Em 22 de dezembro de 1994, graduou-se em Medicina Veterinária e Zootecnia pela Universidade Nacional de Córdoba - UNICOR, em Montería, Córdoba (Colômbia).

Em 2 de fevereiro de 1998, foi admitido como professor auxiliar, pela Universidade de Córdoba - UNICOR, para atuar no Curso de Medicina Veterinária e Zootecnia, em Montería, Córdoba, onde lecionou as disciplinas Anatomia Comparada dos Animais Domésticos I e II e Morfofisiologia Veterinária I.

Em junho de 1999, obteve o título de Especialista em Docência Universitária pela Universidade Santo Tomas de Aquino de Santa Fé de Bogotá D.C., com sede em Montería, Córdoba (Colômbia).

Em junho de 2000, foi promovido a professor assistente pela Universidade Nacional de Córdoba - UNICOR, para atuar no Curso de Medicina Veterinária e Zootecnia, em Montería, Córdoba, nas disciplinas Morfofisiologia Veterinária I e II.

Em 14 de maio de 2002, obteve o título de *Magister Scientiae* em Medicina Veterinária na Universidade Federal de Viçosa, na área de Morfologia, com linha de pesquisa em “Estudos morfofisiológicos em animais domésticos e silvestres”.

Em maio de 2002, coordenou as atividades do Centro de Atenção e Valoração de Fauna Silvestre – CAV, da Corporação Autônoma Regional dos Vales do Sinú e São Jorge – CVS, na Colômbia durante 6 anos.

Em outubro de 2009 foi eleito Decano da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, atividade realizada durante quatro anos.

Em 2010, foi promovido a professor titular pela Universidade Nacional de Córdoba - UNICOR, para atuar no Curso de Medicina Veterinária e Zootecnia, em Montería, Córdoba, nas disciplinas Morfofisiologia Veterinária I, II e III.

Em novembro de 2012, iniciou o Curso de Doutorado em Medicina Veterinária na Universidade Federal de Viçosa, na área de Morfologia, com linha de pesquisa em “Estudos morfofisiológicos em animais domésticos e silvestres”, defendendo tese em 27 de julho de 2017.

SUMÁRIO

	Página
LISTA DE ABREVIATURAS.....	xi
RESUMO	xii
ABSTRACT	xiv
1. INTRODUÇÃO GERAL.....	1
REFERÊNCIAS	9
2. OBJETIVOS.....	15
CAPÍTULO 1	16
ASPECTOS HISTOMORFOMÉTRICOS DO INTESTINO GROSSO DE <i>Hydrochoerus hydrochaeris</i> E <i>Hydrochaeris isthmus</i>.....	17
RESUMO	17
ABSTRACT	18
1. INTRODUÇÃO.....	20
2. MATERIAL E MÉTODOS	24
2.1. Análise Estatística.....	27
2.2. Comparação de dados obtidos	28
3. RESULTADOS.....	29
4. DISCUSSÃO	46
5. CONCLUSÃO	51
REFERÊNCIAS	52
CAPÍTULO 2.....	56
ESTUDO HISTOQUÍMICO E ULTRAESTRUTURAL DAS CÉLULAS ENDÓCRINAS DO INTESTINO GROSSO DE CAPIVARAS (<i>Hydrochoerus sp</i>)......	56
RESUMO	56

	Página
ABSTRACT	58
1. INTRODUÇÃO	60
2. MATERIAL E MÉTODOS	70
2.1. Análise Estatística.....	75
2.2. Comparação de dados obtidos	75
3. RESULTADOS.....	76
4. DISCUSSÃO.....	90
5. CONCLUSÃO	97
REFERÊNCIAS	99
CONCLUSÕES GERAIS	105

LISTA DE ABREVIATURAS

A	= glucagon
B	= insulina
CCK	= colecistocinina
CGRP	= péptido relacionado com o gene da calcitonina
D	= somatostatina
D1	= peptídeo intestinal vasoativo (VIP)
EC	= enterocromafins
ECL	= imunoreatividade semelhante à da célula enterocromafim
EG	= enteroglucagon
ENK-IR	= imunoreatividade à encefalina
G	= gastrina
GIP	= peptido insulinoatrópico dependente de glucose
H-E	= hematoxilina e eosina
L	= glicentina
N	= neurotensina
NSP	= neuropeptídeo SP
NPY	= neuropeptídeo Y
P.A.S.	= Ácido Periódico de Schiff
PYY	= peptídeo tirosina tirosina
S	= secretina
SR	= Snout-Rump

RESUMO

VELÁSQUEZ, Juan Carlos Carrascal, D.Sc., Universidade Federal de Viçosa, julho de 2017. **Aspectos histomorfométricos, histoquímicos e ultraestruturais do intestino grosso de capivaras (*Hydrochoerus sp.*)**. Orientador: Cláudio César Fonseca.

Esta pesquisa teve como objetivo geral descrever os aspectos histológicos e histoquímicos do intestino grosso de *Hydrochoerus hydrochaeris* (Linnaeus, 1766) e *Hydrochoerus isthmius* (Goldman, 1912) adultas, bem como as características ultraestruturais dos grânulos secretores das células argirófilas e argentafins no intestino grosso de *H. hydrochaeris*. Para este fim, foram coletados vários fragmentos do ceco (9), cólon (9) e reto (3) de cada animal, fixados por 24h em líquido de Bouin, para coloração pelas técnicas de Hematoxilina-Eosina (H-E), Acido Periódico de Schiff (P.A.S.), Grimelius, em formol 10% tamponado para técnica de Masson-Fontana modificada, e em glutaraldeído 5% em tampão fosfato de sódio 0,1 M pH 7,3, para as análises ultraestruturais dos grânulos citoplasmáticos das células endócrinas. Histologicamente, o intestino grosso das duas espécies de capivaras é semelhante ao da maioria dos mamíferos quanto à estrutura da sua parede sendo constituída por quatro camadas, mucosa, submucosa, muscular e serosa. A mucosa é revestida por epitélio simples cilíndrico com células caliciformes PAS-positivas, que se apresentam em maior quantidade no reto. A presença de pregas longitudinais também foi observada nos três segmentos. A camada submucosa nas duas espécies é constituída por tecido conjuntivo frouxo com vasos sanguíneos de vários calibres, nódulos linfóides isolados ou associados e gânglios nervosos. A muscular constituída por fibras musculares lisas é organizada em duas subcamadas, a circular interna e a longitudinal externa, sendo que entre as duas se

evidenciaram gânglios nervosos desenvolvidos. Esta camada aumenta sua espessura em direção ao reto. A camada serosa é constituída de uma delgada camada de tecido conjuntivo frouxo, revestida por mesotélio. Histoquimicamente foram identificadas células endócrinas argirófilas e argentafins, as quais foram do “tipo aberto” e do “tipo fechado” estando presentes em todos os segmentos do intestino grosso das duas espécies. Ultraestruturalmente os grânulos de secreção analisados nas células endócrinas evidenciaram formas e tamanhos variados, sendo classificados em maduros e imaturos dependendo da sua eletrodensidade. Por meio do programa Image-Pro®Plus (versão 7.0), foram obtidas as espessuras das camadas histológicas constatando que houve diferença significativa entre as duas espécies. Também foi feita a quantificação dos gânglios submucosos e mioentéricos por unidade de área (mm^2) e o número de células endócrinas argentafins e argirófilas das duas espécies por unidade de área (mm^2) da mucosa. A morfometria dos grânulos de secreção para sua classificação também foi obtida.

ABSTRACT

VELÁSQUEZ, Juan Carlos Carrascal, D.Sc., Universidade Federal de Viçosa, July, 2017. **Histomorphometric, histochemical and ultrastructural aspects of organs of the large intestine of capybaras (*Hydrochoerus sp.*)**. Adviser: Cláudio César Fonseca.

The aim of this research was to describe the histological and histochemical aspects of the adult large intestine of *Hydrochoerus hydrochaeris* (Linnaeus, 1766) and *Hydrochoerus isthmus* (Goldman, 1912), as well as the ultrastructural characteristics of the secretory granules of argiophil and argentafins cells in the large intestine in these animals. To this, several fragments of the cecum, colon and rectum of each animal were collected for 24h in Bouin's liquid for staining by Hematoxylin-Eosin (HE), PAS, Grimelius and in 10% formalin buffered for modified Masson-Fontana technique and in 5% glutaraldehyde in 0.1 M sodium phosphate buffer, pH 7.3, postfixed in 1% osmium tetroxide, for the ultrastructural analysis of the intracytoplasmic granules of the endocrine cells. Histologically, the large intestine of the two species of capybaras is similar to that of most mammals in terms of the structure. The wall, consisting of four layers, mucosa, submucosa, muscular and serous. The mucosa is covered by simple cylindrical epithelium with PAS-positive goblet cells, which present in greater quantity in the rectum. The presence of longitudinal folds was also observed in the three segments. The submucosal layer in both species consists of loose connective tissue which contains blood vessels of various calibers and isolated or associated lymphoid nodules and nerve plexuses. The muscular constituted by smooth muscle fibers is organized in two sub-layers with internal and external longitudinal circular, between the two developed nerve plexus developed. This layer increases its thickness towards the rectum. The serous layer

consists of a thin layer of loose connective tissue, coated by mesothelium. Histochemically, argyrophilic and argentaffin endocrine cells were identified, which were of the "open type" and "closed type" being present in all segments of the large intestine of the two species. Ultrastructurally, the secretory granules analyzed in the endocrine cells showed varied shapes and sizes, being classified in mature and immature depending on their electron density. Using Image-Pro®Plus Program (version 7.0), thicknesses of the histological layers were obtained, confirming that there were significant differences between the two species. Similarly the quantification of submucosal and myenteric plexuses per unit of area (mm^2) was performed, the number of argyrophilic and argentaffin endocrine cells of the two capybaras species per unit of area (mm^2) of the mucosa was also obtained, and morphometry of the secretory granules for classification.

1. INTRODUÇÃO GERAL

Entre os principais representantes da ordem Rodentia encontra-se a capivara (Kowalski, 1981; Mones e Ojasti, 1986; González-Jimenez, 1995), considerada o maior roedor conhecido, pertence à família Caviidae.

Vários trabalhos têm referenciado o gênero da capivara (*Hydrochoerus*) como sendo monotípico, presente desde o Pleistoceno (McKenna e Bell, 1997), e tendo um único representante *Hydrochoerus hydrochaeris*, com duas subespecies *Hydrochoerus hydrochaeris hydrochaeris* e *Hydrochoerus hydrochaeris isthmus*. Atualmente, está estabelecido que o gênero *Hydrochoerus* (Brisson, 1762) é constituído por duas espécies monotípicas, ambas viventes: *Hydrochoerus hydrochaeris* (Linnaeus, 1766) e *Hydrochoerus isthmus* (Goldman, 1912). Pesquisas têm utilizado bases genéticas e moleculares para confirmar esta divisão (Peceño 1983; Mones e Ojasti, 1986). No catalogo sistemático de Wilson e Reader (2005) esta divisão também é confirmada.

O cariótipo de *H. hydrochaeris* apresenta um número cromossômico ($2n=66$) e um número fundamental ($NF=102$) diferente daquele de *H. isthmus*, que apresenta um número cromossômico ($2n=64$) e um número fundamental ($NF=104$) (Peceño, 1983; Aguilera et al., 2008).

No Brasil, predomina uma única espécie, a *Hydrochoerus hydrochaeris*, comumente conhecida como capivara (Figura 1 A), e em outras regiões se conhece como carpincho (Rio Grande do Sul), cupido (Amazonas), beque (Pará), porco-capivara (interior da Bahia), e cubu (Goiás) (Moreira et al., 2013). No Panamá, Colômbia e Venezuela, a espécie que predomina é a *Hydrochoerus isthmus* (Fuerbringer et al. 1987; Ballesteros, 2001; Woods e Kilpatrick, 2005; Martinez et al., 2005; Carrascal et al., 2007; Dunnum, 2015;

Lacher, 2016), conhecida comumente como chigüiro, ponche ou cacó (Figura 1 B) no estado de Córdoba, região Caribe, Urabá e vale do Magdalena (Ballesteros, 2001).



Figura 1 - A) *Hydrochoerus hydrochaeris*; B) *Hydrochoerus isthmus*

As capivaras habitam toda a extensão da América Latina, e sua distribuição, dependendo da espécie, ocorre desde o Panamá até a bacia do rio Uruguai, no norte da Argentina. No caso do *H. hydrochaeris* suas maiores populações se encontram ao leste dos Andes na Colômbia, Venezuela e Região do Pantanal Mato-grossense no Brasil (Schaller e Crawshaw, 1981; Alho, 1986; Fuerbringer et al., 1987; Lacher, 2016) (Figura 2 A). Já *H. isthmus* se distribui apenas a oeste dos Andes, no Panamá, norte da Colômbia e Venezuela (Mones e Ojasti, 1986; Ballesteros e Jorgenson, 2009; Dunnum, 2015), também ao longo da Região Caribe e nas proximidades dos rios Catatumbo, Rancheria, Magdalena, Cauca, Atrato (Chocó), San Jorge e Sinú (Torres e Sanabria, 1976) (Figura 2 B).

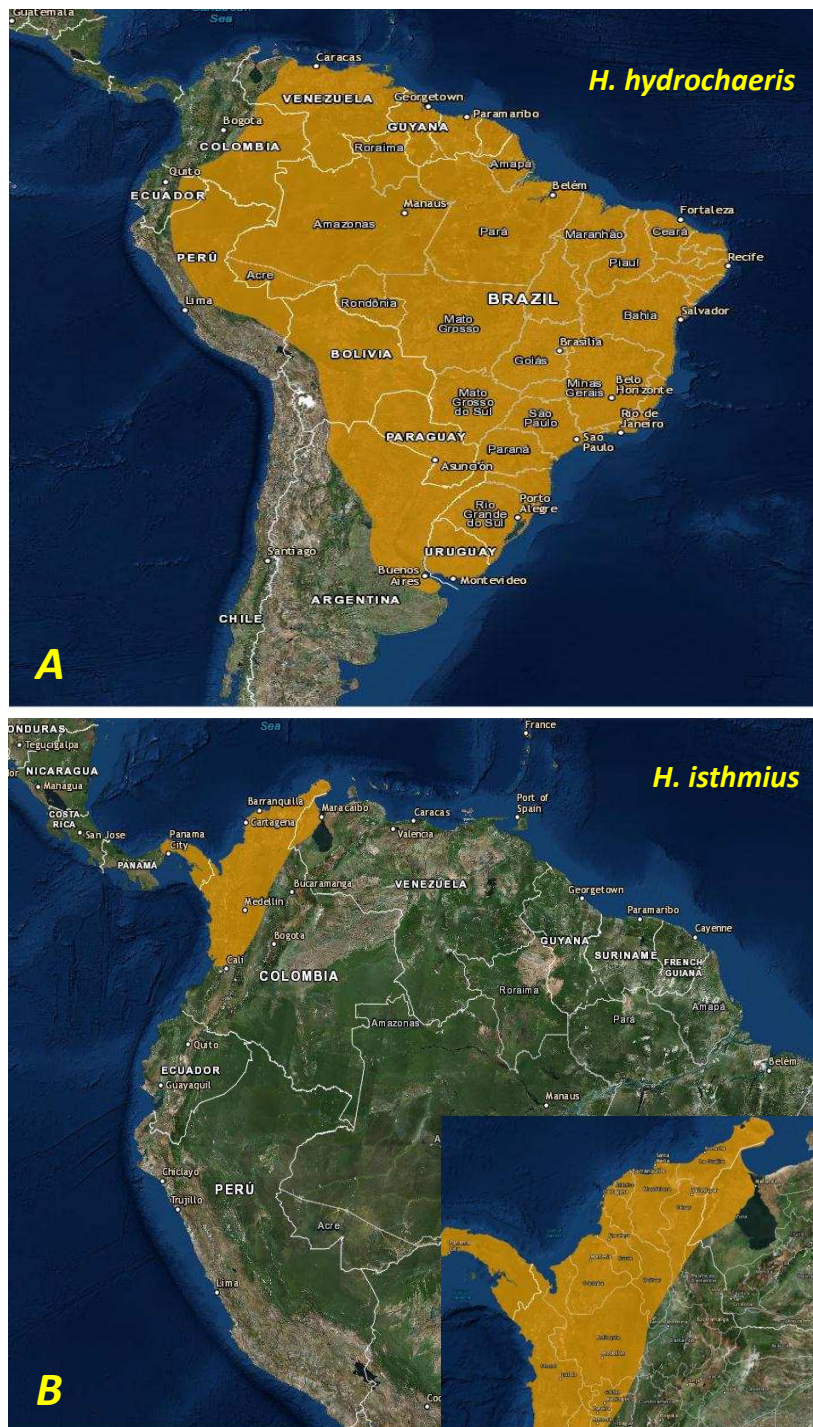


Figura 2 - Distribuição geográfica das capivaras, regiões destacadas em mostarda. A) *H. hydrochaeris*; B) *H. isthmus*.
Fonte: <http://www.iucnredlist.org/>

De acordo com Mones e Ojasti (1986), ambas as espécies habitam uma grande variedade de habitats. Todas elas relacionadas com fontes de água, com presença de pouca ou abundante vegetação. No caso do *H. isthmus* sua

distribuição na região de Córdoba na Colômbia, está restrita a pequenos habitats em algumas zonas protegidas, mais por conta da atitude de fazendeiros da região que pelas condições naturais, pois 55% desses habitats constituem meandros abandonados, represas, lagoas artificiais e drenagens utilizadas para atividades agrícolas e pecuárias (Ballesteros e Jorgenson, 2009; Carrascal et al., 2007).

As capivaras são animais de temperamento dócil, exceto quando são mães e estão próximos aos filhos ou quando se sentem ameaçadas pelos predadores naturais e pelo homem. Caracterizam-se também por serem robustas e pesadas, seu tamanho e peso dependem da espécie, não apresentando diferenças entre os sexos. Essa característica depende também da qualidade e abundância das pastagens (Mones e Ojasti, 1986). De acordo com González-Jimenez (1995) essa qualidade aumenta a partir da linha do Equador até o sul da Argentina.

O corpo em ambas as espécies caracteriza-se por ser compacto, baixo e arredondado, cabeça grande e pescoço curto, orelhas pequenas e orifícios nasais localizados na mesma linha no plano dorsal da cabeça. As extremidades curtas com pés perissodáctilos, unidos por membranas interdigitais ou natatórias, servem para se movimentar dentro da água (Mones e Ojasti, 1986; Alho, 1986; González-Jiménez, 1995; Carrascal et al., 2007). As extremidades apresentam quatro e três dedos nos membros torácicos e pélvicos respectivamente, todos com unhas espessas, semelhantes a cascos. A pele é espessa e resistente, sua coloração varia desde o avermelhado até um tom cinza obscuro, característica que pode estar relacionada à idade do animal e seu habitat (Mones e Ojasti, 1986). Não possuem cauda, apresentando uma prega de pelo sobre o saco paranal (Vargas et al., 2007), o qual se encontra localizado em uma depressão a cada lado do ânus, cobertos por pelos e glândulas sebáceas modificadas (Costa et al., 2002).

O tamanho de *H. hydrochaeris* varia entre os 1,00 a 1,20 m de comprimento e 0,50 a 0,60 m de altura (Nogueira Filho, 1996). As diferenças de tamanho entre as espécies são pouco significativas, e exemplares adultos pesam em média 50,0 - 60,0 kg, podendo chegar, em casos excepcionais, a 100,0 kg (Jorgenson, 1986; Mones e Ojasti, 1986; Felix, 2012). No Nordeste do Brasil são considerados de menor tamanho em relação às das outras regiões

do país (Mones e Ojasti 1986). Em estudo realizado na Colômbia, nesta mesma espécie, os autores fizeram uma descrição e comparação de 6.800 indivíduos, e encontraram que o peso dos animais oscilava entre 23,0 e 59,0 kg, tendo uma média de 38,5 kg (Bejarano et al., 2014). No caso de *H. hydrochaeris* o tamanho varia dependendo da idade dos animais. O comprimento em adultos varia entre 0,96 a 1,00 m e jovens entre 0,79 a 0,90 m. A altura também apresenta suas variações, animais adultos entre 0,35 a 0,45, e jovens entre 0,30 a 0,40 m (Carrascal et al., 2007). Em relação ao peso em *H. isthmus*, não existem diferenças significativas entre os sexos, as fêmeas em média pesam entre 18,0 e 27,0 kg, e os machos entre 15,5 e 34,0 kg (Carrascal et al., 2007), resultados similares aos citados por Trapido (1949) apud Ojasti (1973).

Não há diferenças sexuais fenotípicas marcantes nas capivaras. As genitálias em ambos os sexos são escondidas pelos sacos paranaís. Como caráter secundário de dimorfismo sexual, na parte dorsal do focinho dos machos adultos, encontra-se a glândula nasal ou supra-nasal, cuja secreção é utilizada para demarcação de território (Mones e Ojasti, 1986; Alho, 1989; Costa et al., 2002).

As capivaras são animais muito sociais, organizados em grupos familiares de 5 a 30 indivíduos segundo a densidade populacional, o tipo de habitat e a estação do ano, podendo também ser encontrados machos solitários, vivendo fora dos grupos sociais (Mones e Ojasti, 1986; Alho, 1987; Roman, 1999; Herrera, 2013). Precisam de água para beber, nadar, mergulhar, comer e proteger-se, terra seca para descansar e vegetação para pastar (Carrascal et al., 2011). Assim, o padrão de distribuição dos componentes grupais na água, na terra seca e na pastagem é fator determinante para saber quantos animais podem suportar determinada região. Possuem hábitos diurnos, mas com a presença do homem podem adquirir hábitos noturnos (Rodrigues et al., 2013). Geralmente forrageiam nas últimas horas da manhã e no fim da tarde, até à noite, vivendo em lugares com densa vegetação associada a charcos, lagos, rios, córregos, banhados e pântanos (Alho et al., 1987; Roman, 1999; Carrascal et al., 2007; Carrascal et al., 2011). As capivaras alcançam sua idade reprodutiva aos 1.5 - 2 anos (Ojasti, 1973). O

período de gestação de *H. hydrochaeris* é, em média, 150 dias (López Barbella, 1987; Miglino et al., 2012), e em *H. isthmus* 108 dias (Trapido, 1949).

As duas espécies de capivaras existentes caracterizam-se por ter ótimo potencial produtivo e reprodutivo, além de possuir uma carne apreciada e relativamente bem consumida (Kowalski, 1981; Storer, 1995). Pelo fato de serem animais silvestres, são adaptados, rústicos e resistentes a doenças, o que torna sua criação uma excelente alternativa agropecuária (Alho 1986; Fuerbringer et al., 1987). Isso faz da capivara um importante estudo de caso para a discussão sobre as possibilidades do manejo sustentável de mamíferos neotropicais (Moreira, 2013).

Na lista Vermelha da IUCN de espécies ameaçadas a *H. hydrochaeris* se encontrava, em 2016, como uma espécie “*pouco preocupante*”, já que vários estudos têm demonstrado a presença de grandes grupos de indivíduos em regiões do país e áreas protegidas (Reid, 2016). Já a espécie *H. isthmus* se encontra como uma espécie com “*dados insuficientes*”, devido à ausência de informações sobre a população e sobre a sua extensão de ocorrência (Delgado e Emmons, 2016). No entanto, atualmente existem vários trabalhos com esta espécie relacionados com população e tamanho de grupos (Ballesteros e Jorgenson, 2009), métodos de captura e utilização de protocolos para contenção química (Monsalve-Buritica et al., 2013), comportamento (Carrascal et al., 2011), perfis metabólicos (Rugeles et al., 2013), área de ação (Chacón et al., 2013), caracterização de habitat, aspectos morfométricos, valores hematológicos (Velásquez et al., 2016 e Carrascal et al., 2017) e cargas parasitárias, entre outros (Carrascal et al., 2007).

Além das ameaças naturais a que estão submetidos os grupos de capivaras, ainda há caça ilegal pela carne e couro, que é a principal ameaça, pois são produtos bem valorizados no mercado (Eisenberg e Redford, 1999).

No caso da *H. hydrochaeris*, no Brasil houve aumento da população nas áreas próximas de grandes centros urbanos nas regiões Sul e Sudeste, onde hoje é comum o conflito homem-capivara, como consequência da expansão da área agrícola, da redução de grandes predadores e de certo controle da caça furtiva (Moreira et al., 2013). Em muitos casos, as capivaras têm sido consideradas um risco para a saúde pública por serem hospedeiros de carrapatos que transmitem a febre maculosa (Labruna, 2013). Com o

surgimento desta doença nas últimas décadas, e a possível participação da espécie na sua ocorrência, fez-se necessário o controle de suas populações (Moreira et al., 2013). Constantemente no Brasil são relatados casos desta doença associados à presença de capivaras, que vêm aumentando principalmente, nos estados de São Paulo, Minas Gerais, Espírito Santo e Rio de Janeiro (Del Fiol et al., 2010). Na Colômbia ainda não existem estudos realizados que demonstrem a ocorrência deste problema sobre *H. isthmus*.

As capivaras são animais de hábitos alimentares herbívoros, que possuem um estômago simples e glandular saculiforme (Mendes et al., 2000; Velásquez et al., 2002). A fermentação cecal é uma característica fisiológica desses animais, o que faz com que o aproveitamento dos alimentos seja mais eficiente, tendo assim uma capacidade digestiva similar ou superior à dos coelhos e ovinos (Andrade et al., 1996). Também, tem sido observada a cecotrofia, comportamento semelhante ao apresentado em lagomorfos e outros roedores, que para alguns autores como Mendes et al. (2000), é uma função que ajuda a manter o equilíbrio protéico, levando ao melhor aproveitamento dos nutrientes.

O aparelho digestório das capivaras é bem desenvolvido, particularmente o intestino grosso, constituído pelo ceco, cólon e reto, onde o primeiro desses segmentos caracteriza-se por ser relativamente grande, apresentando base, corpo e vértice, nos quais se distinguem *tênias coli* e haustros ou saculações (Velásquez, 2001). Este órgão representa 74% de todo o tubo digestivo (Mendes et al., 2000).

Estruturalmente, a parede do intestino grosso de *Hydrochoerus hydrocheris*, é constituída pelas túnicas mucosa, submucosa, muscular e serosa, cada uma com suas características morfofisiológicas, onde ocorrem diferentes processos, todos eles regulados neuro-endocrinamente (Velásquez, 2001).

Poucos trabalhos abordam aspectos morfológicos dos órgãos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* (Velásquez, 2001; Bressan et al., 2004; Oshio et al., 2004). Os trabalhos com aparelho digestório se referem ao esôfago (Velásquez, 2001; Carrascal et al. 2016), estômago (Velásquez et al., 2002; Moraes et al., 2002; Alves et al., 2006; Carrascal et al., 2008), intestino delgado (Velásquez et al., 2003; Peixoto et al., 2004; Rodrigues et al., 2006;

Carrascal et al., 2008) e fígado (Miglino et al., 1997; Carrascal et al., 2015). No caso da espécie *H. isthmus* não existem artigos científicos relacionados com esses aspectos.

Em vista dessas observações faz-se necessário o conhecimento da morfologia do tubo digestivo de capivaras. Tal propósito se pauta na busca de conhecimentos que propiciem o melhor entendimento dos aspectos reguladores morfofisiológicos dos processos que ocorrem no intestino grosso destas espécies, relacionados com a degradação, aproveitamento dos altos teores de celulose ingeridos na dieta, absorção e excreção dos produtos resultantes da digestão, contribuindo assim para o melhor entendimento dos aspectos relacionados à alimentação e nutrição.

REFERÊNCIAS

- AGUILERA M, M.; EXPÓSITO, A.; CALDERA, T. **Citogenética De Mamíferos Cinegéticos de Venezuela**. In: Simposio: Investigación y manejo de fauna silvestre en Venezuela. 2008. p. 55-68.
- ALHO, C. J. R. Capivaras: uma vida em família. **Ciência Hoje**, v. 4, n. 23, p. 64-68, 1986.
- ALHO, C. J. R.; CAMPOS, Z. D. S.; GONÇALVES, H. C. Ecologia de capivara (*Hydrochaeris hydrochaeris*, Rodentia) do Pantanal: I Habitats, densidades e tamanho de grupo. **Revista Brasileira de Biologia**, v. 47, n. 1/2. 1987.
- ALHO, C. J.; CAMPOS, Z. M.; GONÇALVES, H. C. Ecology, social behavior and management of the capybara in the Pantanal of Brazil. **Advances in Neotropical mammalogy**, v. 1, p. 163-194, 1989.
- ALVES, G. F.; FONSECA, C.; PAULA, T.; DAVID DAS NEVES, M. T.; BENJAMIN, L. A. **Aspectos anatômicos e volumétricos do estômago da capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*)**. In: XV Simpósio de Iniciação Científica da UFV, 2006, Viçosa/MG. Resumos do XV Simpósio de Iniciação Científica da UFV. Viçosa/MG: UFV, 2006.
- ANDRADE, P. C. M.; LAVORENTI, A.; NOGUEIRA, S. L. G. Efeitos de Níveis de Proteínas e Energia em Rações para Capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris* L. 1766) em Crescimento. In: **XXXV Reunião anual da sociedade brasileira de zootecnia**, 1996, Fortaleza, Brasil, *Anais...* Fortaleza, Brasil, 1996. p. 248-251.
- BALLESTEROS, C. J. **Estado de conservación del chigüiro o ponche (*Hydrochaeris hydrochaeris isthmus*) en el Departamento de Córdoba, Colombia**. Bogotá: UPJ Trabajo de grado (Maestría en Biología/Ecología). Facultad de Ciencias, Universidad Pontificia Javeriana. Bogotá. 2001, 251p.
- BALLESTEROS, C. J.; JORGENSEN, J. P. Aspectos poblacionales del cacó (*Hydrochoerus hydrochaeris isthmus*) y amenazas para su conservación en el Nor-Occidente de Colombia. **Mastozoología neotropical**, v. 16, n.1, p. 27-38, 2009.
- BEJARANO, P.; RODRÍGUEZ, M.; VÉLEZ, N. **Formulación de una propuesta de aprovechamiento sostenible de poblaciones de chigüiro (*Hydrochoerus hydrochaeris*) en tres municipios del departamento de**

Casanare. El chigüiro *Hydrochoerus hydrochaeris* en la Orinoquía Colombiana: Ecología, manejo sostenible y conservación. Bogotá, Universidad Nacional de Colombia. 2014. p. 243-256.

BRESSAN, M. S.; FONSECA, C. C.; MENIN, E.; PAULA, T. A. R. Identificação e quantificação de gânglios nervosos, células argentafins, argirofilas e imunorreativas a serotonina no ceco da capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*). **Revista Ceres**, v. 51, n. 298, p.729-739, 2004.

CARRASCAL, J. C.; BALLESTEROS, C. J.; LINARES, J. C.; DUEÑAS, R. **Caracterización biológica de la población de chigüiros (*Hydrochoerus hydrochaeris isthmus*) en el Departamento de Córdoba, para su fomento y conservación. Informe final.** Oficina de Investigación y extensión. Montería, Córdoba. Universidad de Córdoba. 2007, 325 p.

CARRASCAL, J. C. C.; FONSECA, C. C.; OVIEDO, T. Aspectos histológicos e histoquímicas del tubo digestivo del chigüiro (*Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766, **Revista Salud UIS**, v.33, n.40. 2008.

CARRASCAL, J.; LINARES, J.; CHACÓN, J. Comportamiento del *Hydrochoerus hydrochaeris isthmus* en un sistema productivo del departamento de Córdoba, Colombia. **Revista MVZ Córdoba**, v. 16, n. 3, p. 2754-2764, 2011.

CARRASCAL, J. C. C.; BEDOYA, S. A. O.; HERNÁNDEZ, V. G. P. Caracterização microscópica das regiões esofágicas de um grupo de Capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) livres no Brasil. **Revista CES Medicina Veterinaria y Zootecnia**, v.11, n. 2, p. 73-81, 2016.

CARRASCAL, J. C.; ORTIZ, S. A.; FONSECA, C.C. Descripción histológica del hígado de *Hydrochoerus hydrochaeris*, Linnaeus, 1966. **Revista de la Facultad de Ciencias Veterinarias**, v.56, n.2, p.67-71, 2015.

CARRASCAL, J. C.; ORTIZ, S. A.; PETRO, V. G. **Aspectos hematológicos em um grupo de capivaras (*Hydrochoerus isthmus*) de vida livre no estado de Córdoba, Colômbia.** In: Anais do XIX Congresso e XXV Encontro da Associação Brasileira de Veterinários de Animais Selvagens. Goiânia 2016, p.13-14.

CHACÓN, J.; LINARES, J. C.; CARRASCAL, J. C.; BALLESTEROS, C. J. Área de acción del chigüiro (*Hydrochoerus isthmus*) en un sistema agropecuario en Córdoba, Colombia. **Revista Colombiana de Ciencia Animal**, v.5, n.2, p. 270-281, 2013.

COSTA, D. S.; PAULA, T. A. R.; FONSECA, C. C.; DAVID DAS NEVES, M. T. Reprodução de capivaras. **Arqu. Ciên. Vet. Zool.** UNIPAR, Umuarama, v.5, n. 1, p. 111-118, 2002.

DEL FIOLE, F. S.; JUNQUEIRA, F. M.; ROCHA, M. C. P.; TOLEDO, M. I.; BARRETO FILHO, S. A. A febre maculosa no Brasil. **Revista Panamericana de Salud Pública**, v.27, n.6, p. 461-466, 2010.

DELGADO, C.; EMMONS, L. "*Hydrochoerus isthmus*". IUCN Red List of Threatened Species. **IUCN**. 2016 e T136277A22189896. 2016. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016-2.RLTS.T136277A22189896>.

DUNNUM, J. L. Family Caviidae G. Fischer, 1817. **Mammals of South America**, v.2, p. 690-726, 2015.

EINSENBERG, J. F.; REDFORD, K. H. **Mammals of the Neotropics. The central Neotropics, Ecuador, Perú, Bolivia, and Brazil**. v.3, University of Chicago Press: Chicago. 1999. p.609.

FELIX, G. A. **Comportamento alimentar e qualidade de carne de capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766) de vida livre, em áreas agrícolas**. Dourados, UFGD, Dissertação (Mestrado em Zootecnia), Universidade Federal da Grande Dourados, 81p., 2012.

FUERBRINGER, J.; BOTERO DE LA ESPRIELLA, R.; GAONA, J. T. **Manual práctico: el chigüiro su cría e explotación racional**. 90 ed., Licencia del Ministerio de Colombia 000764 / 1966. 1987. 75p.

GONZÁLEZ-JIMÉNEZ, E. **El capibara (*Hydrochoerus hydrochaeris*)- estado actual de su producción**. Cuadernos Técnicos de la FAO, n. 122, 1995. 112p.

HERRERA, E. A. **Capybara social behavior and use of space: patterns and processes**. In: **Capybara**. Springer New York. 2013. p. 195-207.

JORGENSEN, J. P. Notes on the ecology and behavior of capybaras in northeastern Colombia. **Vida Silvestre Neotropical**, v.1, n.1, p.31-40, 1986.

KOWALSKI, K. **Mamíferos (Manual de Teratologia)**. 1.ed. Madrid: Ed. H. BLUME EDICIONES, 1981, 532p.

LABRUNA, M. B. **Brazilian spotted fever: the role of capybaras**. In: Moreira, J. R.; Ferraz, K. M. P. M. B.; Herrera, E. A.; MacDonald, D. W. (ed). **Capybara: biology, use and conservation in exceptional Neotropical species**. New York: Springer, 2013.p. 371-383.

LACHER, T. E. Família Caviidae In Vernes, K. Handbook of Mammals of the World, Vol. 5: Monotremes and Marsupials. **Journal of Mammalogy**, v.97, n.3, p.1002-1004, 2016.

LOPEZ BARBELLA, S. Determinacion del ciclo estral en chiguire (*Hydrochoerus hydrochaeris*). **Acta cient. venez**, v.33, n.6, p.497-501, 1987.

MARTÍNEZ, L.; CHACÓN, J.; LINARES, J. C.; BALLESTEROS, J.; CARRASCAL, J. C. Estudio Etológico del cacó (*Hydrochoerus hydrochaeris*) en

el Departamento de Córdoba-Colombia. **Revista de la Asociación Colombiana de Ciencias Biológicas**, v.17. p.91 – 91, 2005.

MCKENNA, M. C.; BELL, S. K. **Classification of mammals: above the species level**. Columbia University Press. 1997, 631p.

MENDES, A.; NOGUEIRA, D. C; LAVORENTI, S. S; NOGUEIRA-FILHO, S. L. A note on the cecotrophy behavior in capybara (*Hydrochaeris hydrochaeris*). **Applied Animal Behaviour Science**, v.66, n.1, p.161-167, 2000.

MIGLINO, M. A.; DE SOUZA, W. M.; DIDIO, L. J. A. Distribuição da veia porta no fígado da capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*). **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v.34, n.1, p.9-11, 1997.

MIGLINO, M. A.; DOS SANTOS, T. C.; KANASHIRO, C.; DOS SANTOS FERRAZ, R. H. **Morphology and reproductive physiology of female capybaras**. In Moreira: J. R., Ferraz, K. M. P., Herrera, E. A., & Macdonald, D. W. (Eds.). *Capybara: biology, use and conservation of an exceptional neotropical species*. Springer Science & Business Media. 2012, p131-146.

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

MORAES, B.; PACHECO, M. R.; SOUZA, W. M.; DA SILVA, R. A.; NETO, P. B. S.; BARRETO, F.; RIBEIRO, A. A. C. M. Morphological aspects of the capybara stomach (*Hydrochaeris hydrochaeris*): gross and microscopic structure. **Anatomia, histologia, embryologia**, v.31, n.6, p.362-366, 2002.

MOREIRA, J. R.; ALVAREZ, M. R.; TARIFA, T.; PACHECO, V.; TABER, A.; TIRIRA, D. G.; MACDONALD, D. W. **Taxonomy, natural history and distribution of the capybara**. In *Capybara*. Springer New York. 2013, p3-37.

NOGUEIRA FILHO, S. L. G. **Manual de criação de capivara**. Viçosa: CPT, 1996. 50p.

OJASTI, J. **Estudio biológico del chigüire o capibara**. Fondo Nacional de Investigaciones Agropecuarias, FONAIAP. Editorial Sucre. Caracas. 1973, 275p.

OSHIO, L. T.; BRESSAN, M. S.; FONSECA, C. C.; PAULA, T. A. R.; DAVID DAS NEVES, M. T. Aspectos biometricos corporais e dos intestinos da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris*, com ênfase no desenvolvimento do ceco. **Biotemas**, v.17, n.2, p.177-190, 2004.

PECEÑO, M. C. **Estudio Citogenética y Genético-evolutivo del “Chigüire”, Género *Hydrochaeris***. Licenciado en Biología. Graduate dissertation, Universidad Simón Bolívar, Sartenejas-Baruta. 1983, 119p.

PEIXOTO, J. V.; FONSECA, C. C.; PAULA, T. A. R.; DAVID DAS NEVES, M. T.; RODRIGUES, S. S.; BRESSAN, M. S.; OSHIO, L. T. **Descrição anátomo-histológica do jejuno-íleo da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris* com ênfase na relação entre o número de células endócrinas e de plexos nervosos**. In: XIV Simpósio de Iniciação Científica, *Viçosa Anais... Viçosa, Brasil*. CD-ROM. 2004.

REID, F. *Hydrochoerus hydrochaeris*. The IUCN Red List of Threatened Species. **IUCN**. 2016 e T10300A22190005. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016-2.RLTS.T10300A22190005>. 2016.

RODRIGUES, S. S.; FONSECA, C. C.; PAULA, T. A. R.; PEIXOTO, J. V. Aspectos biométricos corporais e do intestino delgado da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766 (Mammalia, Rodentia, Hydrochaeridae). **Biotemas**, v.19, n.3, p.79-86, 2006.

RODRIGUES, M. V.; PAULA, T. A. R.; FERREIRA, L. B. C.; ÁVILA, E. C.; SILVA, L. C.; SOUZA, V. B. Comportamento de um grupo de capivaras em uma área urbanizada. **Acta Veterinaria Brasilica**, v.7, n.3, p.212-217, 2013.

ROMAN, M. T. **Guía para el manejo y cría de la capibara (*Hydrochoerus hydrochaeris*)**. Centro Tecnológico de Recursos Amazónicos de la OPIP (Centro Fátima). 1999, 40p.

RUGELES, C. C.; LINARES, J. C.; CARRASCAL, J. C.; TORREES, M. E. Proteínas totales, urea y nitrógeno ureico séricos en chigüiros en Córdoba, Colombia. **Rev Colomb Cienc Pecu**. n. 26: Suplemento p. 387, 2013.

SCHALLER, G. B.; CRAWSHAW, P. G. Social organization in a capybara population. **Säugetierkundliche Mitteilungen**, v.29, n.1, 1981.

STORER, T. T. **Zoologia I**. São Paulo: Ed.Nacional. 1995. p 697-728.

TORRES, E.; SANABRIA, J. **Aspectos ecológicos del chigüiro y establecimiento de un zocriadero**. Bogotá D.C. (Graduate dissertation), Universidad Nacional de Colombia, Santa Fe de Bogotá, 1976.

TRAPIDO, H. Gestation period, young, and maximum weight of the isthmian capybara, *Hydrochoerus isthmius* Goldman. **Journal of Mammalogy**, v.30, n.4, p.433-433, 1949.

VARGAS, F. C.; VARGAS, S. C.; MORO, M. E. G.; SILVA, V.; CARRER, C. R. O. Monitoramento populacional de capivaras (*Hydrochaeris hydrochaeris* Linnaeus, 1766) em Pirassununga, SP, Brasil. **Ciência Rural**, v.37, n.4, p.1104-1108, 2007.

VELÁSQUEZ, J. C. C. **Estudos histológico e histoquímico dos órgãos do tubo digestivo, fígado e pâncreas de capivaras adultas *Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766 (Mammalia, Rodentia, Hydrochaeridae)**.

Viçosa, MG: UFV, Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias), Universidade Federal de Viçosa, 132p. 2001.

VELÁSQUEZ, J. C. C. Estudos histológico e histoquímico do tubo digestivo, higado e pancreas de *Hydrochoerus hydrochaeris*, Linnaeus, 1766 (Mammalia, Rodentia, Hydrochaeride), **Revista de Ciências Veterinárias e Zoológicas da UNIPAR**. v.5, n.2, p. 265-266, 2002.

VELÁSQUEZ, J. C. C.; FONSECA, C. C.; MENIN, E.; PAULA, T. A. Estudo histológico do intestino delgado de capivaras adultas (*Hydrochoerus hydrochaeris*). **Arquivos Ciências Veterinárias e Zoológicas da UNIPAR**, v.6, n.1, p.21-25, 2003.

VELÁSQUEZ, J. C. C.; PACHECO, J. C.; HERNANDEZ, V. G. P.; BEDOYA, A. O.; NONATO, I. D. A.; FONSECA, C. C. **Hematologia e bioquímica sanguínea do capivara (*Hydrochoerus isthmius*. Goldman, 1912), no Departamento de Córdoba, Colômbia**. In: 38º Congresso Brasileiro da Anclivepa, 2017, Recife. Anais do 38º CBA, 2017 - p.2440-2444.

WILSON, D. E.; REEDER, D.M. **Mammal Species of the World. A Taxonomic and Geographic Reference (3rd ed)**, Johns Hopkins University Press. v 2,142 pp. 2005.

WOODS, C. H.; KILPATRICK, W. **Infraorder Hystricognathi Brandt, 1855**. Pp. 1538-1600, en Wilson, D. E., & Reeder, D. M. (Eds.). (2005). *Mammal species of the world: a taxonomic and geographic reference*. JHU Press. v.1, 2005.

2. OBJETIVOS

Esta pesquisa teve como objetivo geral descrever os aspectos histomorfométricos e histoquímicos do intestino grosso de *Hydrochoerus hydrochaeris* (Linnaeus, 1766) e *Hydrochoerus isthmus* (Goldman, 1912) adultas, bem como as características ultraestruturais dos grânulos secretores das células argirófilas e argentafins no intestino grosso de *H. hydrochaeris*.

Especificamente, pretendeu-se:

- Descrever os aspectos histomorfométricos do intestino grosso (ceco, cólon e reto) de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*;
- Identificar e quantificar os gânglios nervosos dos plexos submucoso e mioentérico dos diferentes segmentos intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*;
- Identificar e quantificar as células argirófilas e argentafins do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*;
- Caracterizar ultraestruturalmente os grânulos de secreção das células endócrinas argirófilas e argentafins do intestino grosso de *H. hydrochaeris*;
- Comparar os resultados obtidos entre o *Hydrochoerus hydrochaeris* e *Hydrochoerus isthmus*.

CAPÍTULO 1

ASPECTOS HISTOMORFOMÉTRICOS DO INTESTINO GROSSO DE *Hydrochoerus hydrochaeris* E *Hydrochaeris isthmus*

RESUMO

As capivaras são consideradas os roedores de maior tamanho, e pertencem à família Caviidae. No Brasil há uma única espécie, *Hydrochoerus hydrochaeris*, e na Colômbia, além dessa espécie, é encontrada a *Hydrochoerus isthmus*, distribuída ao norte da região do Caribe. Ambas as espécies são herbívoras e habitam em lugares próximos às fontes de água. Com a finalidade de se caracterizar a histologia e morfometria das camadas que constituem a parede do intestino grosso nas duas espécies, foram utilizados fragmentos dos segmentos (ceco, cólon e reto) do intestino grosso de seis animais, três *H. hydrochaeris* de Brasil, oriundos do Município de Goiânia, e três *H. isthmus* da Colômbia, procedentes do Município de Buenavista, no estado de Córdoba. Coletaram-se de cada animal vários fragmentos, que foram fixados em líquido Bouin e formol 10% tamponado por 24 horas. Seguidamente foram processados para inclusão em parafina, cortados em micrótomo e submetidos às técnicas de coloração: Hematoxilina-Eosina, Ácido Periódico de Schiff (P.A.S.) e Tricrômico de Gomori para sua descrição histológica. As análises morfométricas foram realizadas obtendo a espessura das camadas parietais individuais e da parede como um todo. Histologicamente a parede do intestino grosso nas duas espécies é similar ao de outros mamíferos, sendo constituída pela mucosa, submucosa, muscular e serosa. A mucosa é revestida por epitélio simples cilíndrico com células caliciformes que repousa em lâmina própria conjuntiva e musclas da mucosa, a submucosa é de tecido conjuntivo

frouxo rico em vasos sanguíneos, a muscular é de natureza lisa com duas subcamadas de orientação circular internamente e longitudinal externamente, que por sua vez é revestida pela serosa, de tecido conjuntivo e epitélio pavimentoso. Morfometricamente houve diferenças significativas entre as espessuras de cada uma das camadas histológicas do intestino de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*, sendo maiores na primeira espécie. Também foram identificados e quantificados por unidade de área os gânglios submucosos e miontéricos, sendo estes últimos os mais numerosos, principalmente em *H. isthmus*.

Palavras-chave: Ceco, cólon, reto, gânglios nervosos, parede entérica.

ABSTRACT

HISTOMORFOMETRIC ASPECTS OF THE LARGE INTESTINE OF *Hydrochoerus hydrochaeris* and *Hydrochaeris isthmus*

Capybaras are considered the largest rodents known belonging to the Caviidae family. In Brazil, only one species is found, *Hydrochoerus hydrochaeris* and in Colombia, besides this species, is found *Hydrochoerus isthmus*, distributed to the north of the Caribbean region. Both species are herbivorous and inhabit near water sources. In order to characterize the histology and morphometry of the histological layers constituting the wall of the large intestine in the two species, fragments of the large intestine segments of six animals were used, three from Brazil from the city of Goiânia and three from Colombia of the city of Buenavista, in the state of Córdoba, Colombia. Several fragments, fixed in Bouin liquid and 10% formalin buffered for 24 hours were collected from each animal. Then they were processed and submitted to staining techniques: Hematoxylin-Eosin, P.A.S. and Gomori trichrome for its histological description. The morphometric analyzes were performed obtaining the thicknesses of the individual parietal layers and of the wall as a whole. Histologically, the wall of the large intestine in both species is similar to that of other animals. The mucosa is composed of submucosa, muscular and serosa, the first one covered by simple cylindrical epithelium with goblet cells resting on a conjunctive lamina propria, and the second one of loose connective tissue rich in blood vessels. The muscle of smooth nature with two sub-layers of circular orientation internally and longitudinally externally, which in turn is covered by the serous, also connective tissue. Morphometrically there were significant differences between the thicknesses of each layers of the intestine in *H. hydrochaeris* and *H. isthmus*, being larger in the first species. The submucosal

and myenteric plexuses were also identified and quantified per unit area (mm^2), the latter being the most numerous, mainly in *H. isthmus*.

Keywords: Cecum, colon, rectum, nerve ganglia, enteric wall.

1. INTRODUÇÃO

Nos vertebrados, o tubo digestivo apresenta características estruturais variáveis, ocorrendo variações até mesmo entre espécies do mesmo gênero (Zamith, 1952). Se trata de um tubo que se inicia no esôfago e termina no ânus, sendo dividido em diferentes órgãos com base na estrutura e na localização anatômica (Banks, 1992). Os órgãos que constituem o tubo digestivo são esôfago, estômago, intestino delgado (duodeno, jejuno e íleo) e intestino grosso (ceco, cólon e reto) (George et al., 1998). O revestimento epitelial da maior parte do tubo digestivo é derivado do endoderma; entretanto, os epitélios craneal e caudal originam-se do ectoderma (Banks, 1992). A parede do tubo digestivo é formada por quatro camadas histológicas distintas: mucosa, submucosa, muscular e serosa ou adventícia (Banks, 1992; Gartner e Hiatt, 2007; Junqueira e Carneiro, 2013).

O intestino grosso corresponde à porção final do tubo digestivo, iniciando-se na junção íleo-cecal e terminando no ânus (Banks, 1992). Divide-se em ceco, cólon (ascendente, transverso e descendente) e reto (George et al., 1998). As principais funções são a absorção de eletrólitos e água, síntese de determinadas vitaminas, eliminação de alimentos não-digeridos e de outros resíduos, além da produção de muco para lubrificação e proteção da superfície mucosa (Junqueira e Carneiro, 2013).

O ceco e o cólon são caracterizados, nas espécies domésticas, por alterações macroscópicas significativas (Getty, 2005). Apesar das numerosas modificações anatômicas do intestino grosso, é difícil identificar as regiões específicas do órgão com base nas características histológicas. Embora a organização dos elementos murais do intestino grosso corresponda ao padrão descrito para o intestino delgado (Banks, 1992), há características específicas

que o distingue do intestino delgado: as vilosidades estão ausentes (George et al., 1998; Junqueira e Carneiro, 2013; Bacha e Bacha, 2000); as glândulas intestinais, tubulosas, longas e retas se abrem na superfície da borda luminal; as células caliciformes são numerosas e as células de Paneth estão ausentes; as pregas circulares do intestino delgado são substituídas por dobras longitudinalmente orientadas; o tecido linfóide difuso e os nódulos linfóides isolados são características histológicas evidentes (Banks, 1992); e existe quantidade variável de células endócrinas (Junqueira e Carneiro, 2013).

Segundo Banks (1992), o ceco é uma modificação intestinal nos herbívoros com estômago simples (cavalos, coelhos, roedores). O revestimento epitelial da mucosa é do tipo simples prismático, mostrando uma fina borda estriada (Junqueira e Carneiro, 2013), e contém células absorptivas e caliciformes. À medida que o epitélio reveste o interior das glândulas, as células tornam-se mais baixas e as células caliciformes são muito mais numerosas. As células absorptivas são as responsáveis pela absorção de água e eletrólitos, e as células caliciformes secretam muco em grande quantidade, promovendo a lubrificação do tubo, o que facilita o deslizamento das fezes (George et al., 1998).

A lâmina própria é rica em linfócitos e nódulos linfóides (Junqueira e Carneiro, 2013). Estas últimas estruturas podem ser proeminentes na abertura do ceco (ruminantes, suínos, cães), ou podem estar distribuídas mais distalmente em cavalos e gatos (Banks, 1992). A riqueza em células do sistema imunitário pode estar relacionada com a variada e abundante população bacteriana no intestino grosso (Junqueira e Carneiro, 2013).

A submucosa do ceco e do cólon também apresenta nódulos linfóides isolados (George et al., 1998). A camada muscular é bem desenvolvida, sendo constituída por uma camada de fibras circulares e outra de fibras longitudinais. Esta camada muscular, em cavalos e suínos, difere daquela do intestino delgado, pelo fato das fibras da camada longitudinal externa também se congregarem em três faixas espessas, achatadas e equidistantes, denominadas tênias do cólon (George et al., 1998). Além dos feixes espessos de músculo liso que constituem estas estruturas, as fibras elásticas orientadas longitudinalmente fazem parte delas (Banks, 1992).

O reto, porção final de intestino grosso, é semelhante a outras porções do intestino. As tênias observadas no cólon estão ausentes, mas a túnica muscular é mais espessa nesta região que no cólon (Henrikson et al., 1999). Os epitélios de revestimento e glandular contêm numerosas células caliciformes. Ainda, uma túnica adventícia substitui a túnica serosa. A túnica mucosa tem pregas longitudinais – as colunas retais ou colunas de Morgagni (Junqueira e Carneiro, 2013), nas quais há um eixo vascularizado na lâmina própria da mucosa. Os demais elementos murais são típicos (Banks, 1992).

O ânus apresenta uma mudança abrupta em seu revestimento epitelial, demarcada pela transição do epitélio simples prismático para epitélio estratificado pavimentoso não-queratinizado (junção reto-anal), que é contínuo com o da pele do períneo (Banks, 1992; George et al., 1998; Junqueira e Carneiro, 2013). A lâmina própria nessa região do ânus apresenta um rico plexo venoso (Junqueira e Carneiro, 2013). A camada mucosa e a camada externa da túnica muscular terminam na junção reto-anal. Entretanto, a camada muscular interna se prolonga e finaliza na forma de esfíncter anal interno (Banks, 1992), enquanto os músculos estriados do períneo formam o esfíncter anal externo (Henrikson et al., 1999). A túnica adventícia do reto está presente e se mistura sutilmente ao tecido conjuntivo circundante (Banks, 1992).

Poucas têm sido as pesquisas realizadas, em relação à morfofisiologia do intestino grosso de capivaras. Trabalhos apenas em *H. hydrochaeris* têm descrito que esta porção do tubo digestivo é semelhante anatomicamente àquela de outros mamíferos herbívoros, com a diferença que o ceco apresenta pregas bem definidas (González-Jiménez, 1995).

Velásquez (2001 e 2002) constatou que o intestino grosso de *H. hydrochaeris* é dividido em três porções como em outros mamíferos: ceco, cólon e reto e, estruturalmente, sua parede está constituída pelas túnicas mucosa, submucosa, muscular e serosa.

A mucosa do intestino grosso em toda sua extensão apresenta o mesmo revestimento epitelial simples prismático com células caliciformes PAS-positivas, localizadas particularmente na base das criptas, aumentando seu número em direção ao reto (Velásquez, 2001; Bressan, 2003).

O ceco em *H. hydrochaeris* caracteriza-se por ser relativamente grande e saculado, apresentando base, corpo e vértice, ocupando grande parte da

cavidade abdominal (Bressan et al., 2005). Também se distinguem as tênias ceci e saculações (Velásquez, 2001; Bressan et al., 2004; Oshio et al., 2004).

As pregas da mucosa têm orientação longitudinal. Em direção ao reto, esta camada se torna mais lisa e compacta (Velásquez, 2001). A camada muscular da mucosa constituída por músculo liso, está presente em todo o intestino grosso, sendo mais espessa nas porções finais (Velásquez, 2001; Bressan et al., 2004). Estes mesmos autores descreveram que a submucosa nas três regiões é de tecido conjuntivo frouxo vascularizado, apresentando plexos nervosos desenvolvidos, e nódulos linfoides principalmente no corpo do ceco.

A túnica muscular com duas camadas de músculo liso apresenta a circular interna mais desenvolvida que a camada longitudinal externa; entre elas, observam-se numerosos gânglios mioentéricos (Bressan et al., 2004), e a serosa sendo constituída por uma delgada camada de tecido conjuntivo revestido pelo mesotélio peritoneal (Velásquez, 2001).

Nesse contexto, este estudo foi delineado para analisar e descrever a histología e morfometria de cada uma das camadas que constituem a parede dos três segmentos (ceco, cólon e reto) do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmius*.

2. MATERIAL E MÉTODOS

Para o estudo foram utilizados fragmentos dos segmentos do intestino grosso de três capivaras *Hydrochoerus hydrochaeris* adultas com peso, tamanho e altura média de $66,16 \pm 6,95$ kg, $125,00 \pm 9,20$ cm e $60,50 \pm 3,08$ cm respectivamente, oriundos do Condomínio Aldeia do Vale, Município de Goiânia, localizado a Latitude $16^{\circ}37'3.28''\text{S}$; Longitude $49^{\circ}12'4.04''\text{O}$ no Estado de Goiás (GO), Brasil, e três capivaras *Hydrochoerus isthmus* com peso, tamanho e altura média de $38,66 \pm 9,56$ kg, $79,66 \pm 16,60$ cm e $41,66 \pm 5,90$ cm respectivamente, procedentes do Município de Buenavista, localizado a Latitude $8^{\circ}13.13''\text{N}$; Longitude $75^{\circ}29'11''\text{O}$ no estado de Córdoba na Colômbia.

Para sua execução, o projeto foi encaminhado à Corporação Autônoma Regional dos Vales do Sinú e San Jorge (CVS) no Estado de Córdoba na Colômbia, para obter a licença de captura dos animais (Chigüiros - *Hydrochoerus isthmus*) obtendo a “Autorização para investigações científicas CVS. Resolução No. 2-1033 de 22 de maio/2015”, e no Brasil a solicitação de captura das Capivaras – *Hydrochoerus hydrochaeris*, foi encaminhado ao “Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade – SISBIO”, obtendo a licença No. 48351-2 de 29 abril/2016.

Os procedimentos experimentais envolvendo os animais foram submetidos à avaliação e aprovados pela Comissão de Ética para o Uso de Animais da Universidade Federal de Viçosa - CEUA/UFV, Protocolo No. 30/2015.

Os animais foram capturados mediante sistema de ceva e para sua contenção utilizou-se arma de disparo de dardos anestésicos, usando uma associação de cloridrato de ketamina (10mg/kg) e cloridrato de xilazina (0,5mg/kg), para a imobilização individual (Paula e Rodrigues, 2013). Seguidamente foram pesados e sexados, sendo dois machos e uma fêmea em cada grupo. As medidas do comprimento corporal (Snout-rump), que

compreende a mensuração da ponta do focinho à base da cauda, ao longo do dorso do animal, foram obtidas. Também se obtiveram medidas da altura dos animais de cada grupo.

Posteriormente, os animais foram submetidos à eutanásia de acordo com técnicas para a eutanásia estabelecidas pelo CONCEA/MCTI. Após a eutanásia de cada animal, a cavidade abdominal foi aberta através de incisão na pele e linha alba, seguida pela identificação e separação dos órgãos do tubo digestivo. Destes, foram coletados de cada animal vários fragmentos em duplicata: 9 do ceco (3/base, 3/corpo, 3/vértice), 9 do cólon (3/ascendente, 3/transverso, 3/descendente) e 3 do reto (1/cranial, 1/médio, 1/caudal), totalizando 42 fragmentos por animal (Figura 3).

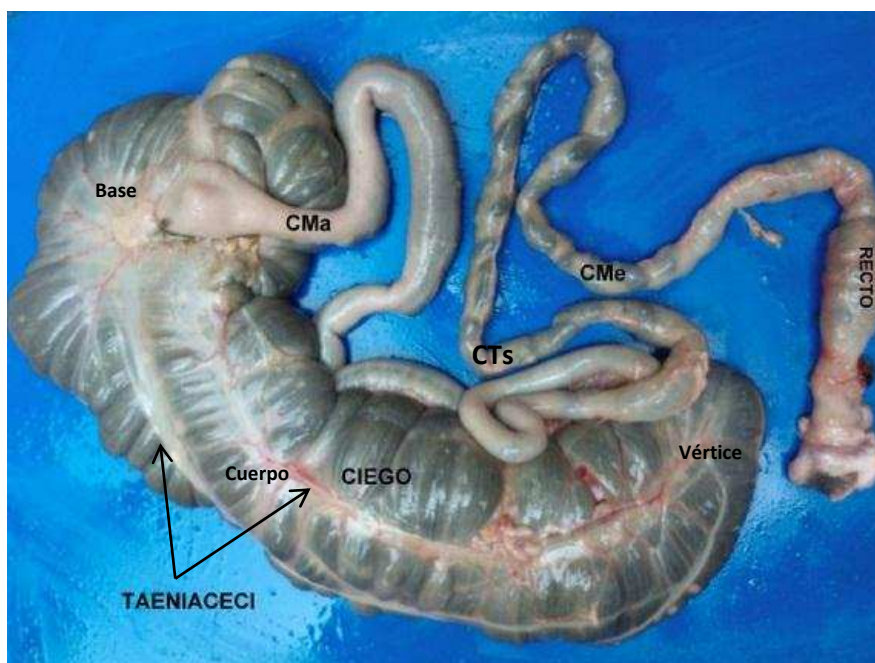


Figura 3 - Morfología do intestino grosso de *H. isthmus*
CMA- cólon ascendente; CTs- cólon transverso; CMe- cólon descendente

Os órgãos não utilizados, bem como a carcaça dos animais *H. hydrochaeris* foram incinerados nas dependências do Setor de Patologia Animal da Escola de Veterinária e Zootecnia da Universidade Federal de Goiás - UFG (GO), e dos animais *H. isthmus* foram destinados ao Laboratório de Anatomia do setor de Morfologia do Departamento de Ciências Pecuárias da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de Córdoba (Colômbia).

O processamento histológico e histoquímico dos fragmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* foi realizado no Laboratório de Patologia Geral do Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública da Universidade Federal de Goiás – UFG (GO), e nos Laboratórios de Histologia e Histopatologia Veterinária do Departamento de Veterinária da Universidade Federal de Viçosa – UFV. Os fragmentos intestinais de *H. isthmus* foram processados no Laboratório de Histologia Veterinária da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de Córdoba (Colômbia), e seguindo o protocolo descrito a seguir:

Metade dos fragmentos coletados de cada segmento do intestino grosso (21 fragmentos/animal) foram fixados por 24h a temperatura ambiente, em solução aquosa de Bouin e a outra metade (21 fragmentos/animal) em solução aquosa de formol tamponado a 10%, utilizando o mesmo tempo de fixação. Após a fixação se procedeu então à desidratação em série crescente de álcoois 70, 80, 90, 95% e absoluto I e II, absoluto/xilol, diafanização em xilol I e II e inclusão em parafina, de acordo com a rotina dos respectivos Laboratórios. Seguidamente foram realizados cortes semi-seriados de 5 µm de espessura em micrótomo rotativo OLYMPUS CUT 4055, distendidos em banho-maria histológico OMA MJ72 e fixados em lâminas histológicas previamente tratadas com Adesivo de Haupt (gelatina 1g, fenol 2g, glicerina 15g e água destilada 100ml) para evitar a perda dos cortes durante os procedimentos histológicos. De cada segmento foram preparadas cinco lâminas, contendo pelo menos um a dois cortes cada uma, e submetidas às técnicas de coloração: Hematoxilina-Eosina (H-E) (Grimaldi, 1981) para caracterizar histologicamente e morfometricamente cada um dos órgãos, Acido Periodico de Schiff (P.A.S.) (Bancroft e Stevens, 1996) para identificar as células mucosas, Tricrômico de Gomori (Behmer, 1976) para diferenciar o tecido conjuntivo e fibras colágenas.

Após coradas, as lâminas foram analisadas com o auxílio do microscópio de luz marca Olympus CX40, com aumentos de 40X, 100X e 400X.

As análises morfométricas foram realizadas com auxílio do microscópio Olympus BX53 com câmera colorida DP73 (2448 x 1920-pixel resolução) no Laboratório de Sistemática Molecular “Beagle” do Departamento de Biologia Animal da UFV. Para este fim, se obtiveram 10 fotomicrografias sequenciais ou

repetições em cada um dos fragmentos nos cortes corados com H-E em aumento de 40X. Em cada uma delas foram realizadas 70 medições para obter a espessura das camadas da parede intestinal, e duas medições para quantificar os gânglios nervosos.

Assim, foram obtidas a espessura das túnicas mucosa (subcamadas epitelial-lâmina própria e muscular da mucosa), submucosa, muscular (subcamada circular interna e longitudinal externa) e serosa, igualmente a espessura total da parede intestinal. Foram identificados e quantificados os gânglios submucosos e miontéricos por unidade de área (mm²) da túnica submucosa e muscular, respectivamente.

Todas as medições se realizaram, por meio do Programa Image-Pro®Plus (versão 7.0 de 2010), e os dados obtidos foram exportados e salvos em planilha eletrônica (Excel 2013) para sua organização e posterior análise estatística.

Para a observação e documentação fotográfica as fotomicrografias foram obtidas em microscópio Olympus BX53 com câmera colorida DP73 (2448 x 1920-pixel resolução) em aumentos de 40X a 1.000X, no Laboratório de Sistemática Molecular Beagle do Departamento de Biologia Animal (DBA) da Universidade Federal de Viçosa (UFV).

2.1. Análise Estatística

As medidas obtidas foram analisadas por ANOVA para dois fatores, considerando a espécie (*H. hydrochaeris* e *H. isthmus*) e os segmentos do intestino grosso (ceco, colón e reto) como variáveis independentes e nível de significância de 5%. Em caso de diferença significativa ($p < 0,05$), foi realizado o Teste de Tukey.

Estes testes foram realizados por meio do software estatístico SigmaPlot® 11.0. Systat Software, Inc. Distributors San Jose, CA 95110 USA.

2.2. Comparação de dados obtidos

Finalmente, os resultados obtidos de cada grupo de capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris* e *Hydrochoerus isthmus*), foram comparados por meio da organização dos dados em tabelas e gráficos, e verificando as

estruturas histológicas através de fotomicrografias dos tecidos, para estabelecer as semelhanças ou diferenças entre as duas espécies.

3. RESULTADOS

O intestino grosso de *H. hydrochaeris* e de *H. isthmus* está dividido em três segmentos: ceco, cólon e reto. No ceco se distinguem *tênias* e saculações (Figura 3). Estruturalmente, a parede desta região do tubo digestivo em ambas as espécies é constituída por quatro camadas histológicas bem definidas, mucosa, submucosa, muscular e serosa (Figuras 4A e 5A), sendo mais espessas as do *H. hydrochaeris*.

Nas duas espécies, as camadas mucosa e submucosa se projetam para o lume formando pregas simples ou ramificadas, baixas e espessas, orientadas longitudinalmente. Também são observadas longas e delgadas pregas nos vários segmentos do intestino grosso, que dependendo do grau de distensão do órgão, podem fazer com que a mucosa permaneça lisa (Figuras 4B, D e 5B, D).

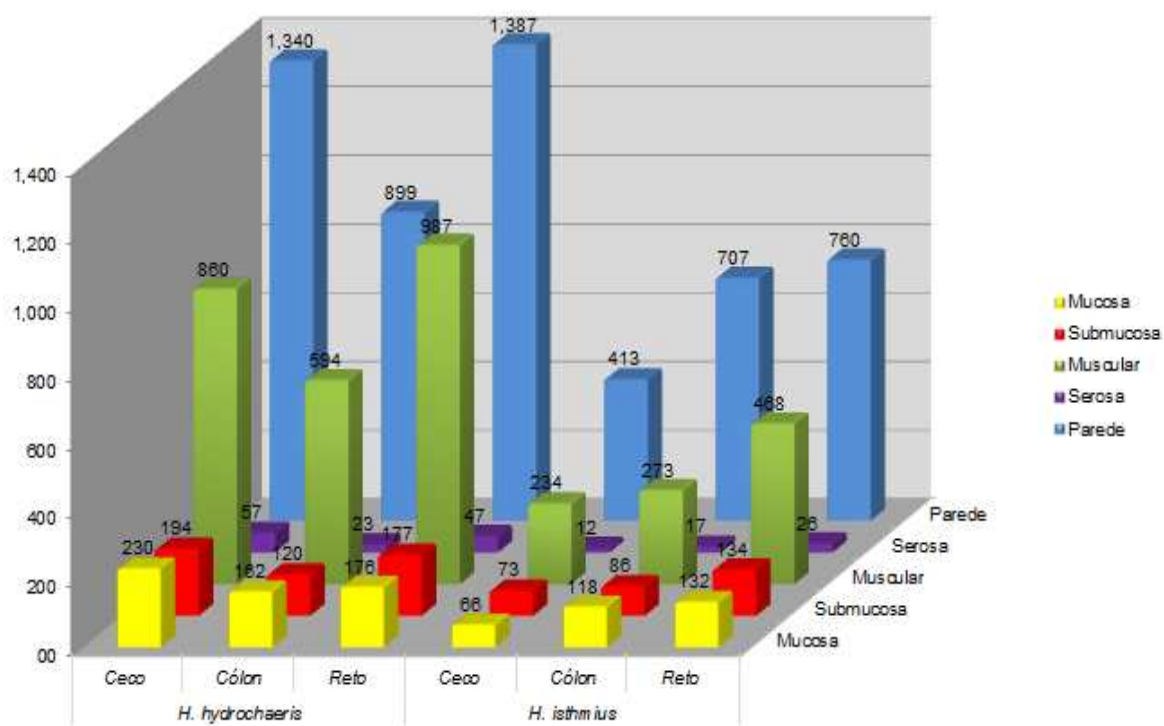
A espessura da parede intestinal em *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* foi maior no reto, e menor no ceco do *H. isthmus* (Tabela 1; Gráfico 1). No caso do ceco e reto no *H. hydrochaeris* não houve diferenças significativas, sendo menor no cólon. No *H. isthmus* se apresentaram diferenças estatísticas entre os segmentos sendo menor no ceco em relação aos outros dois segmentos.

Tabela 1 - Espessura da Parede (média $\pm$ SD) nos segmentos e porções do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*

Segmentos/ Porções	<i>H. hydrochaeris</i>	<i>H. isthmus</i>
Ceco	1340,158 $\pm$ 1259,994 ^{Aa}	413,000 $\pm$ 843,946 ^{Ab}
Base	1335,593 $\pm$ 1240,502 ^{Aa}	582,635 $\pm$ 1430,031 ^{Ab}
Corpo	1438,122 $\pm$ 1345,675 ^{Aa}	353,103 $\pm$ 160,074 ^{Ab}
Vértice	1246,759 $\pm$ 1182,471 ^{Aa}	302,413 $\pm$ 151,877 ^{Ab}
Cólon	899,147 $\pm$ 314,181 ^{Ba}	707,147 $\pm$ 5035,447 ^{Bb}
Ascendente	1022,832 $\pm$ 269,988 ^{Aa}	1138,747 $\pm$ 8704,203 ^{Aa}
Transverso	819,847 $\pm$ 360,880 ^{Aa}	414,140 $\pm$ 131,204 ^{Bb}
Descendente	854,900 $\pm$ 263,890 ^{Aa}	568,555 $\pm$ 227,044 ^{Bb}
Reto	1387,370 $\pm$ 316,887 ^{Aa}	760,083 $\pm$ 212,325 ^{Bb}
Cranial	1277,943 $\pm$ 310,192 ^{Aa}	757,927 $\pm$ 213,199 ^{Ab}
Médio	1337,602 $\pm$ 312,119 ^{Aa}	718,741 $\pm$ 209,512 ^{Ab}
Caudal	1546,565 $\pm$ 250,312 ^{Aa}	803,581 $\pm$ 206,349 ^{Ab}

Médias seguidas por letras maiúsculas e minúsculas iguais dentro da mesma coluna/subcoluna e linhas, respectivamente, não diferem entre si pelo Teste Tukey ao nível de 5% de significância.

Gráfico 1 - Espessura da Parede e de suas camadas constituintes, nos segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*



A camada mucosa nos três segmentos do intestino grosso em *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*, é constituída por células epiteliais, lâmina própria e muscular da mucosa (Figuras 4B, C, D e Figuras 5B, C, D).

O revestimento epitelial nos três segmentos do intestino grosso das duas espécies está constituído por células simples cilíndricas ou prismáticas com o núcleo na região basal, e elevado número de células caliciformes produtoras de muco PAS-positivas, localizadas principalmente na base das criptas intestinais, cujo número e distribuição parece aumentar em direção ao reto. Também se observaram células mucosas PAS-positivas na base das glândulas (Figuras 4C e 6A; Figuras 5C e 7A).

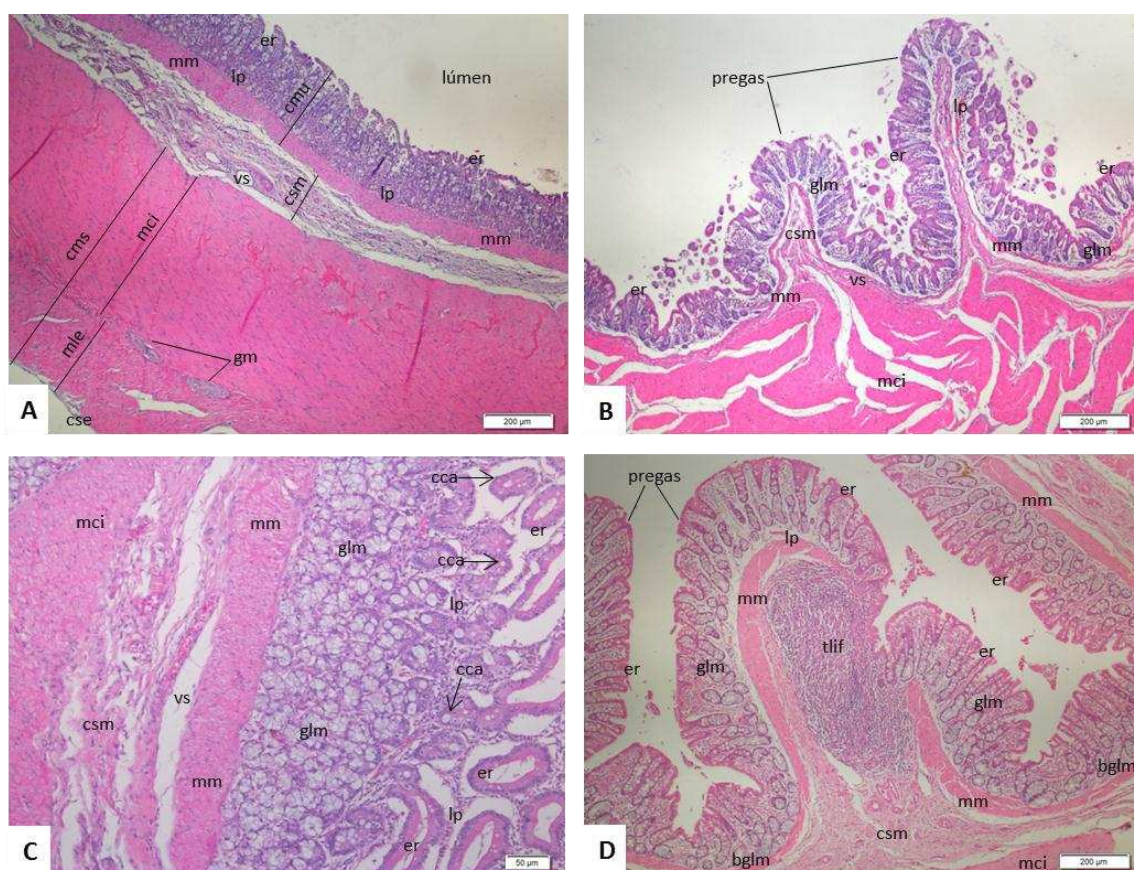


Figura 4 – Fotomicrografias da parede do intestino grosso de *H. hydrochaeris*. A) Constituintes da parede do cólon 40X. B) Camadas mucosa e submucosa do ceco, enfatizando as pregas 40X. C) Destaque da região das glândulas mucosas e da camada submucosa do reto 100X. D) Camadas mucosa e submucosa do cólon, enfatizando nos agregados linfocitários associados à mucosa 40X. bglm- base das glândulas mucosas; cca- células caliciformes; cms- camada muscular; cmu- camada mucosa; cse- camada serosa; csm- camada submucosa; er- epitélio de revestimento; glm- glândulas mucosas; gm- gânglio nervoso miontérico; lp- lâmina própria; mci- subcamada muscular circular interna; mle- subcamada muscular longitudinal externa; mm- muscular da mucosa; tlf- tecido linfóide; vs- vasos sanguíneos. H-E.

A lâmina própria de tecido conjuntivo frouxo apresenta vasos sanguíneos e infiltrados linfocitários, e sustenta as glândulas nos três segmentos do intestino grosso. Estas glândulas apresentam morfologia simples tubular, sendo retas alongadas, principalmente no cólon (Figuras 4D e 5C).

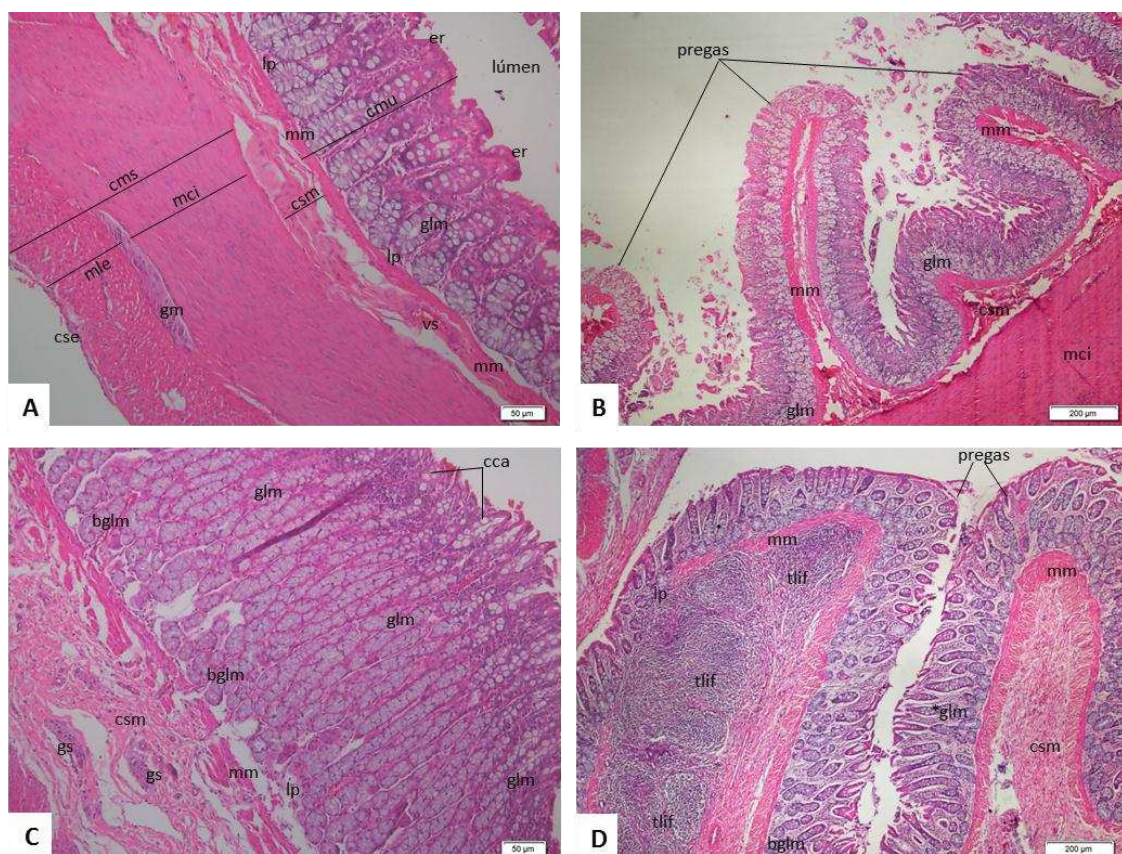


Figura 5 – Fotomicrografias da parede do intestino grosso de *H. isthmus*. A) Constituintes da parede do cólon 100X. B) Camadas mucosa e submucosa da parede do ceco, enfatizando nas pregas 40X. C) Destaque da região das glândulas mucosas e camada submucosa do reto 100X. D) Camadas mucosa e submucosa do cólon, enfatizando nos agregados linfocitários associados à mucosa 40X. bglm- base das glândulas mucosas; cca- células caliciformes; cglm- corpo das glândulas mucosas; cms- camada muscular; cmu- camada mucosa; cse- camada serosa; csm- camada submucosa; er- epitélio de revestimento; glm- glândulas mucosas; gm- gânglio nervoso mionterico; gs- gânglio nervoso submucoso; lp- lâmina própria; mci- subcamada muscular circular interna; mle- subcamada muscular longitudinal externa; mm- muscular da mucosa; tlif- tecido linfoide; vs- vasos sanguíneos. H-E.

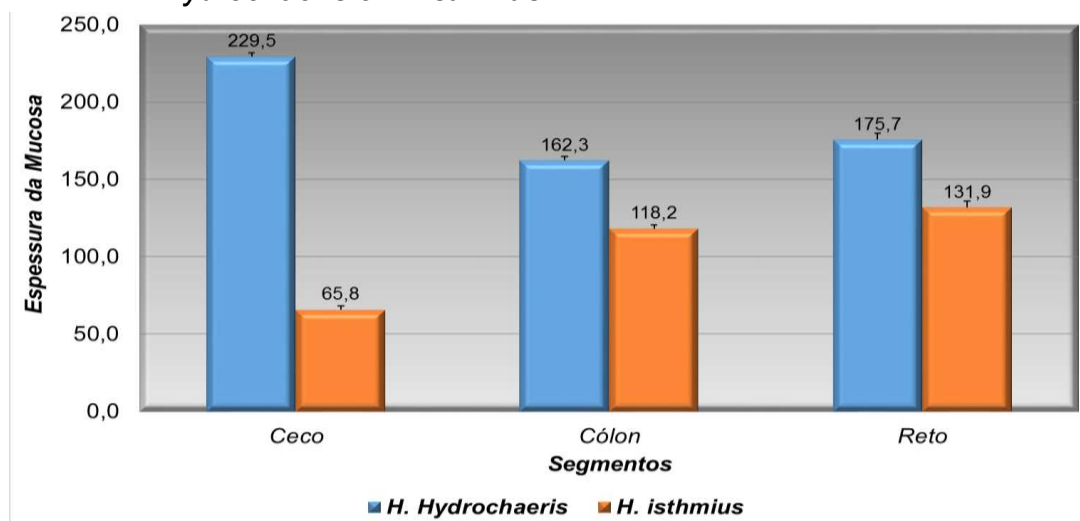
Quanto à espessura da mucosa, houve diferença significativa entre as duas espécies sendo maior em *H. hydrochaeris*. Também se apresentaram diferenças entre os segmentos de cada espécie (Tabela 2; Gráfico 2). A espessura da mucosa no ceco de *H. hydrochaeris* foi maior que os demais segmentos, enquanto que no reto de *H. isthmus* foi maior e mais lisa que nos outros segmentos.

Tabela 2 - Espessura da Mucosa (média $\pm$ SD) nos segmentos e porções do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*

Segmentos/ Porções	<i>H. hydrochaeris</i>	<i>H. isthmus</i>
Ceco	229,509 $\pm$ 246,916 ^{Aa}	65,838 $\pm$ 45,653 ^{Ab}
Base	241,362 $\pm$ 302,284 ^{Aa}	80,867 $\pm$ 61,010 ^{Ab}
Corpo	232,852 $\pm$ 221,971 ^{Aa}	59,117 $\pm$ 34,377 ^{Bb}
Vértice	214,313 $\pm$ 204,538 ^{Ba}	57,531 $\pm$ 31,823 ^{Bb}
Cólon	162,306 $\pm$ 80,806 ^{Ba}	118,200 $\pm$ 51,684 ^{Bb}
Ascendente	145,931 $\pm$ 57,051 ^{Aa}	106,959 $\pm$ 50,605 ^{Ab}
Transverso	199,135 $\pm$ 107,538 ^{Ba}	123,577 $\pm$ 52,310 ^{Ab}
Descendente	141,853 $\pm$ 52,337 ^{Aa}	124,065 $\pm$ 50,325 ^{Ab}
Reto	175,706 $\pm$ 61,959 ^{Ca}	131,900 $\pm$ 69,985 ^{Cb}
Cranial	187,953 $\pm$ 87,702 ^{Aa}	136,848 $\pm$ 39,794 ^{Ab}
Médio	167,054 $\pm$ 50,112 ^{Aa}	136,823 $\pm$ 104,652 ^{Ab}
Caudal	172,112 $\pm$ 33,181 ^{Aa}	121,965 $\pm$ 45,128 ^{Ab}

Médias seguidas por letras maiúsculas e minúsculas iguais dentro da mesma coluna/subcoluna e linhas, respectivamente, não diferem entre si pelo Teste Tukey ao nível de 5% de significância.

Gráfico 2 - Espessura da Mucosa nos segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*



Nos três segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*, a muscular da mucosa (Figuras 4 e 5; Figuras 6A e 7A, C) é constituída por duas camadas de fibras musculares lisas, dispostas em orientações circular interna e longitudinal externa. Em algumas porções, principalmente no ceco, apresenta-se constituída por apenas uma camada.

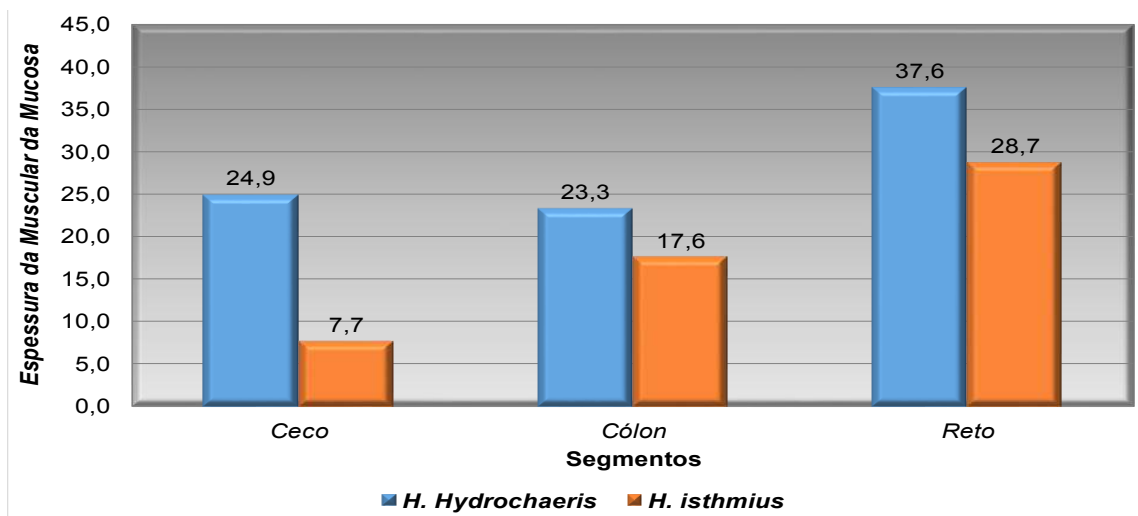
A espessura da muscular da mucosa aumenta em direção ao reto em *H. isthmus*, onde se observa detalhadamente o desenvolvimento das duas camadas. Esta característica é observada nos segmentos do intestino grosso nas duas espécies (Figuras 4 e 5; Tabela 3; Gráfico 3). Já em *H. hydrochaeris* esta subcamada é mais espessa no reto em relação aos outros segmentos. Houve diferença significativa entre os segmentos das duas espécies.

Tabela 3 - Espessura da Subcamada muscular da mucosa (média $\pm$ SD) nos segmentos e porções do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*

Segmentos/ Porções	<i>H. hydrochaeris</i>	<i>H. isthmus</i>
Ceco	24,944 $\pm$ 44,429 ^{Aa}	7,700 $\pm$ 5,517 ^{Ab}
Base	27,456 $\pm$ 65,922 ^{Aa}	7,732 $\pm$ 5,299 ^{Ab}
Corpo	22,966 $\pm$ 24,785 ^{Ba}	7,035 $\pm$ 4,312 ^{Ab}
Vértice	24,410 $\pm$ 30,915 ^{ABa}	8,327 $\pm$ 6,622 ^{Ab}
Cólon	23,340 $\pm$ 16,008 ^{Aa}	17,600 $\pm$ 12,233 ^{Bb}
Ascendente	19,361 $\pm$ 12,017 ^{Aa}	18,416 $\pm$ 12,035 ^{Aa}
Transverso	27,428 $\pm$ 19,891 ^{Ba}	16,194 $\pm$ 8,791 ^{Ab}
Descendente	23,231 $\pm$ 14,026 ^{Ca}	18,144 $\pm$ 12,399 ^{Ab}
Reto	37,600 $\pm$ 21,582 ^{Ba}	28,700 $\pm$ 38,504 ^{Cb}
Cranial	41,086 $\pm$ 30,726 ^{Aa}	27,448 $\pm$ 19,351 ^{Ab}
Médio	33,076 $\pm$ 15,523 ^{Ba}	35,192 $\pm$ 60,525 ^{Ba}
Caudal	38,526 $\pm$ 13,484 ^{ABa}	23,418 $\pm$ 18,659 ^{Ab}

Médias seguidas por letras maiúsculas e minúsculas iguais dentro da mesma coluna/subcoluna e linhas, respectivamente, não diferem entre si pelo Teste Tukey ao nível de 5% de significância.

Gráfico 3 - Espessura da Subcamada Muscular da Mucosa nos segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*



A camada submucosa nos três segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* é constituída por tecido conjuntivo frouxo (Figura 6B e 7B). Apresenta vasos sanguíneos de vários calibres e nódulos linfoides isolados ou associados, formando em alguns casos estruturas em forma de placas (Figuras 4D e 5D), distribuídos em todos os segmentos, em maior proporção no ceco, próximo à junção íleo-cecal. Também foram observados gânglios nervosos submucosos (Figura 5C e Figura 6C, 7C).

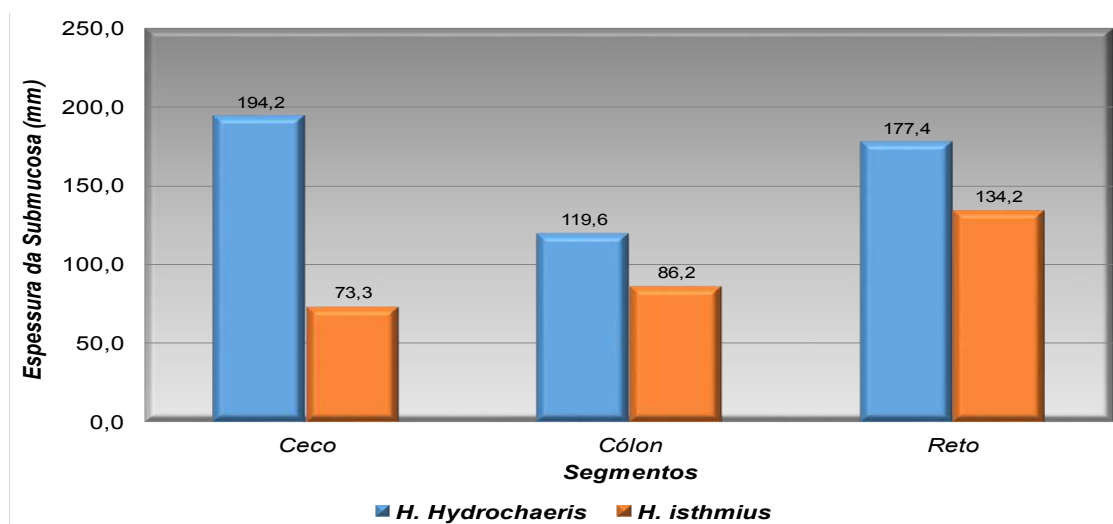
Com relação à espessura da submucosa em *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* observou-se diferença significativa entre os segmentos de cada espécie, sendo mais desenvolvida no ceco de *H. hydrochaeris* e no reto de *H. isthmus*. Entre as espécies houve diferença significativa sendo maior a espessura da submucosa de *H. hydrochaeris* (Tabela 4; Gráfico 4).

Tabela 4 - Espessura da Submucosa (média $\pm$ SD) nos segmentos e porções do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*

Segmentos/ Porções	<i>H. hydrochaeris</i>	<i>H. isthmus</i>
Ceco	194,200 $\pm$ 276,410 ^{Aa}	73,348 $\pm$ 84,820 ^{Ab}
Base	191,425 $\pm$ 289,709 ^{Aa}	95,940 $\pm$ 109,215 ^{Ab}
Corpo	194,030 $\pm$ 239,075 ^{Aa}	56,384 $\pm$ 61,529 ^{Bb}
Vértice	197,145 $\pm$ 297,107 ^{Aa}	67,719 $\pm$ 71,097 ^{Bb}
Cólon	119,600 $\pm$ 108,591 ^{Ba}	86,218 $\pm$ 78,761 ^{Bb}
Ascendente	140,441 $\pm$ 102,380 ^{Aa}	81,410 $\pm$ 73,741 ^{Ab}
Transverso	122,163 $\pm$ 114,236 ^{Aa}	67,080 $\pm$ 59,790 ^{Ab}
Descendente	96,117 $\pm$ 104,293 ^{Ba}	110,165 $\pm$ 92,990 ^{ABa}
Reto	177,400 $\pm$ 119,33 ^{Ca}	134,200 $\pm$ 113,970 ^{Cb}
Cranial	178,010 $\pm$ 128,176 ^{Aa}	112,290 $\pm$ 81,637 ^{Ab}
Médio	143,930 $\pm$ 102,701 ^{Aa}	130,768 $\pm$ 112,767 ^{Aa}
Caudal	210,151 $\pm$ 116,779 ^{ABa}	159,539 $\pm$ 136,147 ^{ABb}

Médias seguidas por letras maiúsculas e minúsculas iguais dentro da mesma coluna/subcoluna e linhas, respectivamente, não diferem entre si pelo Teste Tukey ao nível de 5% de significância.

Gráfico 4 - Espessura da Submucosa nos segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*



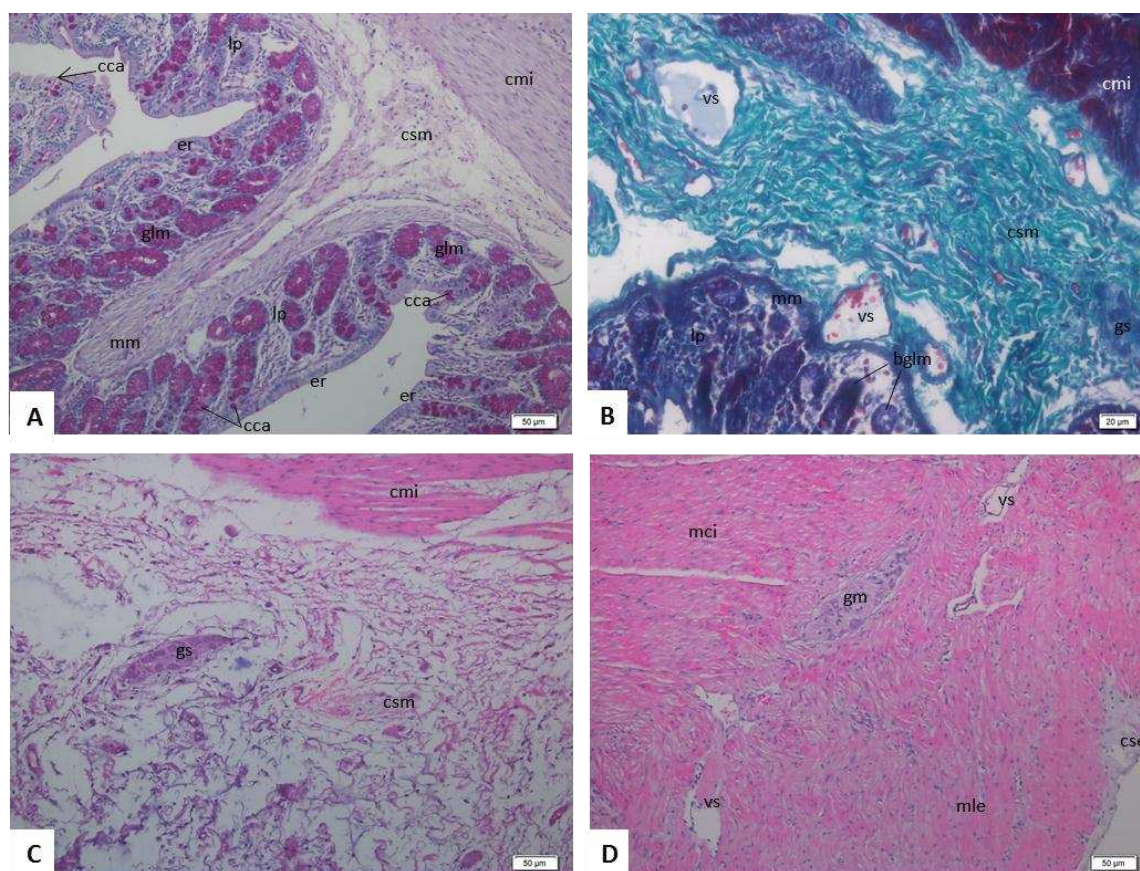


Figura 6 – Fotomicrografia da parede do intestino grosso de *H. hydrochaeris*. A) Camada mucosa e submucosa do cólon, enfatizando uma prega e as glândulas mucosas PAS positivas. P.A.S. 100X. B) Camadas mucosa e submucosa do reto, enfatizando nas fibras colágenas e a vascularização da submucosa. Tricrômico de Gomori. 200X. C) Destaque submucosa, enfatizando o gânglio nervoso submucoso (gs). H-E. 100X. D) Subcamadas muscular circular interna e longitudinal externa, enfatizando no gânglio nervoso mioentérico. H-E. 100X. bglm- base das glândulas mucosas; cca- células caliciformes; cse- camada serosa; csm- camada submucosa; er- epitélio de revestimento; glm- glândulas mucosas; gs- gânglio nervoso submucoso; gm- gânglio nervoso mioentérico; lp- lâmina própria; mci- subcamada muscular circular interna; mle- subcamada muscular longitudinal externa; mm- muscular da mucosa; vs- vasos sanguíneos.

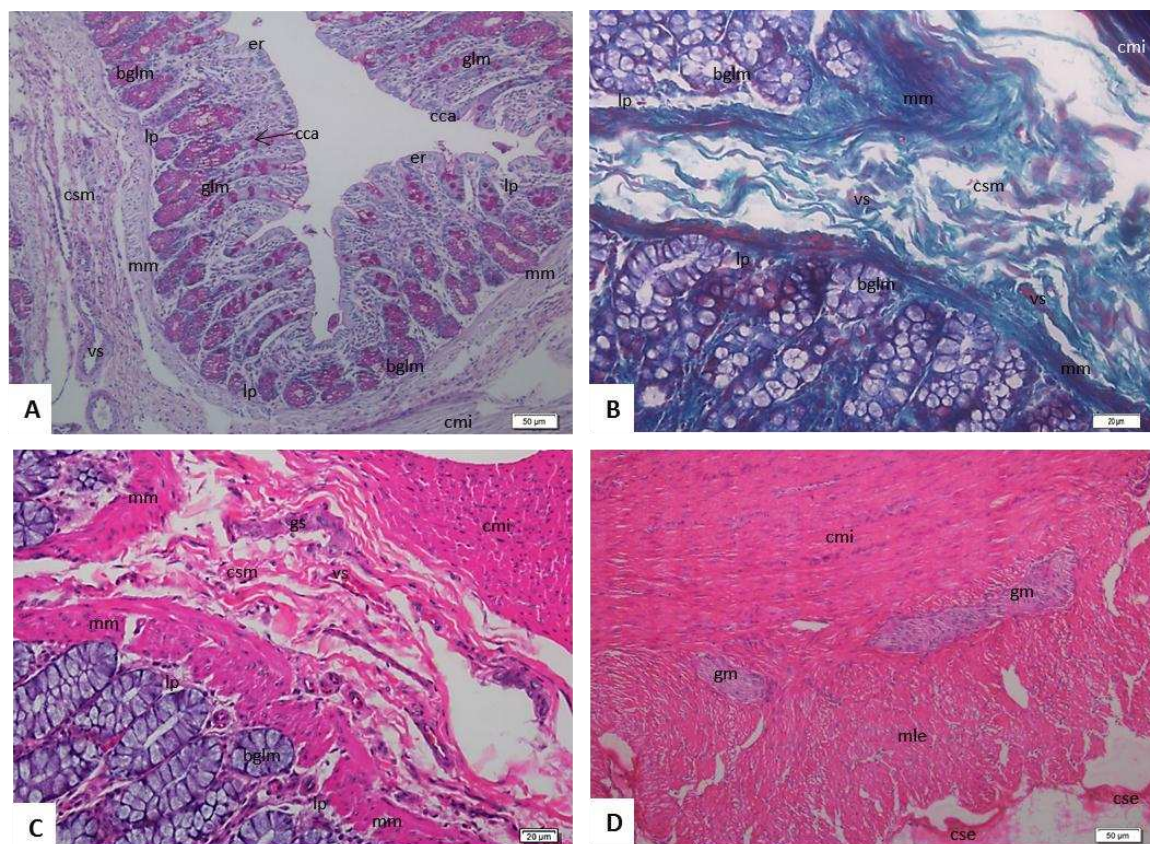


Figura 7 – Fotomicrografias da parede do intestino grosso de *H. isthmus*. A) Camada mucosa e submucosa do cólon, enfatizando as glândulas mucosas PAS positivas. P.A.S. 100X. B) Camadas mucosa e submucosa da parede do reto, enfatizando nas fibras colágenas e a vascularização da submucosa. Tricrômico de Gomori. 200X. C) Destaque submucosa, enfatizando no gânglio nervoso submucoso (gs). H-E. 200X. D) Subcamadas muscular circular interna e longitudinal externa, enfatizando nos gânglios nervoso mioentéricos. H-E. 100X. bglm- base das glândulas mucosas; cca- células caliciformes; cse- camada serosa; csm- camada submucosa; er- epitélio de revestimento; glm- corpo das glândulas mucosas; gs- gânglio nervoso submucoso; gm- gânglio nervoso mioentérico; lp- lâmina própria; mci- subcamada muscular circular interna; mle- subcamada muscular longitudinal externa; mm- muscular da mucosa; vs- vasos sanguíneos.

A camada muscular de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* é constituída de músculo liso formada por duas subcamadas, uma interna com feixes de fibras orientados circularmente, e outra externa, com feixes orientados longitudinalmente, em relação à parede intestinal (Figuras 4A, 5A; Figura 6D, 7D). A subcamada longitudinal externa forma faixas musculares contendo grande quantidade de fibras elásticas, constituindo cintas musculares no ceco das duas espécies. Também se evidencia a presença de gânglios nervosos miontéricos desenvolvidos nos três segmentos (Figuras 6D e 7D).

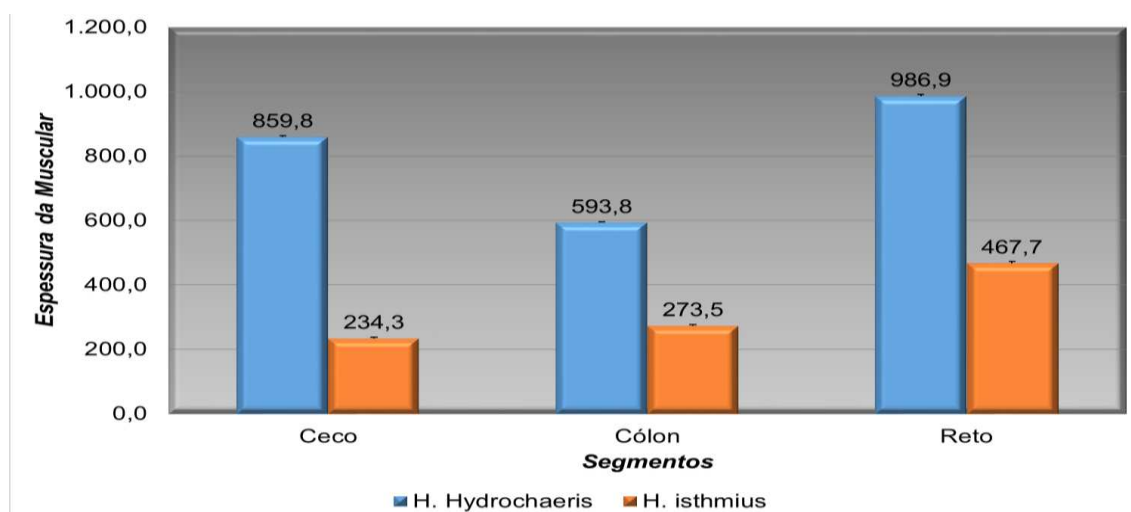
Quanto à espessura da camada muscular, houve diferença significativa entre os segmentos do intestino grosso em *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*. Comparando os segmentos se observou que a espessura da camada torna-se maior em direção ao reto, onde é bem desenvolvida em ambas a espécies (Tabela 5; Gráfico 5). Entre as duas espécies também houve diferença significativa para esta camada nas diferentes regiões.

Tabela 5 - Espessura da Muscular (média $\pm$ SD) nos segmentos e porções do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*

Segmentos/ Porções	<i>H. hydrochaeris</i>	<i>H. isthmus</i>
Ceco	859,800 $\pm$ 834,234 ^{Aa}	234,305 $\pm$ 150,924 ^{Ab}
Base	845,209 $\pm$ 801,506 ^{Aa}	312,378 $\pm$ 177,208 ^{Ab}
Corpo	950,025 $\pm$ 914,119 ^{Ba}	226,057 $\pm$ 120,522 ^{Bb}
Vértice	784,132 $\pm$ 772,831 ^{Aa}	164,482 $\pm$ 106,798 ^{Cb}
Cólon	593,849 $\pm$ 224,483 ^{Ba}	273,500 $\pm$ 127,700 ^{Bb}
Ascendente	713,573 $\pm$ 190,118 ^{Aa}	298,693 $\pm$ 116,625 ^{Ab}
Transverso	471,570 $\pm$ 220,532 ^{Ba}	210,058 $\pm$ 79,976 ^{Bb}
Descendente	596,405 $\pm$ 192,835 ^{Ca}	311,687 $\pm$ 151,115 ^{Ab}
Reto	986,913 $\pm$ 227,090 ^{Ca}	467,707 $\pm$ 154,915 ^{Cb}
Cranial	860,166 $\pm$ 192,829 ^{Aa}	485,037 $\pm$ 194,429 ^{Ab}
Médio	984,304 $\pm$ 220,263 ^{Ba}	430,989 $\pm$ 117,302 ^{Ab}
Caudal	1116,269 $\pm$ 190,895 ^{Ca}	487,094 $\pm$ 136,245 ^{Ab}

Médias seguidas por letras maiúsculas e minúsculas iguais dentro da mesma coluna/subcoluna e linhas, respectivamente, não diferem entre si pelo Teste Tukey ao nível de 5% de significância.

Gráfico 5 - Espessura da Muscular nos segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*



Analisando a espessura das duas subcamadas musculares em separado, verificou-se que a circular interna em ambos os animais é mais desenvolvida em relação à longitudinal externa (Figuras 4A e 5A, Figuras 6D e 7D). No reto de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*, as duas subcamadas apresentam espessura maior. No entanto, a subcamada interna evidencia maior desenvolvimento nas porções finais do reto em *H. isthmus* e no ceco em *H. hydrochaeris*. Em *H. hydrochaeris* houve diferença significativa para espessura das duas subcamadas entre os respectivos segmentos. Em *H. isthmus* os mesmos resultados estatísticos foram encontrados na subcamada interna. No entanto, na subcamada externa não houve diferenças entre os dois primeiros segmentos (Tabelas 6 e 7; Gráfico 6).

Tabela 6 - Espessura da Subcamada Muscular Circular Interna (média $\pm$ SD) nos segmentos e porções do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*

Segmentos/ Porções	<i>H. hydrochaeris</i>	<i>H. isthmus</i>
Ceco	700,810 $\pm$ 679,858 ^{Aa}	168,900 $\pm$ 112,472 ^{Ab}
Base	688,392 $\pm$ 651,390 ^{Aa}	237,043 $\pm$ 132,591 ^{Ab}
Corpo	772,533 $\pm$ 743,234 ^{Ba}	154,917 $\pm$ 85,184 ^{Bb}
Vértice	641,505 $\pm$ 634,129 ^{Aa}	114,636 $\pm$ 73,138 ^{Bb}
Cólon	407,210 $\pm$ 1158,873 ^{Ba}	185,934 $\pm$ 92,605 ^{Ab}
Ascendente	521,468 $\pm$ 135,070 ^{Aa}	208,567 $\pm$ 89,350 ^{Ab}
Transverso	306,396 $\pm$ 129,233 ^{Ba}	142,470 $\pm$ 59,328 ^{Bb}
Descendente	393,765 $\pm$ 131,939 ^{Ca}	206,766 $\pm$ 106,791 ^{Ab}
Reto	578,300 $\pm$ 138,395 ^{Ca}	268,110 $\pm$ 109,351 ^{Bb}
Cranial	543,109 $\pm$ 125,969 ^{Aa}	304,454 $\pm$ 101,302 ^{Ab}
Médio	594,470 $\pm$ 135,493 ^{Aa}	260,232 $\pm$ 100,878 ^{Ab}
Caudal	597,286 $\pm$ 146,610 ^{Aa}	239,644 $\pm$ 115,385 ^{Ab}

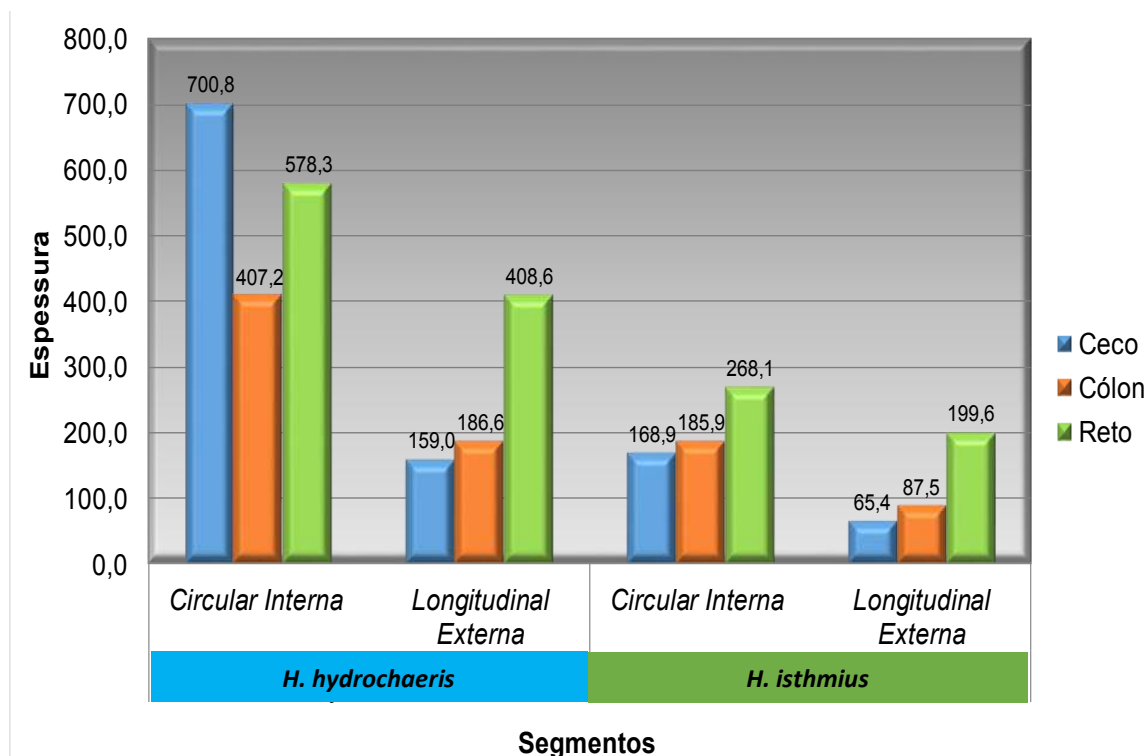
Médias seguidas por letras maiúsculas e minúsculas iguais dentro da mesma coluna/subcoluna e linhas, respectivamente, não diferem entre si pelo Teste Tukey ao nível de 5% de significância.

Tabela 7 - Espessura da Subcamada Muscular Longitudinal externa (média $\pm$ SD) nos segmentos e porções do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*

Segmentos/ Porções	<i>H. hydrochaeris</i>	<i>H. isthmus</i>
Ceco	159,000 $\pm$ 176,087 ^{Aa}	65,440 $\pm$ 66,145 ^{Ab}
Base	156,816 $\pm$ 171,027 ^{Aa}	75,335 $\pm$ 85,900 ^{Ab}
Corpo	177,491 $\pm$ 193,443 ^{Ba}	71,140 $\pm$ 59,717 ^{Ab}
Vértice	142,627 $\pm$ 160,631 ^{Aa}	49,846 $\pm$ 42,616 ^{Bb}
Cólon	186,640 $\pm$ 100,416 ^{Ba}	87,545 $\pm$ 54,071 ^{Bb}
Ascendente	192,105 $\pm$ 101,224 ^{Aa}	90,126 $\pm$ 40,215 ^{Ab}
Transverso	165,174 $\pm$ 112,633 ^{Ba}	67,588 $\pm$ 34,011 ^{Bb}
Descendente	202,640 $\pm$ 81,193 ^{Aa}	104,921 $\pm$ 72,773 ^{Ab}
Reto	408,625 $\pm$ 139,424 ^{Ca}	199,600 $\pm$ 122,710 ^{Cb}
Cranial	317,057 $\pm$ 99,080 ^{Aa}	180,584 $\pm$ 111,872 ^{Ab}
Médio	389,834 $\pm$ 128,102 ^{Ba}	170,757 $\pm$ 83,549 ^{Ab}
Caudal	518,983 $\pm$ 105,989 ^{Ca}	247,451 $\pm$ 149,276 ^{Bb}

Médias seguidas por letras maiúsculas e minúsculas iguais dentro da mesma coluna/subcoluna e linhas, respectivamente, não diferem entre si pelo Teste Tukey ao nível de 5% de significância.

Gráfico 6 - Espessuras das Subcamadas Musculares Circular Interna E Longitudinal Externa nos segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*



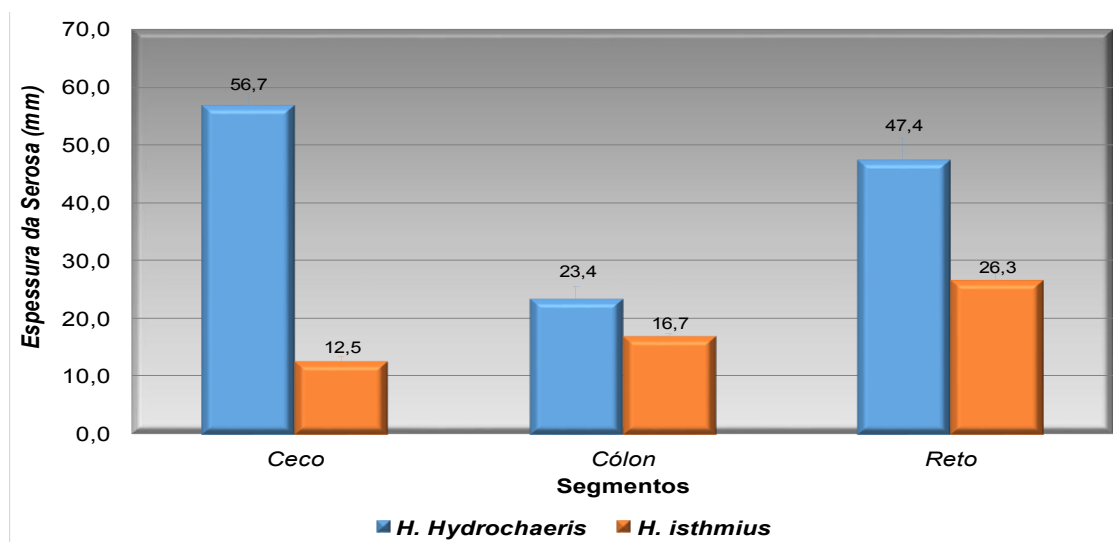
A camada serosa em *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* é constituída por uma delgada camada de tecido conjuntivo frouxo, revestida de células epiteliais que formam o mesotélio (Figuras 4A, 5A e Figuras 6D, 7D). Em determinados trechos ao longo do intestino grosso sua espessura varia pela presença de vasos sanguíneos de vários calibres, vasos linfáticos e adipócitos. Entretanto, na região retroperitoneal do reto, a túnica adventícia presente é constituída de tecido conjuntivo que varia de frouxo a denso, vascularizado, e sem mesotélio. O maior espessamento desta camada é observado em direção ao reto, em *H. isthmus*, apresentando diferenças significativas entre os segmentos das duas espécies. Se encontraram diferenças significativas entre a espessura desta camada entre as duas espécies (Tabela 8; Gráfico 7).

Tabela 8 - Espessura da Serosa (média $\pm$ SD) nos segmentos e porções do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*

Segmentos/ Porções	<i>H. hydrochaeris</i>	<i>H. isthmus</i>
Ceco	56,700 $\pm$ 75,078 ^{Aa}	12,500 $\pm$ 11,961 ^{Ab}
Base	57,597 $\pm$ 72,840 ^{Aa}	13,251 $\pm$ 10,587 ^{Ab}
Corpo	61,215 $\pm$ 87,646 ^{Aa}	11,545 $\pm$ 9,835 ^{Ab}
Vértice	51,168 $\pm$ 62,315 ^{Ba}	12,682 $\pm$ 14,806 ^{Ab}
Cólon	23,400 $\pm$ 25,111 ^{Ba}	16,700 $\pm$ 25,752 ^{Bb}
Ascendente	22,692 $\pm$ 18,522 ^{Aa}	14,024 $\pm$ 27,027 ^{Ab}
Transverso	26,980 $\pm$ 37,337 ^{Aa}	13,425 $\pm$ 19,635 ^{Ab}
Descendente	20,524 $\pm$ 11,593 ^{ABa}	22,639 $\pm$ 28,666 ^{Ba}
Reto	47,400 $\pm$ 54,566 ^{Ca}	26,300 $\pm$ 31,955 ^{Cb}
Cranial	51,814 $\pm$ 74,564 ^{Aa}	23,752 $\pm$ 25,311 ^{Ab}
Médio	42,315 $\pm$ 42,418 ^{Aa}	20,161 $\pm$ 18,602 ^{Ab}
Caudal	48,033 $\pm$ 39,334 ^{Aa}	34,983 $\pm$ 44,313 ^{Bb}

Médias seguidas por letras maiúsculas e minúsculas iguais dentro da mesma coluna/subcoluna e linhas, respectivamente, não diferem entre si pelo Teste Tukey ao nível de 5% de significância.

Gráfico 7 - Espessura da Serosa nos segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*



Os gânglios nervosos dos plexos submucoso e mioentérico do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* estão situados nas respectivas camadas submucosa e muscular, nesta última, entre as duas subcamadas musculares circular interna e longitudinal externa. Os gânglios nervosos se caracterizam por apresentar em numerosos corpos de neurônios e serem de tamanhos diferentes, na maioria dos casos proeminentes, principalmente os mioentéricos localizados na camada muscular (Figuras 6C, D e Figura 7C e D).

Nas duas espécies de *Hydrochoerus*, os gânglios nervosos do plexo mioentérico são mais numerosos que os do plexo submucoso ao longo do intestino grosso. Comparando as duas espécies, observou-se que o número de gânglios submucosos e mioentéricos é maior no ceco e cólon de *H. isthmus*, mas não houve diferença significativa entre o número de gânglios no reto. Em *H. isthmus* não houve variação no número de gânglios submucosos entre os segmentos ao contrário dos gânglios mioentéricos, cujo número foi maior no cólon e menor no reto (Tabelas 9 e 10; Gráfico 8). Em relação a capivara *H. hydrochaeris* não houve diferença significativa no número de gânglios submucosos e mioentéricos.

Tabela 9 - Número de Gânglios Nervosos Submucosos (média $\pm$ SD), por unidade de área da submucosa (mm²) nos segmentos e porções do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*

Segmentos/ Porções	<i>H. hydrochaeris</i>	<i>H. isthmus</i>
Ceco	4,706 $\pm$ 9,122 ^{Aa}	7,545 $\pm$ 15,729 ^{Ab}
Base	5,356 $\pm$ 9,087 ^{Aa}	6,276 $\pm$ 11,258 ^{Aa}
Corpo	5,160 $\pm$ 9,248 ^{Aa}	9,379 $\pm$ 20,306 ^{Ab}
Vértice	3,602 $\pm$ 9,029 ^{Aa}	6,979 $\pm$ 14,258 ^{Aa}
Cólon	5,722 $\pm$ 8,689 ^{Aa}	8,800 $\pm$ 15,538 ^{Ab}
Ascendente	5,070 $\pm$ 7,941 ^{Aa}	13,333 $\pm$ 19,564 ^{Ab}
Transverso	6,871 $\pm$ 9,094 ^{Aa}	7,505 $\pm$ 13,738 ^{Aa}
Descendente	5,225 $\pm$ 8,969 ^{Aa}	5,475 $\pm$ 11,108 ^{ABa}
Reto	4,218 $\pm$ 6,107 ^{Aa}	7,100 $\pm$ 11,883 ^{Aa}
Cranial	2,391 $\pm$ 4,469 ^{Aa}	5,871 $\pm$ 7,683 ^{Aa}
Médio	5,871 $\pm$ 7,387 ^{Aa}	7,922 $\pm$ 14,048 ^{Aa}
Caudal	4,392 $\pm$ 5,796 ^{Aa}	7,384 $\pm$ 13,216 ^{Aa}

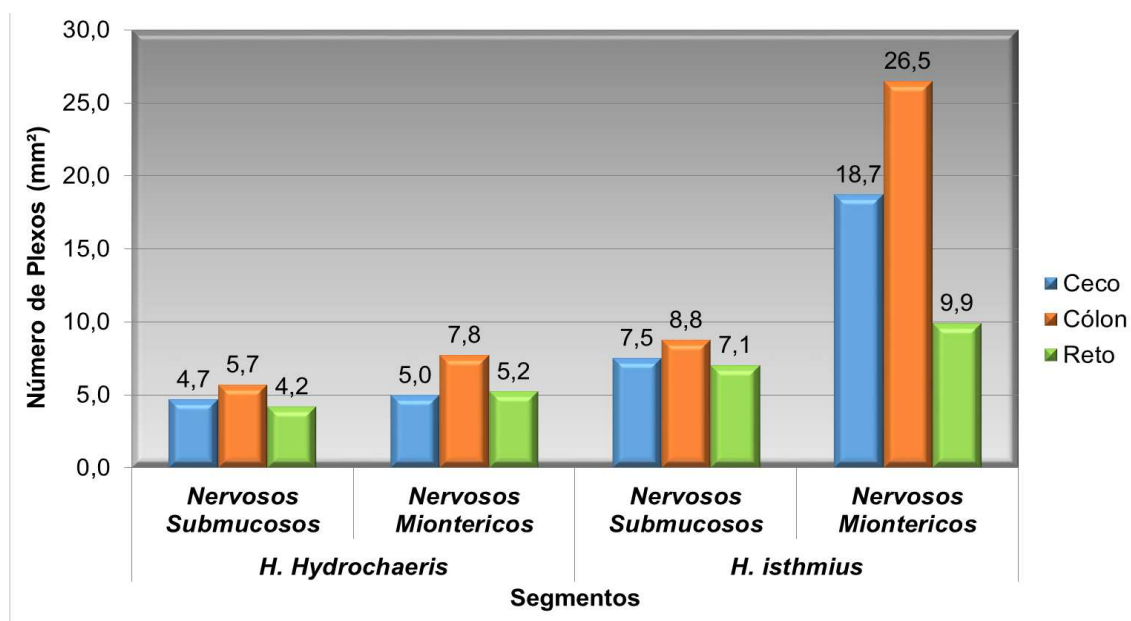
Médias seguidas por letras maiúsculas e minúsculas iguais dentro da mesma coluna/subcoluna e linhas, respectivamente, não diferem entre si pelo Teste Tukey ao nível de 5% de significância.

Tabela 10 - Número de Gânglios Nervosos Miontéricos (média $\pm$ SD), por unidade de área da submucosa (mm^2) nos segmentos e porções do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*

Segmentos/ Porções	<i>H. hydrochaeris</i>	<i>H. isthmus</i>
Ceco	5,000 $\pm$ 5,932 ^{Aa}	18,742 $\pm$ 19,214 ^{Ab}
Base	5,307 $\pm$ 6,044 ^{Aa}	13,637 $\pm$ 22,883 ^{Ab}
Corpo	5,385 $\pm$ 5,621 ^{Aa}	16,743 $\pm$ 12,549 ^{Ab}
Vértice	4,305 $\pm$ 6,125 ^{Aa}	25,845 $\pm$ 6,125 ^{Bb}
Cólon	7,800 $\pm$ 11,387 ^{Aa}	26,518 $\pm$ 33,661 ^{Bb}
Ascendente	4,030 $\pm$ 2,652 ^{Aa}	24,387 $\pm$ 20,246 ^{Ab}
Transverso	10,644 $\pm$ 6,787 ^{Aa}	28,502 $\pm$ 17,297 ^{Ab}
Descendente	8,591 $\pm$ 17,765 ^{Aa}	26,664 $\pm$ 52,028 ^{Ab}
Reto	5,245 $\pm$ 2,905 ^{Aa}	9,943 $\pm$ 10,395 ^{Ca}
Cranial	5,460 $\pm$ 2,339 ^{Aa}	11,866 $\pm$ 16,755 ^{Aa}
Médio	5,554 $\pm$ 3,224 ^{Aa}	9,259 $\pm$ 5,341 ^{Aa}
Caudal	4,722 $\pm$ 3,101 ^{Aa}	8,704 $\pm$ 4,054 ^{Aa}

Médias seguidas por letras maiúsculas e minúsculas iguais dentro da mesma coluna/subcoluna e linhas, respectivamente, não diferem entre si pelo Teste Tukey ao nível de 5% de significância.

Gráfico 8 - Número de Gânglios Nervosos Submucosos e Miontéricos, por unidade de área da submucosa e muscular (mm^2) nos segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*



4. DISCUSSÃO

De acordo com Andrew e Hickman (1974), Dellmann e Brown (1982), Banks (1992), George et al. (1998), Velásquez et al. (2003), Junqueira e Carneiro (2013), Carvalho et al. (2014), nos mamíferos o intestino grosso é dividido nos segmentos ceco, cólon e reto, como foi observado em *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*.

Histologicamente a parede do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e de *H. isthmus* é constituída por quatro camadas distintas: túnica mucosa, submucosa, muscular e serosa, de maneira semelhante à descrita em outros animais (Banks, 1992; Gartner e Hiatt, 2007; Ramos et al., 2011; Junqueira e Carneiro, 2013; Carvalho et al., 2014).

Em relação à espessura da parede intestinal em *H. hydrochaeris* e em *H. isthmus*, a parede do reto apresentou maior espessura, sendo menor a do ceco. Este aspecto no reto, está relacionado ao tamanho das glândulas intestinais que ocupam a espessura da mucosa, ao número de células caliciformes distribuídas em maior proporção neste segmento do intestino grosso e à espessura da camada muscular circular que esta se projetando para formar parte dos esfíncteres. Outros autores encontraram características semelhantes em eqüinos e bovinos (Dellmann e Brown, 1982), o que contrasta pelo descrito por Ramos et al. (2011) no cachorro do mato (*Cerdocyon thous*), animal de hábito alimentar onívoro, onde o cólon foi a porção do tubo digestivo que apresentou as camadas mais espessas, também pela presença de glândulas mucosas em maior tamanho e número quando comparado às demais porções do intestino grosso.

As pregas longitudinais de tamanho e espessuras diferentes permitem aumentar a área de absorção dos órgãos, foram observadas no intestino grosso de *H. hydrochaeris* e de *H. isthmus*. Esta característica é também descrita por Bressan (2003) no ceco de capivaras *Hydrochoerus*

hydrochaeris, por Carvalho et al. (2014) no ceco do tamanduá-bandeira (*Myrmecophaga tridactyla*). Em contraste, existem órgãos do intestino grosso que carecem de pregas na mucosa, ausência de vilos e de nódulos linfóides, como é o caso da preguiça-de-coleira (*Bradypus torquatus*) e do tatú (*Dasypus novemcinctus*), descritos por Carvalho et al. (2014).

Nos três segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*, a camada mucosa é constituída por células epiteliais, lâmina própria e muscular da mucosa, de modo similar ao descrito em outros animais (Dellmann e Brown, 1982; Banks, 1992; George et al., 1998; Velásquez et al., 2003; Bressam, 2003; Ramos et al., 2011; Junqueira e Carneiro, 2013; Carvalho et al., 2014).

George et al. (1998), Velásquez et al. (2003), Ramos et al. (2011) e Junqueira e Carneiro (2013) citaram que a mucosa do intestino grosso é revestida por epitélio simples cilíndrico com células caliciformes e glândulas mucosas, lâmina própria de tecido conjuntivo frouxo vascularizada e com presença de infiltrados linfocitários, o que também foi encontrado em *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*. Nas duas espécies também foram encontrados nódulos linfóides proeminentes na abertura do ceco, similar ao relatado por Banks (1992) em ruminantes, suínos e cães, ou distribuídos mais distalmente como em cavalos e gatos. Essa riqueza de células do sistema imunitário poderia estar relacionada com a variada e abundante população bacteriana no intestino grosso (Junqueira e Carneiro, 2013).

Em relação ao número e distribuição das células caliciformes, foi observado que nas capivaras houve aumento das mesmas em direção ao reto, como também foi descrito por Ramos et al. (2011) no cachorro-do-mato *Cerdocyon thous*, por Velasquez et al. (2013) em capivaras *Hydrochoerus hydrochaeris* e em outros mamíferos (George et al., 1998; Bacha e Bacha, 2000; Junqueira e Carneiro, 2013). Estas células secretam muco em grande quantidade, promovendo a lubrificação do tubo intestinal, o que facilita o deslizamento das fezes (George et al., 1998). Em contraste, Dickman (2011) estabelece que em alguns animais, como no caso dos Xenarthras, a presença destas células e glândulas mucosas no segmento final do intestino grosso poderia ser utilizada para marcação territorial ou atrativo sexual.

Velásquez (2001), Ramos et al. (2011) e Junqueira e Carneiro (2013) observaram que a camada muscular da mucosa está presente nos três segmentos do intestino grosso, sendo constituída por duas camadas musculares lisas, a circular interna e a longitudinal externa, cuja espessura aumenta em direção ao reto, como também foi encontrada em *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*, e descrita por Bressan (2003) no ceco do *H. hydrochaeris*.

Segundo Banks (1992), o ceco é uma modificação intestinal dos herbívoros com estômago simples (cavalos, coelhos, roedores) e possui macroscopicamente estruturas musculares lisas longitudinais em forma de cintas, chamadas de *tênias*, que contribuem para a formação de saculações, assim como em *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*. De acordo com Oshio et al. (2004) o ceco de *H. hydrochaeris* apresenta *tênias* em número de quatro, localizadas nas superfícies dorsal, ventral, à direita e à esquerda do órgão. Também descreveu a presença de quatro fileiras de saculações, como o observado por Velásquez et al. (2003) e no presente estudo. Em contraste a essas observações, animais de hábito alimentar estritamente herbívoro como o panda, carecem de ceco (Snipes 1979).

A presença de grande quantidade de glândulas no ceco do *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* foi observada por toda a extensão da mucosa, característica semelhante à descrita por Bressan (2003), que observou glândulas simples tubulosas ao longo de toda a lâmina própria, e abundante presença de células caliciformes no epitélio no ceco da capivara (*H. hydrochaeris*), estas glândulas provavelmente produzem muco que lubrifica o conteúdo do intestino, facilitando a passagem e prevenindo danos mecânicos à mucosa (Menezes, 2013). Estas características contrastam com as poucas glândulas presentes na mucosa do ceco de preguiça jovens (*Bradypus torquatus*), e à ausência de glândulas na preguiça adulta (Carvalho et al., 2014).

A camada submucosa do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* é constituída por tecido conjuntivo frouxo, ricamente vascularizada, com nódulos linfóides isolados ou associados, de modo semelhante ao descrito por George et al. (1998); Velásquez, (2001); Bressan, (2003); Ramos et al. (2011) e Carvalho et al. (2014). No caso do *Bradypus torquatus*

e *Dasypus novemcinctus*, segundo Carvalho et al. (2014), o ceco destes animais difere de outros mamíferos porque carece do nódulos linfoides, contrastando com os resultados obtidos em *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* no presente estudo. Também foram observados gânglios nervosos submucosos em todo intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*, similares aos descritos em outros estudos realizados em capivaras por Velásquez et al. (2003) e Bressan (2003) que estabelecem que os gânglios nervosos são estruturas relativamente numerosas principalmente no ceco, se comparados com outros segmentos do intestino grosso.

A camada muscular em *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* é de músculo liso, formada por duas subcamadas, a circular interna e a longitudinal externa. Nesta camada, em cavalos e suínos, as fibras longitudinais se congregam em três faixas espessas, achatadas e eqüidistantes, denominadas *tênias* (George et al., 1998), como também descrito em capivaras (*H. hydrochaeris*) por Velásquez (2002) e Bressan (2003), e observadas também no ceco do presente estudo. Além dos feixes espessos de músculo liso que constituem as tênias, as fibras elásticas orientadas longitudinalmente fazem parte destas estruturas (Banks, 1992), as quais contribuem para a formação das saculações neste segmento do tubo digestivo, permitindo-lhe ao animal ter uma maior capacidade volumétrica.

Também se evidenciou a presença de numerosos gânglios nervosos miontéricos nos três segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e de *H. isthmus*, localizados entre as duas subcamadas musculares lisas, sendo esta característica semelhante à de outros mamíferos, descritos por Banks, (1992); George et al. (1998); Velásquez et al. (2002); Bressan (2003); Junqueira e carneiro (2013) e Carvalho et al. (2014).

Em relação à espessura das subcamadas musculares, Velásquez (2002) e Bressan (2003), em estudos realizados ao longo do intestino grosso e do ceco de capivaras (*H. hydrochaeris*), encontraram semelhanças com as observadas em *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* no presente estudo, onde a subcamada muscular circular interna é mais desenvolvida em relação à longitudinal externa no ceco, cólon e reto. Em contraste, Carvalho et al. (2014) encontraram em exemplares de preguiça, que a disposição das subcamadas musculares são contrárias (subcamada muscular circular

externa e a muscular longitudinal interna) às descritas em mamíferos por outros autores (Dellmann e Brown, 1982; Banks, 1992; George et al., 1998; Velásquez et al., 2002; Bressan, 2003; Ramos et al., 2011 e Junqueira e Carneiro, 2013) e nas observadas em *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* neste estudo. De acordo com Carvalho et al., (2014) essa disposição das subcamadas musculares e a delgada espessura da mesma nos exemplares de preguiça, revela a necessidade deste animal de acumular as fezes por dias antes da defecação.

As características histológicas encontradas na camada serosa dos segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* é muito semelhante às de outros mamíferos (Banks, 1992; George et al., 1998; Velásquez et al 2003; Junqueira e Carneiro, 2013).

Em *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*, os gânglios nervosos dos plexos submucoso e mioentérico do intestino grosso fazem parte do Sistema Nervoso Entérico (SNE), os quais participam no controle de funções gastrointestinais mais variadas (Hudson et al., 2000). Os movimentos peristálticos das camadas musculares, as secreções e o fluxo sanguíneo do tubo digestivo estão sob esse controle (Guyton e Hall, 1996).

Os plexos em *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*, como nos outros mamíferos estão localizados nas camadas submucosa e muscular (entre as subcamadas musculares lisas circular interna e longitudinal externa) (Andrew e Hickman, 1974; Dellmann e Brown, 1982; Banks, 1992; George et al., 1998; Velásquez et al., 2002; Bressan, 2003; Junqueira e Carneiro, 2013; Carvalho et al., 2014).

Nas duas espécies de *Hydrochoerus*, os gânglios nervosos do plexo mioentérico são mais numerosos que os do plexo submucoso ao longo do intestino grosso. Esta mesma proporção também foi observada em estudos realizados por Velásquez (2002) e Bressan (2003) no intestino grosso e no ceco de capivaras (*Hydrocheorus hydrochaeris*), respectivamente. De acordo com Junqueira e Carneiro (2013), o número de plexos é variável dependendo da região e funções que realiza, que para o caso do mioentérico é mais frequente nas porções onde a espessura da camada muscular é mais desenvolvida permitindo assim uma maior motilidade.

5. CONCLUSÃO

A parede do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* é constituído por quatro camadas histológicas bem definidas: mucosa, submucosa, muscular e serosa. A espessura entre as duas espécies apresenta diferenças estatísticas significativas, sendo maior em *H. hydrochaeris*.

A camada mucosa revestida por células simples cilíndricas e células caliciformes PAS-positivas está presente ao longo de todo intestino o grosso, e sua espessura entre segmentos diferiu entre as duas espécies sendo maior em *H. hydrochaeris*.

A camada submucosa nos três segmentos é constituída por tecido conjuntivo frouxo, vascularizada, com nódulos linfóides isolados. Sua espessura apresentou variação significativa entre os segmentos das espécies.

As camadas musculares são formadas por músculo liso organizado em duas subcamadas, circular interna e longitudinal externa, cujas espessuras aumentam em direção ao reto com exceção do ceco em *H. hydrochaeris*.

A superfície externa da subcamada muscular longitudinal externa é revestida por delgada camada conjuntiva revestida por células mesoteliais que formam a serosa.

Os plexos nervosos submucoso e mioentérico ocorrem ao longo da parede intestinal, sendo mais numerosos os mioentéricos.

REFERÊNCIAS

ANDREW, W.; HICKMAN, C. P.; ANDREW, W.; HICKMAN, C. P. **Histology of the vertebrates: A comparative text**. Saint Louis: Morby, 1974. p. 243-296.

BACHA JR. W. J.; BACHA, L. M. **Color atlas of veterinary histology**. 2.ed. Lippincott Williams and Wilkins, 2000. 318p.

BALLESTEROS, J.; JORGENSEN, J. P. Aspectos poblacionales del cacó (*Hydrochoerus hydrochaeris isthmius*) y amenazas para su conservación en el Nor-Occidente de Colombia. **Mastozoología neotropical**, v. 16, n.1, p. 27-38, 2009.

BANCROFT, J. D.; STEVENS, A.; TURNER, D. R. **Theory and practice of histological techniques**: Churchill Livingstone New York. *the text*, 1996, 766 p.

BANKS, W. J. **Histologia veterinária aplicada**. São Paulo: Manole, 1992. 629p.

BEHMER, O. A.; TOLOSA, E. M. C.; FREITAS NETO, A. G. **Manual de técnicas para histologia normal e patológica**. São Paulo: EDART, 1976. 256p.

BRESSAN, M. S. **Aspectos anátomo-histológicos e neuroendócrinos do ceco da capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766 Mammalia, Rodentia)**. Viçosa, MG: UFV, Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinária). Universidade Federal de Viçosa, 56p, 2003.

BRESSAN, M. S.; FONSECA, C. C.; MENIN, E.; PAULA, T.A.R. Identificação e quantificação de gânglios nervosos, células argentafins, argirófilas e imunorreativas a serotonina no ceco da capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*). **Revista Ceres**, v. 51, n. 298, p.729-739, 2004.

BRESSAN, M. S. Aspectos anátomo-histológicos e neuroendócrinos do ceco da capivara *hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766 (Mammalia, Rodentia). **Arquivos de Ciências Veterinárias e Zoologia da UNIPAR**, v. 8, n. 2, p. 197-203, 2005.

CARRASCAL, J. C.; BALLESTEROS, C. J.; LINARES, J. C.; DUEÑAS, R. **Caracterización biológica de la población de chigüiros (*Hydrochoerus hydrochaeris isthmus*) en el Departamento de Córdoba, para su fomento y conservación. Informe final.** Oficina de Investigación y extensión. Montería, Córdoba. Universidad de Córdoba. 2007, 325 p.

CARVALHO, M. M.; PIERI, N. C.; PEREIRA, K. F.; LIMA, F. C.; CARNIATTO, C. H.; MIGLINO, M. A.; MARTINS, D. S. Caracterização comparativa do intestino das espécies da ordem Xenarthra. **Revista de Pesquisa veterinária Brasileira**, v.34, n.1, p.49-56, 2014.

DELLMANN, H. D.; BROWN, E. M. **Histologia veterinária.** Ed. Guanabara-Koogan. 1982, 397p.

DICKMAN, C. R. **Edentates.** In: Macdonald, D. (Ed.). The encyclopedia of mammals. OUP Oxford. p.786-787, 2001.

GARTNER, L. P.; HIATT, J. L. **Tratado de histologia em cores.** Traduzido por Adriana Paulino do Nascimento. Editora Elsevier 2007, 576p.

GEORGE L. L.; ALVES C. E. R.; CASTRO R. R. L. **Histologia Comparada.** Roca, São Paulo. 1998, 286p.

GETTY, R. **Anatomia de los animales domésticos.** Sisson, J.D. Grossman, 5 ed. W.B. Saunders Company de Filadelfia. 2005, 1334p.

GONZÁLEZ-JIMÉNEZ, E. **El capibara (*Hydrochoerus hydrochaeris*). Estado actual de su producción.** Cuadernos técnicos de la FAO, n. 122, 1995. 112p.

GRIMALDI FILHO, G. **Manual de técnica histológica.** Rio de Janeiro: Instituto Oswaldo Cruz. 1981, 287p.

GUYTON, A. C.; HALL, J. E. **Regulación de la respiración. Tratado de fisiología médica,** v.9, p.567-78. 1996.

HENRIKSON, R. C.; KAYE, G. I.; MAZURKIEWICZ, J. E. **Histologia.** 1.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1999. 533p.

HUDSON, N. P. H.; PEARSON, G. T.; MAYHEW, I. G. Tissue culture of the enteric nervous system from equine ileum. **Veterinary Research Communications**, v.24, n.5, p. 299-307, 2000.

JUNQUEIRA, L. C.; CARNEIRO, J. **Histología básica.** 12a ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2013, 427p.

MENEZES L.T. **Morfologia do Tubo Digestório do tamanduá bandeira *Myrmecophaga trydactyla*.** Uberlândia, MG: UFU. Dissertação (Mestrado), Universidade Federal de Uberlândia. 79p. 2013.

MESA, E.; LÓPEZ, H. F.; PALOMINO, P.; CARO, C. I. **Modelo de simulación de la dinámica de poblaciones silvestres de chigüiros *Hydrochoerus hydrochaeris* en el departamento de Casanare. El chigüiro *Hydrochoerus hydrochaeris* en la Orinoquía colombiana: Ecología, manejo sostenible y conservación.** López-Arévalo HF, Sánchez-Palomino P, Montenegro OL. Ministerio del Ambiente y Desarrollo Sostenible. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia, 2014, p. 338-361.

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

MOREIRA, J. R.; ALVAREZ, M. R.; TARIFA, T.; PACHECO, V.; TABER, A.; TIRIRA, D. G.; MACDONALD, D. W. **Taxonomy, natural history and distribution of the capybara.** In *Capybara*. Springer New York. 2013, p3-37.

OSHIO, L. T.; BRESSAN, M. S.; FONSECA, C. C.; DE PAULA, T. A. R.; DAS NEVES, M. T. D. Aspectos biometricos corporais e dos intestinos da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris*, com ênfase no desenvolvimento do ceco. **Biotemas**, v.17, n.2, p.177-190, 2004.

PECEÑO, M. C. **Estudio citogenética y genético-evolutivo del “Chigüire”, género *Hydrochaeris*.** Licenciado en Biología. Graduate dissertation, Universidad Simón Bolívar, Sartenejas-Baruta. 1983, 119p.

RAMOS, A. H.; SANTOS, L. M.; MIGLINO, M. A.; PERES, J. A.; GUERRA, R. R. Biometria, histologia e morfometria do sistema digestório do cachorro-do-mato (*Cerdocyon thous*) de vida livre. **Biotemas**, v.24, n.4, p.111-119, 2011.

PAULA, T. A.; RODRIGUES, M. V. **Manejo reprodutivo em grupos de capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*).** In: MEIRA, A.M.; COOPER, M., FERRAZ, K.M.P.M.B. (Org.). Febre maculosa: Dinâmica da doença, hospedeiros e vetores. 1st ed. Piracicaba: Serviços de Produções Gráficas (ESALQ/USP); p. 105-114, 2013.

SNIPES, R. L. Anatomy of the cecum of the vole, *Microtus agrestis*. **Anatomy and embryology**, v.157, n.2, p.181-203, 1979.

VELÁSQUEZ, J. C. C. **Estudos histológico e histoquímico dos órgãos do tubo digestivo, fígado e pâncreas de capivaras adultas *Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766 (Mammalia, Rodentia, Hydrochaeridae).** Viçosa, MG: UFV, Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinária), Universidade Federal de Viçosa, 132p. 2001.

VELÁSQUEZ, J. C. C. Estudos histológico e histoquímico do tubo digestivo, fígado e pâncreas de *Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766 (MAMMALIA, RODENTIA, HYDROCHAERIDE), **Revista de Ciências Veterinárias e Zoológicas da UNIPAR**. v.5, n.2, p. 265-266, 2002.

VELÁSQUEZ, J. C. C.; FONSECA, C. C.; MENIN, E.; PAULA, T. A. R. Estudo histológico e histoquímico da região pilórica do estômago da capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*). **Biotemas**, v.15, n.1, p. 83-95. 2002.

VELÁSQUEZ, J. C. C.; FONSECA, C. C.; MENIN, E.; PAULA, T. A. R. Estudo histológico do intestino delgado de capivaras adultas (*Hydrochoerus hydrochaeris*). **Arquivos Ciências Veterinárias e Zoológicas da UNIPAR**, v.6, n.1, p.21-25, 2003.

ZAMITH, A. P. L. **Contribuição para o conhecimento da estrutura da mucosa do esôfago dos vertebrados**. In: Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiróz, Anais. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. v.9, 1952, p.357-426.

CAPÍTULO 2

ESTUDO HISTOQUÍMICO E ULTRAESTRUTURAL DAS CÉLULAS ENDÓCRINAS DO INTESTINO GROSSO DE CAPIVARAS (*Hydrochoerus sp.*)

RESUMO

Nesta pesquisa, foram estudados os aspectos endócrinos do intestino grosso de *Hydrochoerus hydrochaeris* e *Hydrochaeris isthmus*, com o objetivo de determinar a distribuição regional e a frequência das células endócrinas argirófilas e argentafins. Para este fim, foram utilizados fragmentos do ceco, cólon e reto de três capivaras oriundas de Goiânia, Goiás, Brasil e três procedentes do município de Buenavista, estado de Córdoba, Colômbia. Metade dos fragmentos coletados de cada segmento do intestino grosso foram fixados em solução aquosa de Bouin e a outra metade em solução aquosa de formol tamponado a 10%, ambos por 24h. Seguidamente foram processados e submetidos às técnicas histoquímicas de Grimelius para identificação de células endócrinas argirófilas, e Masson-Fontana modificada para identificação das células endócrinas argentafins. O número e distribuição dos dois grupos celulares foi determinado por unidade de área (mm²) da túnica mucosa nos três segmentos. As células endócrinas argirófilas e argentafins, nas duas espécies, exibiram morfologia variável, apresentando-se triangulares ou piramidais, ovais, piriformes, alongadas ou arredondadas. As argirófilas foram as mais abundantes se comparadas às argentafins, característica observada em ambas as espécies. Quanto à morfologia, estas células apresentaram característica do “tipo aberto” e do

“tipo fechado”, sendo as últimas as de maior número e distribuição nas duas espécies. O estudo ultraestrutural das células endócrinas argirófilas e argentafins foi realizado em *H. hydrochaeris*, com o objetivo de caracterizar os grânulos de secreção citoplasmáticos presentes nos dois tipos de células. No citoplasma das células argirófilas se observaram grânulos de tamanhos e formas variadas, com conteúdo eletrodenso central e uma estreita zona eletrolúcida periférica. Nas argentafins os grânulos apresentaram formas redonda ou oval com centro bastante eletrodenso sem halo eletrolúcido. A maioria dos grânulos em ambas as células está distribuído na região subnuclear. O diâmetro maior médio dos grânulos para cada tipo celular foi de 648 nm nas argirófilas e 429 nm nas argentafins.

Palavras-chave: Células argirófilas, células argentafins, ceco, cólon, reto, grânulos secretores, eletrodensidade

ABSTRACT

HISTOCHEMICAL AND ULTRASTRUCTURAL STUDY OF THE ENDOCRINE CELLS OF THE LARGE INTESTINE DE CAPYBARAS (*Hydrochoerus sp.*)

In this research, the endocrine aspects of the large intestine of *Hydrochoerus hydrochaeris* and *Hydrochaeris isthmus* were described, in order to determine the regional distribution and the frequency of argirophilic and argentaffin endocrine cells. For this purpose fragments of the cecum, colon and rectum were used for three capybaras from Brazil from the city of Goiânia and three from Colombia from the city of Buenavista, in the state of Córdoba. Were used half of the fragments collected from each segment of the large intestine were fixed in aqueous solution of Bouin and the other half in aqueous solution of 10% buffered formalin, both for 24 hours at room temperature. Then, they were processed and submitted to Grimelius histochemical technique for identification of argirophilic endocrine cells, and modified Masson-Fontana technique for the identification of argentaffin endocrine cells. The number and distribution of the two cell groups were determined by mm² of the mucosa tunica in the three segments. The argillophilic and argentaffin endocrine cells in the two species exhibited a variable morphology presenting triangular or pyramidal, oval, pyriform, elongated and rounded. The argirophilic cells were the most abundant when compared to the argentaffin cells, a characteristic observed in both species. Morphologically, these cells "open type" and "closed type" cellular characteristics, the latter being the ones with the highest number and distribution in the two species. The ultrastructural study of the argillophilic

and argentaffin endocrine cells was performed in *H. hydrochaeris*, with the aim of characterizing the cytoplasmic secretory granules present in both types of cells. In the cytoplasm of the argirophilic cells granules of varying sizes and shapes were observed, with central electrodense content and a narrow peripheral electronlucent zone. In the argentaffin cells the granules had round or oval forms with a very electrodense center with no electronlucent halo. Most of the granules in both cells are distributed in the subnuclear zone. The mean diameter of the granules for each cell type was 648 nm in the argirophilic and 429 nm in the argentaffin cells.

Keywords: Argirophilic cells, argentaffin cells, cecum, colon, rectum, secretory granules, electrodensity

1. INTRODUÇÃO

A mucosa do tubo digestivo nos mamíferos apresenta amplo espectro de células endócrinas distribuídas difusamente e intercaladas com outros tipos celulares (Santos e Zucoloto, 1996; Henrikson et al., 1999). Essas células têm a capacidade de produzir peptídios e algumas aminas biogênicas que regulam o metabolismo dos carboidratos e os processos digestivos relacionados com absorção dos alimentos (Fujita, 1973; Grube, 1986; Drucker, 2007).

Assim, o tubo digestivo é o grande órgão endócrino do corpo, e as células endócrinas dentro dele são referidas coletivamente como *sistema endócrino gastroenteropancreático* - GEP ou Sistema Endócrino Difuso (Santos e Zucoloto, 1996).

As células endócrinas do aparelho digestório, e os mensageiros químicos produzidos por elas constituem um extenso e complexo sistema (sistema gastroenteropancreático - GEP)

Quanto à origem embriológica das células endócrinas, vários conceitos foram propostos. Alguns pesquisadores acreditavam inicialmente na origem endodérmica, a partir dos enterócitos circunjacentes (Feyter, 1938). Outros, contudo, preferem a origem neuro-ectodérmica, onde todas as células poderiam se originar de um ancestral comum, talvez da crista neural (Le Douarin e Teillet, 1973). Estudos recentes confirmam que sua origem realmente provém de células-tronco comuns (Santos e Zucoloto, 1996; Montuega et al. 2003).

De acordo com suas propriedades de coloração, as células endócrinas são classificadas como enterocromafins ou argentafins e argirófilas (Santos e Zucoloto, 1996). As células argentafins incorporam e

precipitam sais de prata, enquanto as células argirófilas captam sais de prata e são evidenciadas após o tratamento com agentes redutores (Grimelius e Wilander, 1980; Velásquez, 2001; Rodrigues, 2005).

Quanto à morfologia, as células endócrinas do tubo digestivo podem ser triangulares, ovais ou piriformes, e de acordo com a comunicação da região apical com o lúmen, são definidos dois tipos celulares: aberto e fechado. O grupo de células cujo ápice alcança a região luminal é classificado como do tipo aberto, enquanto o outro, sem continuidade com o lúmen, é do tipo fechado (Dayal et al., 1987; Polak et al., 1993).

A localização das células endócrinas no tubo digestivo está restrita principalmente à região basal da camada mucosa, e sua distribuição está relacionada com a função que realiza o peptídeo secretado (Almaraz, 1996).

A população predominante de células endócrinas no tubo digestivo é a das células enterocromafins, cujo principal produto de secreção é a serotonina (Santos e Zucoloto, 1996).

Os peptídeos liberados pelas células endócrinas atuam regulando a secreção, a motilidade e o trofismo do trato gastro-intestinal. A secreção pode ser liberada na corrente sanguínea e agir à distância (peptídeos endócrinos) ou pode estimular localmente células vizinhas (peptídeos parácrinos). Cada tipo de célula endócrina é responsável pela produção de diferentes peptídeos e/ou aminas biogênicas (Polak et al., 1993).

No sentido de identificar células endócrinas gastroenteropancreáticas foram desenvolvidas e têm sido aperfeiçoadas várias técnicas histoquímicas e imunocitoquímicas. Estão incluídas nas histoquímicas a reação argentafim (técnica de Masson Fontana - modificada - Barbosa et al., 1984) e a reação argirófila (técnicas de Servier-Munger, de Hellerstrom-Hellman, de Bodian e de Grimelius – Grimelius, 1968). Outra técnica utilizada para a identificação de células endócrinas é a fluorescência induzida pela formalina, além da reação de Diazo (Santos e Zucoloto, 1996). A utilização de marcadores não-hormonais e hormonais também são utilizados em técnicas imunocitoquímicas. Dentre eles, destacam-se o uso de vários marcadores moleculares incluindo a cromogranina A e sinaptofisina, além dos marcadores citosólicos como a enolase específica para neurônios, entre outros (Rindi et al., 2004; Silvia et al., 2006; Capelozzi, 2009).

Várias pesquisas têm sido realizadas para identificar as células endócrinas distribuídas na mucosa do tubo digestivo de mamíferos. No caso particular do intestino grosso, Oomori et al. (1980) identificaram na mucosa do intestino grosso de ovelhas (*Ovis aries*) células endócrinas, em maior proporção no cólon e reto. As células observadas foram do “tipo aberto” em sua maioria.

Kitamura et al. (1982) indentificaram no intestino grosso de gatos (*Felis catus*) células endócrinas argirófilas e argentafins por meio de técnicas histoquímicas: Grimelius e Masson-Hamperl, respectivamente. Observaram que o número de células argirófilas é maior em relação às argentafins, estando pricipalmete distribuídas no reto.

Yamada et al. (1989) identificaram no intestino grosso do Honey possum (*Tarsipes rostratus*) células endócrinas imunorreativas a serotonina, enteroglucagon, somatostatina e neurotensina.

Kitamura et al. (1990), por meio de métodos imuno-histoquímicos, identificaram no intestino grosso do mussaranho (*Suncus murinus*) células imunorreativas a serotonina, somatostatina, gastrina, GIP, polipeptídio pancreático bovino, motilina, secretina, neurotensina, glucagon pancreático e enteroglucagon.

Nilsson et al. (1991) identificaram células endócrinas EC, D e L no colón e reto de coelhos (*Oryctolagus cuniculus*). Esses mesmos autores demostraram que as células L são a única fonte produtora de PPY e de enteroglucagon.

Já em estudos feitos em outros mamíferos como o cavalo (*Equus caballus* L.), Kitamura et al. (1984) constataram a presença de células endócrinas no intestino grosso e identificaram células produtoras de somatostatina e glicentina, principalmente no cólon e reto.

Na *Babyrousa babyrussa* (Suidae) foram identificadas pelo método avidina-biotina-peroxidase, células endócrinas imunorreativas a cromogranina, serotonina, somatostatina, glucacon e peptídeo tirosina tirosina (PYY) (Agungpriyono et al., 2000).

Eerdunchaolu et al. (2001) constataram, por meio de métodos imuno-histoquímicos, a presença de células imunorreativas a CCK, motilina e PYY no intestino grosso do camelo (*Camelus dromedarius* L.). Este estudo

revelou que o padrão de distribuição das células endócrinas neste animal é similar ao do bovino.

Velásquez (2001) identificou, usando as técnicas de Grimelius e Masson Fontana-Modificado, células endócrinas argentafins e argirófilas na mucosa do intestino grosso de capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) adultas.

Fonseca et al. (2002) identificaram no cólon de *Didelphis albiventris*, em distintas fases do seu desenvolvimento, células imunorreativas ao glucagon.

Kostiukevich (2003) identificou células endócrinas EC, L, D e D1 na porção cranial do cólon de porcos (*Sus scrofa domesticus*) adultos.

Bressan et al. (2004) constatarem por meio de métodos imuno-histoquímicos a presença de células imunorreativas a serotonina em cinco regiões do ceco de capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) adultas.

Ali et al. (2007) estudaram a distribuição das células endócrinas no intestino grosso do *Camelus dromedarius*, identificando a presença de células imunorreativas à serotonina, PYY e somatostatina nas glândulas mucosas do cólon. Ainda estabeleceram que o padrão de distribuição das células identificadas é semelhante ao de outros mamíferos e que tais agentes bioativos podem fornecer indícios de como estes participam na função do trato gastrointestinal deste animal do deserto.

Santos (2007) identificou por meio de técnicas imunohistoquímicas a presença de células endócrinas imunorreativas à serotonina no intestino grosso de morcegos de diferentes hábitos alimentares.

Adnyane et al. (2011) identificaram na mucosa do intestino grosso do cervídeo *Muntiacus muntjak* células endócrinas imunorreativas à cromogranina, serotonina e somatostatina, e constatarem que na mucosa deste órgão não há presença de células imunorreativas ao glucagon e à insulina. Também estabeleceram que a morfologia daquelas células nesta região eram arredondadas ou em forma esférica (tipo fechado).

Yaman et al. (2012) identificaram nas criptas da mucosa do intestino grosso do roedor *Spalax leucodon*, a presença de células imunorreativas à serotonina, as quais predominavam no cólon, e ao neuropetideo Substância P localizadas principalmente no ceco.

Vitari et al. (2012) identificaram a distribuição de células imunorreativas à grelina na mucosa do ceco de suínos (*Sus scrofa domesticus*) de diferentes idades. Além disso, relataram que este hormônio está envolvido em muitos processos biológicos, que vão desde a regulação do apetite e da liberação do hormônio de crescimento ao controle dos processos de motilidade e secreções gastrintestinais.

Santos et al. (2013), por meio de técnicas imunohistoquímicas, verificaram no gambá de orelha preta (*Didelphis aurita*) a presença de células endócrinas imunorreativas à insulina no ceco, cólon e reto.

Santos et al. (2014) quantificaram na mucosa do intestino grosso de gambás (*Didelphis aurita*), células endócrinas argirófilas (62,75%,) e argentafins (36,26%).

Santana (2015) identificou na mucosa do intestino grosso de morcegos *Desmodus rotundus* (hematófago) e *Sturnira lilium* (frugívoro), células endócrinas argirófilas (41,88%), argentafins (49,03%) e imunorreativas (IR) à insulina (9,08%) no segmento inicial. Já no segmento médio, contabilizou-se 39,64% de argirófilas, 52,97% de argentafins e 7,39% de IR à insulina. E no segmento final, 25,93% argirófilas, 62,22% argentafins e 11,58% IR à insulina.

Bayrakdar et al. (2015) identificaram no cólon de roedores (*Spalax leucodon*) células endócrinas imunorreativas (IR) a Glucagon, NPY e CGRP. As células Glucagon-IR estão distribuídas moderadamente no epitélio das criptas intestinais sendo do “tipo aberto” e do “tipo fechado” com morfologia triangular a oval. Além disso, foram observadas células de “tipo aberto” de forma triangular nas regiões basais. Por sua vez as células NPY-IR são as mais numerosas, localizadas particularmente no epitélio da superfície, e sua forma varia de alongada a triangulare. Quase todas estas células são do “tipo aberto”. As CGRP-IR estão localizadas entre as células epiteliais e nas regiões da cripta basal, são de forma alongada e do “tipo aberto”, poucas eram do “tipo fechado” estando localizadas na região basal das criptas intestinais.

Ultraestruturalmente, as células endócrinas do aparelho digestório apresentam no seu citoplasma grânulos de secreção que variam quanto a sua forma, tamanho, densidade (eletrodensos ou electrolúcidos) e ao seu conteúdo secretor (Tooze, 1998; Rindi et al., 2004).

Os grânulos de secreção são uma característica típica destas células, os quais podem estar concentrados nas regiões apical, basal e basolateral do citoplasma, segundo Domeneghini e Arrighi (1994).

As células endócrinas quando submetidas às técnicas de impregnação pela prata (Grimelius e Masson-Fontana) revelam a presença de distintos grânulos citoplasmáticos, o que permite identificar o variado número destas distribuídas ao longo da mucosa gastrointestinal (Larrazá, 1989).

De acordo com Santos e Zucoloto (1996), a maioria das células enteroendócrinas podem ser identificadas pela técnica de Grimelius (Grimelius e Wilander, 1980), exceto aquelas células produtoras de serotonina que são evidenciadas pela técnica de Masson-Fontana. Esses autores relataram ainda que uma das principais funções das células enteroendócrinas está relacionada ao controle local de tecidos e órgãos, incluindo a regulação da secreção e motilidade no tubo digestivo.

A utilização de técnicas de microscopia eletrônica tem permitido classificar as células endócrinas principalmente com base nas características ultraestruturais de seus grânulos secretores (Polak et al., 1975; Elbal e Agulleiro, 1986; Solcia et al., 1989).

Toner (1964) observou células endócrinas com diferentes tipos de grânulos, sugerindo que as células contendo grânulos de forma irregular eram argentafins e os arredondados eram argirófilas. Isto foi confirmado por Carvalheira et al. (1968) usando métodos histoquímicos, demonstrando que existem dois tipos de células diferentes em vez de variações cíclicas de um único tipo de célula. Esta descrição contrastou pelo reportado por Ferreira (1971) que verificou por microscopia eletrônica a diferença entre as células argirófilas e argentafins, atribuindo esta diferença à instancia de duas etapas secretoras do mesmo tipo celular, sendo que as argentafins conteriam serotonina, enquanto que as argirófilas a teriam liberado de seus grânulos.

De acordo com Toner (1964) as células endócrinas do intestino de galinhas (*Gallus gallus domesticus*) apresentam grânulos de secreção eletrodensos de grande tamanho, com diâmetro médio de 0,5 µm e uma variedade de morfologias desde arredondadas, discoidais, bicôncavos e em forma de rosquinha. Poucos desses grânulos apresentam uma membrana limitante visível. A maioria se localiza na região subnuclear das células e ao redor do núcleo.

Munger et al. (1965) descreveram nas células B das ilhotas pancreáticas de coelhos (*Oryctolagus cuniculus*) grânulos secretores homogêneos com diâmetro de 180 nm. O núcleo desses grânulos era bastante eletrodenso e irregular com um halo eletrolúcido na região periférica, sendo menores que os observados nas células A, as quais contêm grânulos de 200 nm de diâmetro. Os grânulos secretores das células D são arredondados com 240 nm de diâmetro, e menos eletrodensos que os anteriores.

Esses mesmos autores também descreveram em cães (*Canis lupus familiaris*) os grânulos secretores das células endócrinas das ilhotas pancreáticas, observando nas células B grânulos eletrodensos cristalóides com forma de cilindros ou discos irregulares com algumas ramificações. O diâmetro médio desses grânulos foi de 100-500 nm, sendo envolvidos por uma membrana limitante agranular de contorno esférico ou oval (Munger et al., 1965).

Forssmann et al. (1969) descreveram no intestino de ratos a presença de células endócrinas produtoras de serotonina, as quais contêm grânulos de secreção de grande tamanho, polimórficos e eletrodensos, a maioria localizados na região basal das células.

Ferreira (1971) identificou no jejuno de ratos adultos, a existência de três tipos celulares classificados como argentafins (EC), além de outros tipos de células endócrinas. Observou que o 60% das células apresentavam grânulos bicôncavos, e 37-40% grânulos eletrodensos esféricos, alguns dos quais se assemelhavam a vesículas vazias.

Bussolati et al. (1971) identificaram ultraestruturalmente na mucosa intestinal de cães (*Canis lupus familiaris*), células EC com grânulos de secreção irregulares e fortemente osmiófilicos, cobertos por pequenos grãos

de prata quando coradas pelas técnicas de Masson (reação argentafim) e Grimelius (reação argirófila). Além das células EC, também identificaram outros dois tipos celulares, uma com grânulos de secreção com fino halo eletrolúcido (células S), e outra com grânulos grandes e homogêneos (células L).

Laitio e Nevalainen (1975) identificaram por meio da microscopia eletrônica, na vesícula biliar de pacientes humanos dois tipos diferentes de células endócrinas (I e II). As células do tipo I (EC - produtoras de serotonina) apresentaram grânulos de secreção relativamente grandes e pleomórficos, uniformemente eletrodensos, distribuídos principalmente na região subnuclear do citoplasma, e alguns acima do núcleo. Aquelas do tipo II, (ECL - produtoras de histamina/serotonina), se caracterizaram por ter grânulos arredondados ou ovais e de menor tamanho, localizados quase que exclusivamente no citoplasma subnuclear. A maioria apresentaram um halo eletrolúcido entre o centro do grânulo e a membrana limitante.

Frigerio et al. (1977) estabeleceram que além das células EC, existem outras células endócrinas frequentemente distribuídas no intestino grosso de cães (*Canis lupus familiaris*), que se caracterizam por apresentar grânulos secretores grandes, redondos e muito eletrodensos.

Sundler et al. (1977) descreveram na mucosa do intestino delgado do homem e do cão células imunoreativas à neurotensina. Estas células se caracterizam por conter numerosos grânulos citoplasmáticos eletrodensos de forma redonda ou ligeiramente angulares e homogêneos, localizados principalmente na região subnuclear. O diâmetro médio dos grânulos no cão é de 260 nm e no homem de 290 nm.

Buffa et al. (1978) identificaram por meio de técnicas histoquímicas na mucosa do cólon e reto de humanos células endócrinas EC.

Ultraestruturalmente foram observados dois grupos de grânulos de secreção localizados no citoplasma basal, com núcleos eletrodensos, alguns redondos e vacuolados. O diâmetro médio de cada grupo granular foi de 287 nm e 178 nm, respectivamente.

Grube e Forssmann (1979) descreveram na mucosa gastrointestinal de mamíferos, incluindo o homem, células endócrinas EC produtoras de serotonina, contendo grânulos de secreção de tamanhos e formas variadas

(polimórficos), com centros bastante eletrodensos. O diâmetro médio dos grânulos destas células foi de 300 nm.

Warndell et al. (1985) verificaram no aparelho digestório de humanos diferentes tipos de células endócrinas (EC, EG, GIP, G e N), cujos grânulos de secreção apresentavam imunorreatividade à Cromogranina, glicoproteína solúvel utilizada como importante marcador de grânulos. A ultraestrutura das células EC neste estudo evidenciaram grânulos eletrodensos e pleomórficos de vários tamanhos.

Montuenga et al. (1989) identificaram no intestino médio do gafanhoto do deserto (*Schistocerca gregaria*) células endócrinas similares às descritas nos intestinos dos vertebrados. Ultraestruturalmente estas células apresentaram grânulos secretores arredondados, ovais, e em forma de haste, com um diâmetro médio de 125-500 nm. O centro dos grânulos também apresentou uma variada eletrodensidade.

De acordo com Nilsson et al. (1991) as células endócrinas EC são as mais comuns no cólon e reto de coelhos (*Oryctolagus cuniculus*). Estas células apresentaram numerosos grânulos de secreção com forma altamente irregular, a maioria localizados no citoplasma basolateral. O centro dos grânulos é eletrodenso separado por uma membrana limitante externa. Seu diâmetro médio foi de 194 nm.

Esses mesmos autores também analisaram os grânulos das células L, localizados principalmente na região basolateral e poucos na região supranuclear das células. Os grânulos possuíam um centro eletrodenso homogêneo separado por uma membrana limitante externa, e seu diâmetro médio foi de 276 nm.

Domeneghini e Arrighi (1994) relataram que os grânulos de secreção presentes nas células endócrinas do intestino grosso de bezerros (*Bos taurus*) variam consideravelmente quanto à forma, tamanho, e densidade eletrônica. As características ultraestruturais desses grânulos lhes permitiu identificar vários tipos celulares, sendo as EC as mais numerosas nos três segmentos do intestino grosso. Os diâmetro médio foi de 212 nm, sendo pleomórficos (redondos, ovóide ou alongado, ou em forma de grão de feijão), com centro bastante eletrodenso e um halo eletrolúcido na periferia do grânulo.

Fonseca et al. (1998) descreveram a ultraestrutura das células endócrinas imunorreativas ao glucagon na mucosa oxíntica e no pâncreas de gambás (*Didelphis albiventris*) jovens e adultos. Essas células apresentaram numerosos grânulos de secreção arredondados, cujo centro eletrodenso estava envolvido por um delicado halo periférico eletrolúcido. O diâmetro médio dos grânulos no pâncreas foi de $371 \pm 89,7$ nm e no estômago de $291 \pm 38,8$ nm.

Basile et al. (2011) descreveram no intestino delgado de gambás adultos (*Didelphis aurita*), a presença de células endócrinas imunorreativas à insulina. Ultraestruturalmente observaram grânulos de secreção arredondados de tamanhos variados, conteúdo central eletrodenso de intenso a moderado e com halo eletrolúcido na região periférica. A distribuição granular é no e no terço basal do citoplasma das células. Basile (2011) reportou para essas células o diâmetro médio dos grânulos maduros e imaturos 0,82 e 0,76 μm respectivamente, e as áreas dos mesmos grânulos de 0,54 e 0,46 μm^2 respectivamente.

Santos et al. (2014) caracterizaram no intestino grosso de gambá (*Didelphis aurita*) a ultraestrutura dos grânulos de secreção das células endócrinas imunorreativas à insulina. Os autores observaram grandes quantidades de grânulos de secreção distribuídos por todo o citoplasma, geralmente concentrados nos polos apical e basal da célula. Os grânulos apresentaram diferentes tamanhos e eletrodensidades sendo classificados como imaturos (35%) e maduros (65%) com um halo eletrolúcido externo e um centro eletrodenso. Em relação ao diâmetro médio, os grânulos maduros e imaturos apresentaram 0,56 μm e 0,45 μm , respectivamente.

Nesse contexto, este estudo foi delineado para analisar e descrever a morfologia, bem como a distribuição das células endócrinas argirófilas e argentafins nos três segmentos (ceco, cólon e reto) do intestino grosso de capivaras *Hydrochoerus hydrochaeris* e *Hydrochoerus isthmus*. Entretanto o estudo ultraestrutural dos grânulos de secreção dessas células é relevante, uma vez que novas caracterizações desse órgão permitirão ampliar o número de informações relacionadas com a morfo-fisiologia digestiva da espécie.

2. MATERIAL E MÉTODOS

Foram utilizadas três capivaras *Hydrochoerus hydrochaeris*, oriundas do Condomínio Aldeia do vale (450 ha.), Município de Goiânia, localizado a Latitude 16°37'3.28"S; Longitude 49°12'4.04"O no Estado de Goiás (GO), Brasil, e três *Hydrochaeris isthmus*, procedentes do Município de Buenavista, localizado a Latitude 8°13.13"N; Longitude 75°29'11"O no estado de Córdoba na Colômbia.

Para sua execução, o projeto foi encaminhado à Corporação Autônoma Regional dos Vales do Sinú e San Jorge (CVS) no Estado de Córdoba na Colômbia, para obter a licença de captura dos animais (Chigüiros - *Hydrochaeris isthmus*) obtendo a “Autorização para investigações científicas CVS. Resolução No. 2-1033 de 22 de maio/2015”, e no Brasil a solicitação de captura das Capivaras – *Hydrochoerus hydrochaeris*, foi encaminhado ao “Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade – SISBIO”, obtendo a licença No. 48351-2 de 29 abril/2016.

Os procedimentos experimentais envolvendo os animais foram submetidos à avaliação e aprovados pela Comissão de Ética para o Uso de Animais da Universidade Federal de Viçosa - CEUA/UFV, Protocolo No. 30/2015.

Os animais foram capturados mediante sistema de ceva e para sua contenção utilizou-se arma de disparo de dardos anestésicos, usando uma associação de cloridrato de ketamina (10mg/kg) e cloridrato de xilazina (0,5mg/kg), para a imobilização individual (Rego de Paula e Rodrigues, 2013). Seguidamente foram pesados e sexados, sendo dois machos e uma fêmea em cada grupo. As medidas do comprimento corporal (Snout-rump), que compreende a mensuração da ponta do focinho à base da cauda, ao

longo do dorso do animal, foram obtidas. Também se obtiveram medidas da altura dos animais de cada grupo.

Posteriormente, os animais foram submetidos a eutanásia de acordo com técnicas estabelecidas pelo CONCEA/MCTI. Após a eutanásia de cada animal, a cavidade abdominal foi aberta através de incisão na pele e linha alba, seguida pela identificação e separação dos órgãos do tubo digestivo. Destes, foram coletados de cada animal vários fragmentos em duplicata: 9 do ceco (3/base, 3/corpo, 3/vértice), 9 do cólon (3/ascendente, 3/transverso, 3/descendente) e 3 do reto (1/cranial, 1/médio, 1/caudal), totalizando 42 fragmentos por animal (Figura 3 do Cap. 1).

Os órgãos não utilizados, bem como a carcaça dos animais *H. hydrochaeris* foram incinerados nas dependências do Setor de Patologia Animal da Escola de Veterinária e Zootecnia da Universidade Federal de Goiás - UFG (GO), e dos *H. isthmus* foram destinados ao Laboratório de Anatomia do setor de Morfologia do Departamento de Ciências Pecuárias da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de Córdoba (Colômbia).

O processamento histoquímico para identificação das células endócrinas do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* foi realizado no Laboratório de Histologia e Histopatologia Veterinária do Departamento de Veterinária da Universidade Federal de Viçosa – UFV, e seguindo o protocolo descrito a seguir:

Metade dos fragmentos coletados de cada segmento do intestino grosso (21 fragmentos/animal) foram fixados, por 24h a temperatura ambiente, em solução aquosa de Bouin, e a outra metade (21 fragmentos/animal) em solução aquosa de formol tamponado 10%, utilizando o mesmo tempo de fixação. Após a fixação se procedeu então à desidratação em série crescente de álcoois 70, 80, 90, 95% e absoluto I e II, absoluto/xilol, diafanização em xilol I e II e inclusão em parafina, de acordo com a rotina do Laboratório. Foram realizados cortes semi-seriados de 5 µm de espessura em micrótomo rotativo OLYMPUS CUT 4055, distendidos em banho-maria histológico OMA MJ72 e fixados em lâminas histológicas previamente tratadas com Adesivo de Haupt (gelatina 1g, fenol 2g, glicerina

15g e água destilada 100ml) para evitar a perda dos cortes durante os procedimentos. De cada segmento foram preparadas duas lâminas, contendo pelo menos um a dois cortes cada uma, e submetidas às técnicas de coloração de Grimelius (Grimelius, 1968) para identificação de células endócrinas argirófilas, e Masson-Fontana modificada (Barbosa et al., 1984) para identificar as células endócrinas argentafins.

As células endócrinas foram identificadas e registradas com auxílio do microscópio Olympus BX53 com câmera colorida DP73 (2448 x 1920-pixel resolução), no Laboratório de Sistemática Molecular “Beagle” do Departamento de Biologia Animal da UFV.

Foram fotografadas 20 áreas sequenciais dos cortes histológicos em aumento de 400X. A quantificação das células, assim como a medição da área da mucosa se realizou por meio do Programa Image-Pro®Plus (versão 7.0 de 2010), e os dados obtidos foram exportados e salvos em planilha eletrônica (Excel 2013) para sua organização e posterior análise estatística. Assim, foram obtidas o número das células endócrinas argirófilas e argentafinas por unidade de área (mm^2) da túnica mucosa de todos os segmentos do intestino grosso.

Dependendo a sua distribuição e comunicação direta com o lumen intestinal, as células endócrinas foram também classificadas como do tipo aberto, e as que não apresentam continuidade com o lúmen e do tipo fechado.

Para a observação e documentação fotográfica as fotomicrografias foram obtidas em aumentos de 40X a 1.000X, no referido microscópio.

As células endócrinas argirófilas e argentafins também foram estudadas por microscopia eletrônica de transmissão (MET) visando caracterizar ultraestruturalmente a morfologia dos seus grânulos de secreção quanto à eletrodensidade de seu conteúdo e seu diâmetro. Para a identificação e caracterização desses grânulos foram coletados fragmentos de um cm de comprimento de cada segmento do intestino grosso de um animal *Hydrochoerus hydrochaeris*.

O material foi fixado em glutaraldeído 5%, em tampão fosfato de sódio 0,1 M, pH 7,3, pós-fixado em tetróxido de ósmio 1% em tampão fosfato, desidratado em série crescente de alcoois, pré-infiltrado em mistura de acetona P.A. com mistura de Epon-812, DDSA (Dodecenylsuccinic Anhydride) e NMA (Nadic Methyl Anhydride) (1:2), por uma noite. Seguiu-se a infiltração na mistura plena de Epon-812, DDSA, NMA e DMP-30 (Dimethylaminomethylpiperidine-Nol), por 6 horas, sendo feita a transferência dos fragmentos para cápsulas de inclusão, sendo polimerizados em estufa a 40 °C por 1 hora e, a seguir, a 60 °C por 72 horas.

Posteriormente, foram realizadas cortes semifinos, com cerca de 400 nm de espessura, no ultramicrotomo LEICA EM UC7 do Departamento de Histologia do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Goiás (Goiânia, GO), com navalha de diamante e coradas com azul de toluidina à 1% em borato de sódio 0,5% (Bancroft et al., 1996), com a finalidade de identificar a mucosa do intestino grosso. As lâminas utilizadas nesta técnica previamente foram cobertas com gelatina 2% em formol 4% e permaneceram *overnight* a 37 °C, com a finalidade de fixar os cortes dos fragmentos na superfície da lâmina.

Após a preparação das lâminas, foram coletados cerca de 10 cortes sequenciais semifinos e submetidos à técnica de desplastificação (Lane e Europa, 1965), com pequenas variações no protocolo original (Basile, 2011). Primeiramente, as lâminas foram secas em platina aquecedora a 60 °C, por aproximadamente 30 s. Em seguida, foram instiladas gotas de solução de 13 g de hidróxido de sódio em lentilhas, dissolvidas em 100 mL de álcool absoluto P.A. sobre os cortes, por 18 min. Posteriormente, os cortes foram lavados com álcool absoluto P.A. em três banhos de 10 min cada e

hidratados em série decrescente de álcoois 95%, 90%, 80%, 70% e em água destilada (3 min em cada). Finalmente, procedeu-se às técnicas histoquímicas de Grimelius (Grimelius, 1968) e Masson-Fontana Modificada (Barbosa et al., 1984). Estas técnicas tiveram por finalidade a identificação das células endócrinas argirófilas e argentafins, respectivamente, e foram executadas no Laboratório de Histologia e Histopatologia Veterinária do Departamento de Veterinária da Universidade Federal de Viçosa – UFV.

Após a identificação das células endócrinas nas lâminas obtidas, foi delimitada a área que apresentou a localização das células endócrinas no bloco que continha o fragmento, que foi seccionado a partir desse ponto. Em seguida, foram obtidos cortes ultrafinos com navalha de diamante e coletados em telas de Ni/Cu de 300 “mesh”. Os cortes foram contrastados com acetato de uranila (Watson, 1958) e citrato de chumbo (Reynolds, 1963). Subsequentemente, foram examinados em microscópio eletrônico de transmissão (MET), Jeol, JEM-2100, equipado com EDS, Thermo Scientific, no Laboratório Multiusuário de Microscopia de Alta Resolução - LabMic, do Instituto de Física da Universidade Federal de Goiás, para identificar e caracterizar ultraestruturalmente os grânulos secretores destas células endócrinas observadas nos fragmentos do intestino grosso submetidos à técnica de desplastificação e histoquímicas (Grimelius e Masson-Fontana modificado).

Para observação e documentação fotográfica dos cortes ultrafinos foi utilizado o mesmo microscópio eletrônico de transmissão (MET). Nas eletromicrografias foi feita a análise morfométrico dos grânulos secretores, obtendo-se o diâmetro maior (D) e menor (d) dos mesmos, por meio de uma escala calibrada usando o Programa Image-Pro®Plus (versão 7.0 de 2010). A partir dessas medidas foram calculados (Sala et al., 1994):

- O diâmetro médio dos grânulos $M = (D \times d)^{1/2} (\mu m)$.
- A área de grânulos $A = \pi \times M^2/4 (\mu m^2)$.
- O volume dos grânulos $V = \pi/6 \times M^3 (\mu m^3)$.

A contagem dos grânulos foi estabelecida por unidade de área em μm^2 , verificando-se a percentagem de grânulos maduros e imaturos em função da sua eletrodensidade. Os dados obtidos do Programa de medições foram exportados e salvos em planilha eletrônica (Excel 2013) para sua organização e posterior análise estatística.

Para facilitar a comparação entre os *Diâmetros maior médio* dos grânulos observados no presente estudo com a de outros trabalhos, a unidade micrometro (μm) foi transformada em nanometro (nm).

2.1. Análise Estatística

Os dados obtidos da identificação e distribuição das células endócrinas argirófilas e argentafins, foram analisados por ANOVA para dois fatores, considerando a espécie (*H. hydrochaeris* e *H. isthmus*) e os segmentos do intestino grosso (ceco, colón e reto) como variáveis independentes e nível de significância de 5%. Em caso de diferença significativa ($p < 0,05$), foi realizado o Teste de Tukey.

Estes testes foram realizados por meio do software estatístico SigmaPlot® 11.0. Systat Software, Inc. Distributors San Jose, CA 95110 USA.

Finalmente, dos resultados obtidos do estudo ultraestrutural foram analisados e expressos de forma descritiva e apresentados como valores percentuais, média e desvio-padrão (média $\pm$ DS).

2.2. Comparação de dados obtidos

Os resultados obtidos na identificação e quantificação das células endócrinas argirófilas e argentafins em cada grupo de capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris* e *Hydrochoerus isthmus*) foram comparados por meio da organização dos dados em tabelas e gráficos, e através de fotomicrografias dos tecidos, para estabelecer as semelhanças ou diferenças entre as duas espécies.

3. RESULTADOS

No intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*, as células endócrinas argirófilas e argentafins estão distribuídas ao longo da camada mucosa, intercaladas com os outros tipos celulares do epitélio de revestimento (Figuras 1 e 2).

Nas duas espécies as células argirófilas apresentam o mesmo padrão de distribuição em todos os segmentos do intestino grosso, sendo predominantes em número e distribuição em relação às argentafins (Tabelas 1 e 2; Gráfico 1).

Tabela 1 - Número de Células endócrinas Argirófilas (média $\pm$ SD), por unidade de área da mucosa (mm²) nas porções e segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*

Segmentos/ Porções	<i>H. hydrochaeris</i>	<i>H. isthmus</i>
Ceco	93,385 $\pm$ 86,461 ^{Aa}	253,434 $\pm$ 606,620 ^{Ab}
Base	85,668 $\pm$ 80,619 ^{Aa}	422,703 $\pm$ 829,094 ^{Ab}
Corpo	99,153 $\pm$ 89,127 ^{Aa}	252,563 $\pm$ 598,091 ^{Bb}
Vértice	95,333 $\pm$ 89,274 ^{Aa}	85,037 $\pm$ 75,081 ^{Ca}
Cólon	89,541 $\pm$ 88,870 ^{Aa}	108,327 $\pm$ 96,675 ^{Ba}
Ascendente	101,567 $\pm$ 96,681 ^{Aa}	140,716 $\pm$ 109,700 ^{Aa}
Transverso	92,741 $\pm$ 94,090 ^{Aa}	95,912 $\pm$ 96,460 ^{Aa}
Descendente	74,314 $\pm$ 72,062 ^{Aa}	88,353 $\pm$ 72,061 ^{Aa}
Reto	55,337 $\pm$ 57,456 ^{Aa}	59,428 $\pm$ 52,3447 ^{Ba}
Cranial	55,927 $\pm$ 58,873 ^{Aa}	65,227 $\pm$ 51,100 ^{Aa}
Médio	61,294 $\pm$ 60,468 ^{Aa}	70,416 $\pm$ 59,867 ^{Aa}
Caudal	48,790 $\pm$ 53,037 ^{Aa}	42,643 $\pm$ 40,925 ^{Aa}

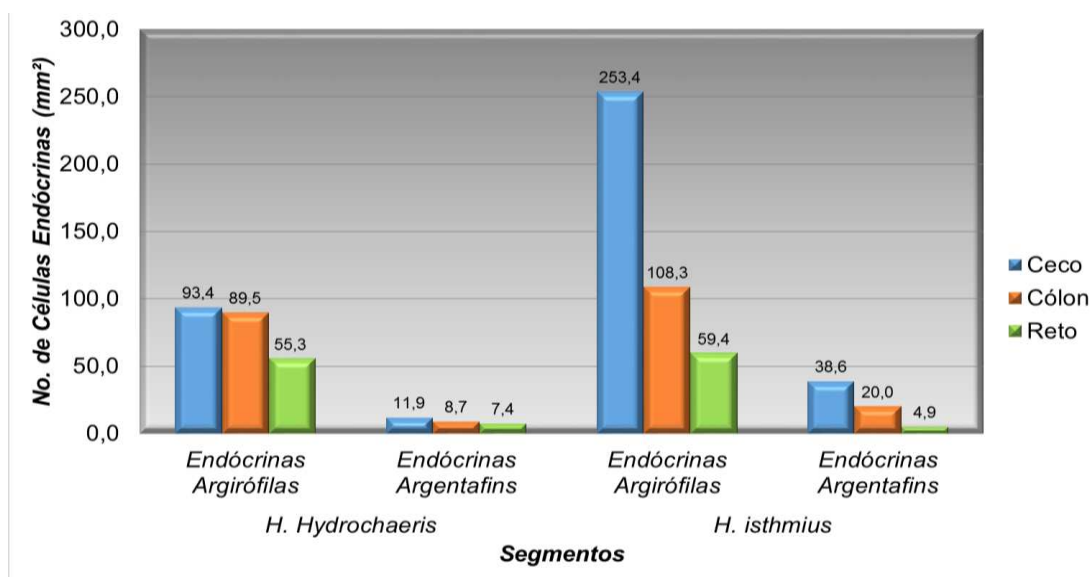
Médias seguidas por letras maiúsculas e minúsculas iguais dentro da mesma coluna/subcoluna e linhas, respectivamente, não diferem entre si pelo Teste Tukey ao nível de 5% de significância.

Tabela 2 - Número de Células endócrinas Argentafins (média $\pm$ SD), por unidade de área da mucosa (mm^2) nas porções e segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*

Segmentos/ Porções	<i>H. hydrochaeris</i>	<i>H. isthmus</i>
Ceco	11,900 $\pm$ 30,726 ^{Aa}	38,602 $\pm$ 62,937 ^{Ab}
Base	12,310 $\pm$ 29,975 ^{Aa}	38,829 $\pm$ 73,387 ^{Ab}
Corpo	7,745 $\pm$ 25,403 ^{Aa}	34,561 $\pm$ 53,156 ^{Ab}
Vértice	15,632 $\pm$ 35,601 ^{Aa}	42,417 $\pm$ 60,706 ^{Ab}
Cólon	8,729 $\pm$ 21,505 ^{Aa}	20,000 $\pm$ 34,501 ^{Bb}
Ascendente	9,820 $\pm$ 23,006 ^{Aa}	26,296 $\pm$ 40,359 ^{Ab}
Transverso	11,825 $\pm$ 25,037 ^{Aa}	19,304 $\pm$ 32,073 ^{Aa}
Descendente	4,542 $\pm$ 14,421 ^{Aa}	14,281 $\pm$ 29,213 ^{Ab}
Reto	7,400 $\pm$ 20,145 ^{Aa}	4,900 $\pm$ 15,505 ^{Ca}
Cranial	9,505 $\pm$ 22,490 ^{Aa}	6,054 $\pm$ 16,876 ^{Aa}
Médio	7,413 $\pm$ 19,555 ^{Aa}	4,021 $\pm$ 15,735 ^{Aa}
Caudal	5,147 $\pm$ 18,257 ^{Aa}	4,597 $\pm$ 13,956 ^{Aa}

Médias seguidas por letras maiúsculas e minúsculas iguais dentro da mesma coluna/subcoluna e linhas, respectivamente, não diferem entre si pelo Teste Tukey ao nível de 5% de significância.

Gráfico 1 - Número de células endócrinas Argirófilas e Argentafins, por unidade de área da mucosa (mm^2) nos diferentes segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*



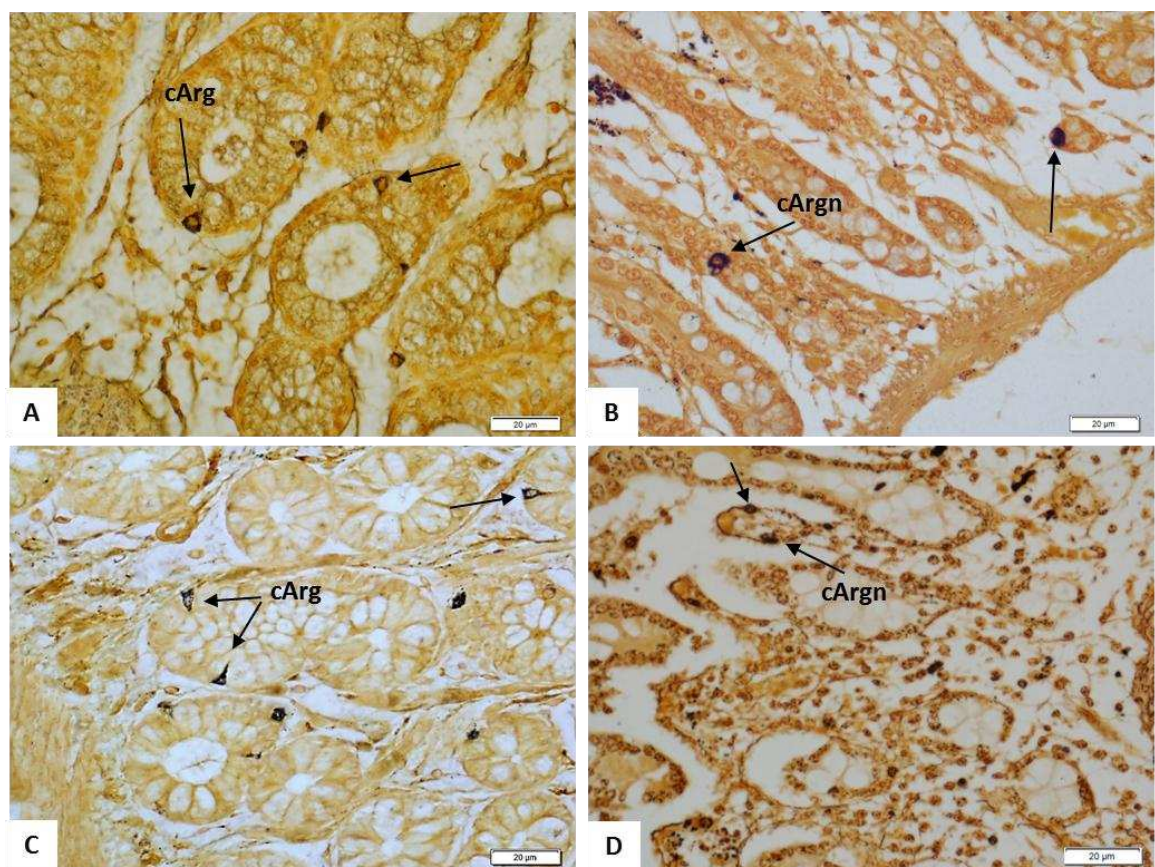


Figura 1 – Fotomicrografia da parede do intestino grosso de *H. hydrochaeris*, enfatizando a distribuição e morfologia das células endócrinas. A e C) Células endócrinas argirófilas (cArg). Grimelius. 200X e 400X respectivamente. B e D) Células endócrinas argentafins (cArgn). Masson Fontana modificado. 200X e 400X respectivamente. Setas: células endócrinas.

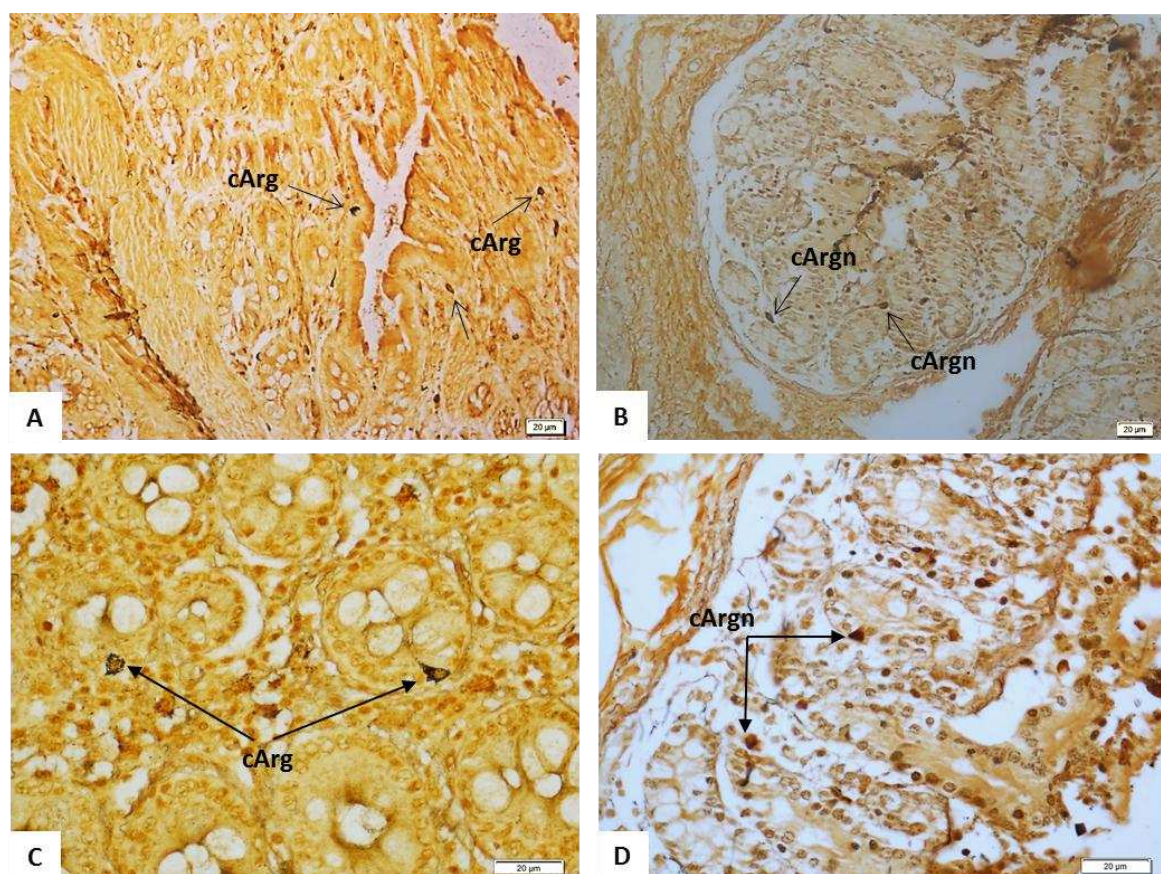


Figura 2 - Fotomicrografia da parede do intestino grosso de *H. isthmus*, enfatizando a distribuição e morfologia das células endócrinas. A e C) Células endócrinas Argirófilas (cArg). Grimelius. 200X e 400X, respectivamente. B e D) Células endócrinas Argentafins (cArgn). Masson Fontana -modificado. 200X e 400X respectivamente. Setas apontando células endócrinas.

O número de células argirófilas e argentafins em *H. hydrochaeris* não apresentam diferença significativa entre os segmentos. Já em *H. isthmus* houve diferença, sendo o ceco o segmento que maior número de células argirófilas apresentou (Tabela 1 e 2; Gráfico 1).

No cólon e reto não houve diferença significativa para as células argirófilas entre as duas espécies, mas no ceco sim, sendo bem maior em *H. isthmus*. Para as células argentafins houve diferença entre as espécies no ceco e cólon, sendo maior em *H. isthmus* (Tabela 1 e 2; Gráfico 1).

As células endócrinas argirófilas e argentafins no intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* se localizam predominantemente na região da base das glândulas intestinais, seguida do corpo e ápice, nesta orden. Estas exibiram morfologia variável, apresentando-se triangulares ou piramidais, ovais ou piriformes, alongadas ou arredondadas (Figura 3A, B, C e D).

A morfologia das células endócrinas nas duas espécies mostrou, ao longo da mucosa do intestino grosso, características do “tipo aberto” e do “tipo fechado”. As primeiras projetam prolongamentos citoplasmáticos para a luz das glândulas, enquanto as últimas se localizam principalmente próximas à membrana basal (Figura 3A, B, C e D). Em relação ao número e distribuição destas células, as de “tipo fechado” foram predominantes entre os dois grupos de células endócrinas identificadas ao longo da mucosa do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* (Tabelas 3, 4, 5 e 6; Gráficos 2 e 3).

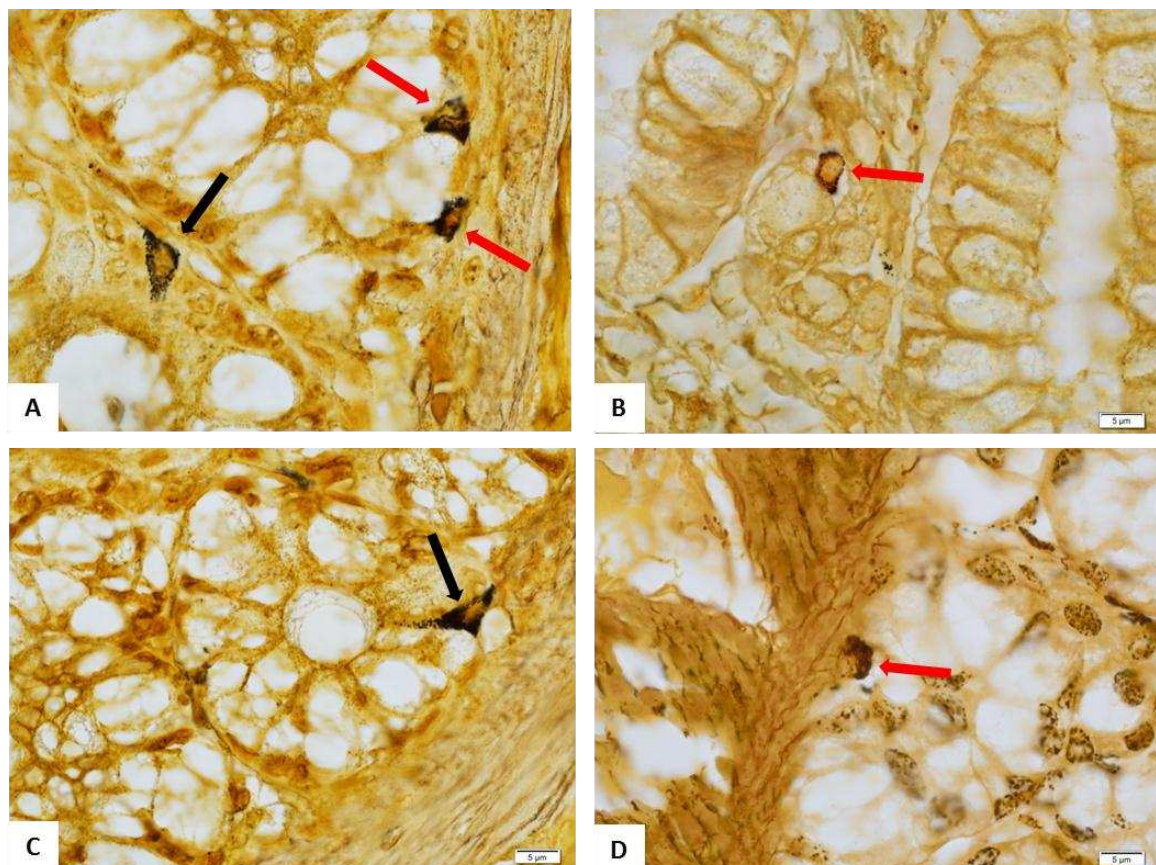


Figura 3 - Fotomicrografia da parede do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*, enfatizando a distribuição e morfologia das células endócrinas argirófilas e argentafins. A) Células Argirófilas de “tipo aberto” (seta preta) e “tipo fechado” (seta vermelha). Grimelius. 1000X; C) Célula Argirófila de “tipo aberto” (seta preta). Grimelius. 1000X; B e D) Células de Argentafins de “tipo fechado” (setas vermelhas). Masson Fontana-Modificado. 1000X.

Tabela 3 - Número de Células endócrinas Argirófilas de “tipo aberto” (média $\pm$ SD), por unidade de área da submucosa (mm²) nas porções e segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*

Segmentos/ Porções	<i>H. hydrochaeris</i>	<i>H. isthmus</i>
Ceco	10,200 $\pm$ 25,856 ^{Aa}	61,224 $\pm$ 253,751 ^{Ab}
Base	11,199 $\pm$ 27,084 ^{Aa}	88,331 $\pm$ 341,380 ^{Ab}
Corpo	10,370 $\pm$ 25,750 ^{Aa}	70,537 $\pm$ 269,870 ^{Ab}
Vértice	8,948 $\pm$ 24,777 ^{Aa}	24,805 $\pm$ 48,568 ^{ABa}
Cólon	19,300 $\pm$ 38,163 ^{Aa}	31,426 $\pm$ 48,495 ^{Ba}
Ascendente	12,127 $\pm$ 31,707 ^{Aa}	35,553 $\pm$ 55,114 ^{Aa}
Transverso	15,235 $\pm$ 36,286 ^{Aa}	25,742 $\pm$ 43,370 ^{Aa}
Descendente	30,404 $\pm$ 43,256 ^{Aa}	32,983 $\pm$ 45,947 ^{Aa}
Reto	23,133 $\pm$ 38,697 ^{Aa}	22,200 $\pm$ 35,352 ^{Ba}
Cranial	29,230 $\pm$ 41,489 ^{Aa}	23,241 $\pm$ 34,473 ^{Aa}
Médio	23,830 $\pm$ 38,329 ^{Aa}	27,996 $\pm$ 38,329 ^{Aa}
Caudal	16,339 $\pm$ 27,455 ^{Aa}	15,337 $\pm$ 27,455 ^{Aa}

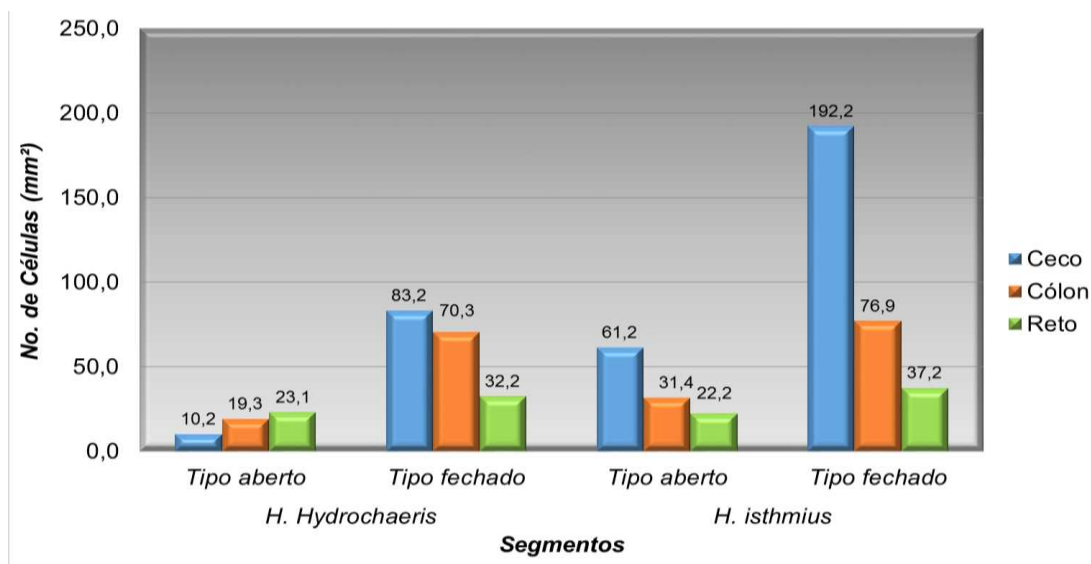
Médias seguidas por letras maiúsculas e minúsculas iguais dentro da mesma coluna/subcoluna e linhas, respectivamente, não diferem entre si pelo Teste Tukey ao nível de 5% de significância.

Tabela 4 - Número de Células endócrinas Argirófilas de “tipo fechado” (média $\pm$ SD), por unidade de área da submucosa (mm²) nas porções e segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*

Segmentos/ Porções	<i>H. hydrochaeris</i>	<i>H. isthmus</i>
Ceco	83,213 $\pm$ 80,499 ^{Aa}	192,210 $\pm$ 545,570 ^{Ab}
Base	74,026 $\pm$ 74,874 ^{Aa}	334,372 $\pm$ 777,464 ^{Ab}
Corpo	88,784 $\pm$ 83,593 ^{Aa}	182,026 $\pm$ 499,729 ^{Bb}
Vértice	86,385 $\pm$ 82,464 ^{Aa}	60,232 $\pm$ 64,375 ^{Ca}
Cólon	70,300 $\pm$ 80,939 ^{Aa}	76,901 $\pm$ 77,571 ^{Ba}
Ascendente	89,440 $\pm$ 89,776 ^{Aa}	105,163 $\pm$ 84,725 ^{Aa}
Transverso	77,507 $\pm$ 84,542 ^{Aa}	70,170 $\pm$ 79,472 ^{Aa}
Descendente	43,910 $\pm$ 58,299 ^{Aa}	55,370 $\pm$ 57,532 ^{Aa}
Reto	32,204 $\pm$ 45,316 ^{Aa}	37,237 $\pm$ 44,149 ^{Ba}
Cranial	26,697 $\pm$ 39,716 ^{Aa}	41,986 $\pm$ 48,521 ^{Aa}
Médio	37,464 $\pm$ 45,810 ^{Aa}	42,419 $\pm$ 45,387 ^{Aa}
Caudal	32,452 $\pm$ 49,952 ^{Aa}	27,306 $\pm$ 36,722 ^{Aa}

Médias seguidas por letras maiúsculas e minúsculas iguais dentro da mesma coluna/subcoluna e linhas, respectivamente, não diferem entre si pelo Teste Tukey ao nível de 5% de significância.

Gráfico 2 - Número de células endócrinas Argirófilas do “*Tipo aberto*” e do “*tipo fechado*”, por unidade de área da mucosa (mm²) nos diferentes segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*



Em relação ao número de células argirófilas e argentafins do “tipo aberto” e do “tipo fechado” no intestino grosso de *H. hydrochaeris*, não houve diferença significativa entre os segmentos (Tabelas 3, 4, 5 e 6; Gráficos 2 e 3). Já em *H. isthmus*, houve diferença para as células argirófilas do “tipo aberto” e do “tipo fechado” no ceco em relação aos demais, sendo maior no ceco.

No caso das células argentafins de “tipo fechado” para a capivara *H. isthmus* houve diferença significativa entre os três segmentos intestinais, sendo maior no ceco, seguido do colon e reto, nesta ordem. Entretanto as células de “tipo aberto” houve diferença significativa apenas entre o ceco e os demais segmentos, sendo maior no ceco (Tabelas 3, 4, 5 e 6; Gráficos 2 e 3).

Tabela 5 - Número de Células endócrinas Argentafins de “*tipo aberto*” (média $\pm$ DS), por unidade de área da submucosa (mm²) nas porções e segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*

Segmentos/ Porções	<i>H. hydrochaeris</i>	<i>H. isthmus</i>
Ceco	0,900 $\pm$ 8,745 ^{Aa}	3,300 $\pm$ 16,532 ^{Ab}
Base	1,060 $\pm$ 8,512 ^{Aa}	4,761 $\pm$ 19,041 ^{Ab}
Corpo	0,394 $\pm$ 5,280 ^{Aa}	2,795 $\pm$ 15,800 ^{Ab}
Vértice	1,124 $\pm$ 11,384 ^{Aa}	2,329 $\pm$ 14,402 ^{Aa}
Cólon	1,600 $\pm$ 8,461 ^{Aa}	1,500 $\pm$ 9,447 ^{Ba}
Ascendente	1,563 $\pm$ 8,450 ^{Aa}	2,407 $\pm$ 12,738 ^{Aa}
Transverso	2,134 $\pm$ 10,024 ^{Aa}	1,990 $\pm$ 10,157 ^{Aa}
Descendente	0,986 $\pm$ 6,560 ^{Aa}	0,000 $\pm$ 0,000 ^{Aa}
Reto	3,104 $\pm$ 12,873 ^{Aa}	0,000 $\pm$ 0,000 ^{Ba}
Cranial	4,204 $\pm$ 14,145 ^{Aa}	0,000 $\pm$ 0,000 ^{Ab}
Médio	3,065 $\pm$ 13,769 ^{Aa}	0,000 $\pm$ 0,000 ^{Aa}
Caudal	1,895 $\pm$ 10,505 ^{Aa}	0,000 $\pm$ 0,000 ^{Aa}

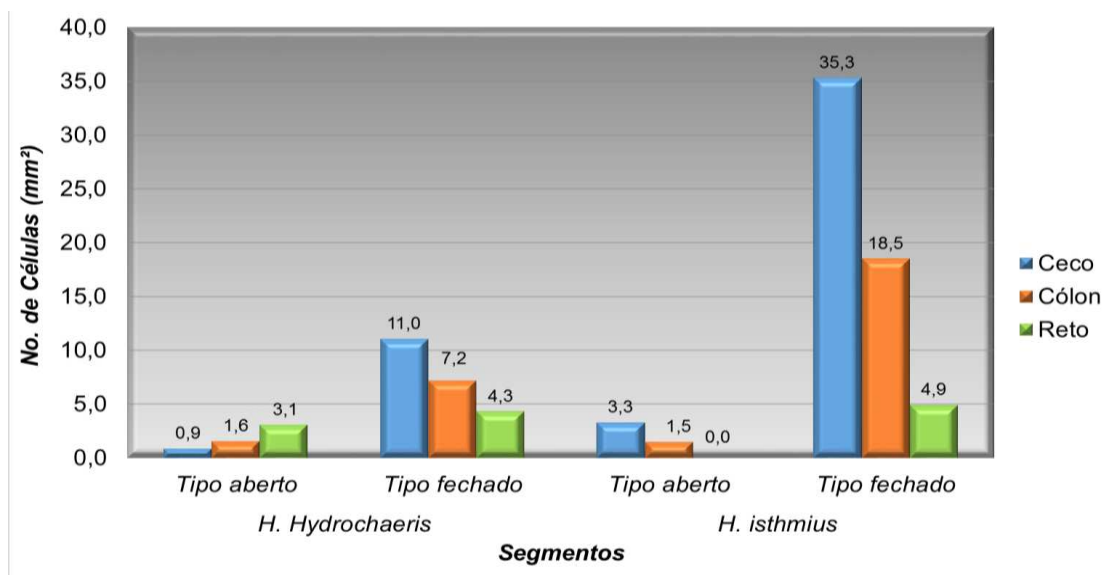
Médias seguidas por letras maiúsculas e minúsculas iguais dentro da mesma coluna/subcoluna e linhas, respectivamente, não diferem entre si pelo Teste Tukey ao nível de 5% de significância.

Tabela 6 - Número de Células endócrinas Argentafins de “*tipo fechado*” (média $\pm$ SD), por unidade de área da submucosa (mm²) nas porções e segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*

Segmentos/ Porções	<i>H. hydrochaeris</i>	<i>H. isthmus</i>
Ceco	11,037 $\pm$ 29,270 ^{Aa}	35,307 $\pm$ 60,604 ^{Ab}
Base	11,251 $\pm$ 27,568 ^{Aa}	34,068 $\pm$ 71,434 ^{Ab}
Corpo	7,352 $\pm$ 24,965 ^{Aa}	31,765 $\pm$ 49,005 ^{Ab}
Vértice	14,508 $\pm$ 34,214 ^{Aa}	40,088 $\pm$ 59,314 ^{Ab}
Cólon	7,200 $\pm$ 19,942 ^{Aa}	18,500 $\pm$ 33,991 ^{Bb}
Ascendente	8,257 $\pm$ 21,996 ^{Aa}	23,890 $\pm$ 39,777 ^{Ab}
Transverso	9,690 $\pm$ 22,825 ^{Aa}	17,314 $\pm$ 31,541 ^{Ab}
Descendente	3,557 $\pm$ 13,114 ^{Aa}	14,281 $\pm$ 29,213 ^{Ab}
Reto	4,301 $\pm$ 16,325 ^{Aa}	4,900 $\pm$ 15,505 ^{Ca}
Cranial	5,301 $\pm$ 18,736 ^{Aa}	6,054 $\pm$ 16,876 ^{Aa}
Médio	4,349 $\pm$ 14,829 ^{Aa}	4,021 $\pm$ 15,735 ^{Aa}
Caudal	3,253 $\pm$ 15,346 ^{Aa}	4,597 $\pm$ 13,956 ^{Aa}

Médias seguidas por letras maiúsculas e minúsculas iguais dentro da mesma coluna/subcoluna e linhas, respectivamente, não diferem entre si pelo Teste Tukey ao nível de 5% de significância.

Gráfico 3 - Número de células endócrinas Argentafins do “*Tipo aberto*” e do “*tipo fechado*”, por unidade de área da mucosa (mm²) nos diferentes segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*



O intestino grosso de *Hydrochoerus hydrochaeris* apresenta células endócrinas argirófilas e argentafins distribuídas no epitélio de revestimento e nas glândulas intestinais da mucosa dos segmentos que o constituem (ceco, cólon e reto).

No citoplasma das células endócrinas argirófilas foram identificados grânulos secretores de tamanhos variados e pleomórficos observando-se formatos arredondados, alongados, piramidais, bicôncavos e ovais. O conteúdo desses grânulos apresentou um centro eletrodenso de intenso a moderado, envolvido externamente por uma estreita área eletrolúcida. Os grânulos se encontravam distribuídos no citoplasma próximos à lâmina própria (região subnuclear), próximos ou ao redor do núcleo (região nuclear) e distantes da lâmina própria (região supranuclear), sendo mais abundantes na primeira (Figura 4).

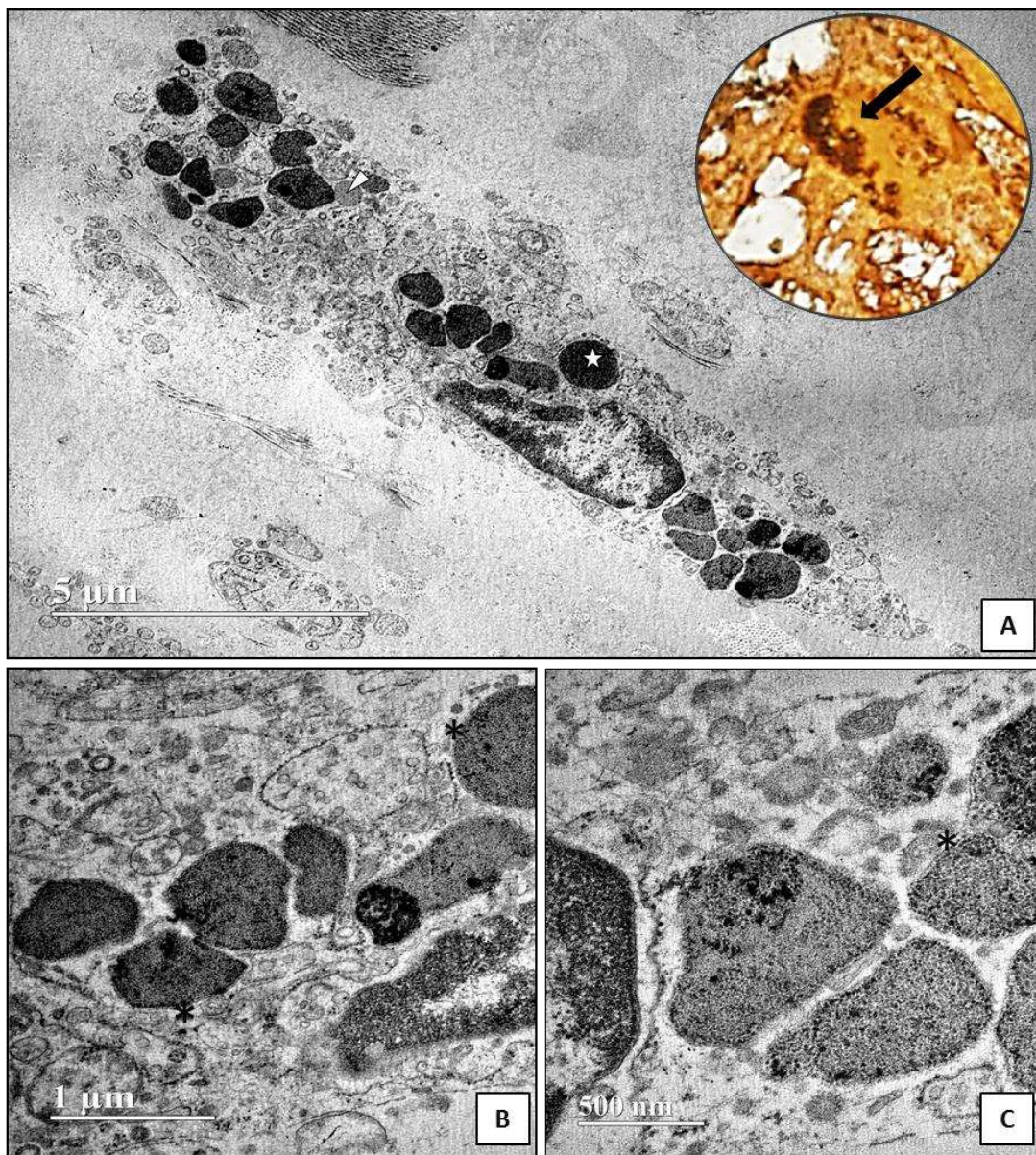


Figura 4 - Ultraestrutura de células endócrinas argirófilas no intestino grosso de *Hydrochoerus hydrochaeris*. No círculo, destaque de uma célula endócrina argirófila (técnica de Grimelius, 1968), após a desplastificação em microscopia de luz (seta preta), 1.000X, e grânulos secretores argirófilos (A) 1.500X, (B) 4.000X e (C) 8.000X. Em A: grânulos maduros (☆) e imaturos (◇). Note-se em B e C: os grânulos com centro eletrodense e um estreito halo eletrolúcido (*).

Os grânulos de secreção foram classificados em maduros (63,24%) e imaturos (36,76%) dependendo da eletrodensidade do seu conteúdo. O diâmetro médio dos grânulos secretores maduros e imaturos das células endócrinas argirófilas foi de $0,655 \pm 0,186 \mu\text{m}$ e $0,429 \pm 0,127 \mu\text{m}$ respectivamente (Tabela 7).

A área granular média dos maduros $0,371 \pm 0,158 \mu\text{m}^2$ e um volume granular médio de $0,229 \pm 0,158 \mu\text{m}^3$. No caso dos imaturos, apresentaram uma área granular média de $0,158 \pm 0,090 \mu\text{m}^2$ e um volume granular médio de $0,052 \pm 0,044 \mu\text{m}^3$ (Tabela 7).

Tabela 7 - Morfometria dos grânulos secretores nas células endócrinas argirófilas e argentafins no intestino grosso da capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*)

Grânulos	%	Diâmetro (μm)	Área (μm^2)	Volume (μm^3)
Células Argirófilas				
Imaturos	36,76	$0,429 \pm 0,127$	$0,158 \pm 0,090$	$0,052 \pm 0,044$
Maduros	63,24	$0,655 \pm 0,186$	$0,371 \pm 0,158$	$0,229 \pm 0,158$
Células Argentafins				
Imaturos	30,43	$0,309 \pm 0,190$	$0,102 \pm 0,108$	$0,034 \pm 0,046$
Maduros	69,57	$0,381 \pm 0,218$	$0,150 \pm 0,141$	$0,058 \pm 0,068$

Quanto aos grânulos de secreção das células endócrinas argentafins, estas também apresentaram tamanhos variados, observando-se formatos arredondados e ovais. Os conteúdos desses grânulos apresentaram um centro eletrodenso intenso, carecendo de halo eletrolúcido na zona periférica. A maioria dos grânulos se encontravam distribuídos na região subnuclear das células, sendo escassos nas regiões nuclear e supranuclear (Figura 5).

Também nas células argentafins, os grânulos de secreção foram classificados em maduros (69,57%) e imaturos (30,43%) dependendo das características de eletrodensidade do seu conteúdo. Em relação ao diâmetro médio dos grânulos maduros foi de $0,381 \pm 0,218 \mu\text{m}$ e nos imaturos de $0,309 \pm 0,190 \mu\text{m}$ respectivamente (Tabela 7).

As medidas morfométricas dos grânulos maduros indicaram uma área granular média de $0,150 \pm 0,141 \mu\text{m}^2$ e um volume granular médio de $0,058 \pm 0,068 \mu\text{m}^3$. No caso dos imaturos apresentaram uma área granular média

de $0,102 \pm 0,108 \mu\text{m}^2$ e um volume granular médio de $0,034 \pm 0,046 \mu\text{m}^3$ (Tabela 7).

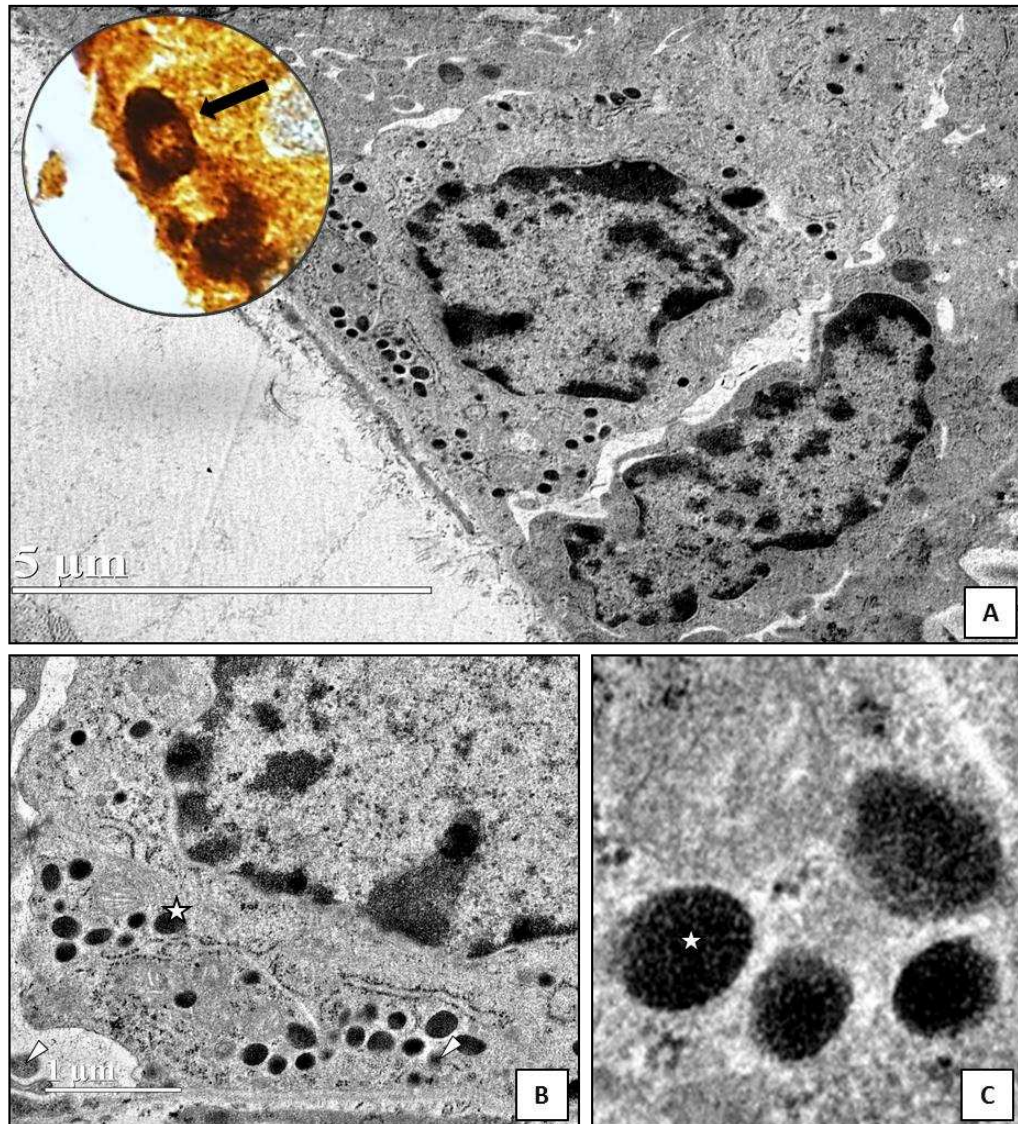


Figura 5 - Ultraestrutura de células endócrinas argentafins no intestino grosso de *Hydrochoerus hydrochaeris*. No círculo, destaque de uma célula endócrina argentafin (técnica de Masson-Fontana Modificada, 1984), após desplastificação em microscopia de luz (seta preta), 1.000X, e grânulos secretores argentafins (A) 1.500X, (B) 4.000X, (C) 11.000X. Em B: grânulos maduros (☆) e imaturos (△). Note-se em A, B e C: grânulos com centro eletrodense e ausência de halo eletrolúcido.

4. DISCUSSÃO

Em todos os segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* foram identificadas por meio das técnicas de células endócrinas argirófilas e argentafins respectivamente. De acordo com Santos e Zucoloto (1996), a população predominante de células endócrinas no tubo digestivo é a de células argentafins, cujo principal produto de secreção é a serotonina. No entanto, no intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* observou-se que as células endócrinas argirófilas eram mais abundantes que as argentafins em todos os segmentos.

As células endócrinas distribuídas ao longo da mucosa do intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* coincidem na distribuição com as identificadas por meio de técnicas histoquímicas no intestino grosso de ovelhas - *Ovis aries* (Oomori et al., 1980); gatos - *Felis catus* (Kitamura et al., 1982); capivaras - *Hydrochoerus hydrochaeris* (Velásquez et al., 2001; Bressan et al., 2004), e por técnicas imuno-histoquímicas no intestino grosso de honey possum - *Tarsipes rostratus* (Yamada et al., 1989); mussaranho - *Suncus etruscus* (Kitamura et al., 1990); coelhos - *Oryctolagus cuniculus* (Nilsson et al., 1991); cavalo - *Equus caballus* L. (Kitamura et al., 1984); porcos - *Sus scrofa domesticus* (Porcher et al., 2000); babirussa - *Babirusa babirusa* (Agungpriyono et al., 2000); camelo - *Camelus dromedarius* L. (Eerdunchaolu et al., 2001; Ali et al., 2007); gamba de orelha branca - *Didelphis albiventris* (Fonseca et al., 2002); porcos adultos (Kostiukevich, 2003); *Hydrochoerus hydrochaeris* (Bressan et al., 2004); morcego hematófago - *Desmodus rotundus* (Santos, 2007; Santana, 2015); veado da índia - *Muntiacus muntjak* (Adnyane et al., 2011); rato toupeira - *Spalax leucodon* (Yaman et al., 2012); suínos (Vitari et al., 2012); gamba de orelha preta - *Didelphis aurita* (Santos et al., 2013; 2014); morcego frugívoro -

Sturnira lilium (Santana, 2015) e em roedores - *Spalax leucodon* (Bayrakdar et al., 2015).

As células argirófilas em *H. hydrochaeris* e em *H. isthmus* foram observadas em maior número na região das glândulas do ceco, como descrito por Kitamura et al. (1984) em cavalos. Esta característica contrasta com os estudos realizados no intestino grosso de ovelhas (Oomori et al., 1980) e em gatos (Kitamura et al., 1982), onde encontraram células argirófilas distribuídas em maior número no cólon e reto desses animais. Os resultados de Bayrakdar et al. (2015), com maior número de células no cólon dos roedores *Spalax leucodon*, também foram diferentes dos observados no presente estudo.

Bressan et al. (2004) identificaram na mucosa das três porções do ceco de *Hydrochoerus hydrochaeris* células endócrinas argirófilas ($207,8 \pm 68,3$) e argentafins ($55,7 \pm 27,4$), como também foi observado e em menor número no ceco de *H. hydrochaeris* células argirófilas ($93,3 \pm 86,4$) e argentafins ($11,9 \pm 30,7$) no presente estudo. Em *H. isthmus* o número de células endócrinas argirófilas ($253,4 \pm 606,6$) foi maior em relação às observadas em *Hydrochoerus hydrochaeris*.

Santos et al. (2014) quantificaram no intestino grosso de gambás (*Didelphis aurita*) células endócrinas argirófilas (62,75%,) e argentafins (36,26%). Este mesmo padrão de distribuição celular foi observado no intestino grosso de *H. hydrochaeris*: 89,49% de argirófilas e 10,50% argentafins e no *H. isthmus* 86,90% argirófilas e 13,09% argentafins. Esta proporção de células endócrinas contrastou com o reportado por Santana (2015) no morcego hematofago - *Desmodus rotundus* e no morcego frugívoro - *Sturnira lilium* que identificou maior porcentagem de células argentafins em todos os segmentos intestinais e menor porcentagem de argirófilas: segmento inicial - argirófilas (41,88%) e células argentafins (49,03%), segmento médio - 39,64% argirófilas e 52,97% argentafins, e segmento final - 25,93% argirófilas e 62,22% argentafins.

Quanto à morfologia das células endócrinas argirófilas e argentafins em *H. hydrochaeris* e *H. isthmus*, verificou-se que elas apresentaram ao longo da mucosa do intestino grosso características celulares do “tipo

aberto” e do “tipo fechado”, sendo estas últimas as de maior número e distribuição nas duas espécies. Esta característica contrasta com o descrito por Oomori et al. (1980) no intestino grosso de ovelhas (*Ovis aries*) e por Bayrakdar et al. (2015) no cólon de roedores (*Spalax leucodon*), em que observaram maior número de células endócrinas do “tipo aberto”. Em *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* se observaram células do “tipo aberto” com prolongamentos citoplasmáticos projetados para a luz das glândulas, enquanto as do “tipo fechado” se localizavam principalmente próximas à membrana basal, característica também descrita por Santos e Zucoloto (1996).

As células endócrinas argirófilas e argentafins em *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* exibiram morfologia variável apresentando-se triangulares ou piramidais, ovais, piriformes, alongadas ou arredondadas como descrito por Dayal et al. (1987) e Polak et al. (1993). Comparando a morfologia das células observadas nas duas espécies de capivaras com as descritas no cervídeo - *Muntiacus muntjak* por Adnyane et al. (2011) e nos roedores (*Spalax leucodon*) por Bayrakdar et al. (2015) verificou-se semelhanças entre estas espécies.

As células endócrinas argirófilas e argentafins no intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* se localizam predominantemente na região da base das glândulas intestinais, seguido do corpo e ápice das mesmas. Estas características foram similares às encontradas no roedor *Spalax leucodon* (Yaman et al., 2012 e Bayrakdar et al., 2015) e em morcegos de diferentes hábitos alimentares descritos por Santos (2007), cuja distribuição pode ser observada tanto nas glândulas intestinais, como entre as células epiteliais de revestimento.

No intestino grosso da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris*, por meio da microscopia eletrônica de transmissão (MET), foram identificados nas células endócrinas argirófilas e argentafins, grânulos de secreção eletrodensos, com diferentes formas e tamanhos. Vários pesquisadores têm estabelecido que o estudo ultraestrutural desses grânulos, além das técnicas imunohistoquímicas, tem permitido classificar e descrever um variado número de células endócrinas, todas elas distribuídas ao longo da mucosa digestiva (Polak et al., 1975; Elbal e Agulleiro, 1986; Solcia et al., 1989).

As células endócrinas argirófilas de *H. hydrochaeris* apresentaram grânulos secretores pleomórficos de vários tamanhos, observando-se formatos arredondados, alongados, piramidais, bicôncavos e ovais. Características similares foram descritas por outros pesquisadores nas células endócrinas do intestino de galinhas - *Gallus gallus domesticus* (Toner, 1964), nas células B das ilhotas pancreáticas de coelhos - *Oryctolagus cuniculus* (Munger et al., 1965), nas células endócrinas produtoras de serotonina no intestino de ratos (Forssmann et al., 1969 e Ferreira, 1971), nas células EC distribuídas na mucosa intestinal de cães - *Canis lupus familiaris* (Bussolati et al., 1971), na vesícula biliar de pacientes humanos (Laitio e Nevalainen, 1975), nas células EC da mucosa gastrointestinal de mamíferos (Grube e Forssmann, 1979), no intestino médio do gafanhoto do deserto - *Schistocerca gregária* (Montuenga et al., 1989), nas células endócrinas EC do cólon e reto do coelho - *Oryctolagus cuniculus* (Nilsson et al., 1991) e nas células EC do intestino grosso de bezerros - *Bos taurus* (Domeneghini e Arrighi, 1994).

Os resultados do presente estudo diferem daqueles descritos por Basile et al (2011) no intestino delgado de gambás adultos (*Didelphis aurita*), em que os grânulos de secreção apresentaram somente morfologias arredondadas e diferentes tamanhos.

Em relação à eletrodensidade dos grânulos, as células argirófilas de *H. hydrochaeris* apresentaram um centro eletrodenso variando de moderado a intenso, envolvido por uma estreita área eletrolúcida. Estas características são semelhantes às reportadas por Toner (1964), Montuenga et al. (1989), Nilsson et al. (1991), Domeneghini e Arrighi (1994) e Basile et al. (2011). Em

contraste com esses resultados, Munger et al. (1965) observaram nas células B das ilhotas pancreáticas de cães (*Canis lupus familiaris*) grânulos com centros eletrodensos cristalóides com forma de cilindros ou discos irregulares com algumas ramificações nos extremos.

Os grânulos argirófilos em *H. hydrochaeris* estão distribuídos próximos ao núcleo e nas regiões supra e subnuclear das células, sendo mais abundantes nesta última. Essa mesma distribuição foi encontrada por Toner (1964) nas células endócrinas do intestino de galinhas (*Gallus gallus domesticus*), por Domeneghini e Arrighi (1994) no intestino grosso de bezerros, Forssmann et al. (1969) no intestino de ratos, Laitio e Nevalainen (1975) na vesícula biliar de pacientes humanos, Buffa et al. (1978) na mucosa do cólon e reto de humanos, Nilsson et al. (1991) nas células endócrinas EC do cólon e reto do coelho (*Oryctolagus cuniculus*), e Basile et al. (2011) no intestino delgado de gambás adultos (*Didelphis aurita*).

O diâmetro maior médio dos grânulos secretores das células endócrinas argirófilas de *H. hydrochaeris* foi de 648 nm, tamanho superior aos reportados por outros autores no intestino de galinhas, cujos valores foram de 500 nm (Toner, 1964), 300 nm nas células EC da mucosa gastrointestinal de mamíferos (Grube e Forssmann, 1979), 125-500 nm no intestino médio do gafanhoto do deserto (Montuenga et al., 1989), 194 nm nas células endócrinas EC do cólon e reto de coelhos (Nilsson et al., 1991), e 212 nm nas células endócrinas do intestino grosso de bezerros (Domeneghini e Arrighi, 1994). Esses resultados contrastaram com aqueles descritos por Basile (2011) nas células imunorreativas à insulina no intestino delgado de gambas, cujos grânulos apresentaram um diâmetro médio maior de 690 nm.

Em *H. hydrochaeris* as medidas relacionadas à área e ao volume dos grânulos argirófilos maduros foi de 0,371 μm^2 e 0,229 μm^3 , e nos imaturos de 0,158 μm^2 e 0,052 μm^3 respectivamente. Poucos trabalhos têm reportado esses valores dos grânulos das células endócrinas argirófilas, e dentre eles se destacam os de Basile (2011) realizado com células imunorreativas à insulina no intestino delgado de gambas adultos (*Didelphis aurita*), cujas medidas da área e volume dos grânulos maduros foram 0,25 μm^2 e 1,09 μm^3 .

respectivamente; dos imaturos foram 0,46 μm^2 e 1,30 μm^3 respectivamente. Esses resultados contrastaram porque eram grânulos imunorreativos à insulina e os deste trabalho são grânulos de células argirófilas e argentafins que não armazenavam insulina, como foi constatado em prévios estudos de imunohistoquímica, onde não houve nenhum tipo de imunoreatividade nos três segmentos do intestino grosso de *H. hydrochaeris*.

As células endócrinas argentafins de *H. hydrochaeris* exibiram grânulos de secreção arredondados e ovais de tamanhos variados. A maioria deles distribuídos na região subnuclear das células, sendo escassos nas regiões nuclear e supranuclear. Essas mesmas características dos grânulos foram descritas nas células D das ilhotas pancreáticas de coelhos (*Oryctolagus cuniculus*), por Munger et al. (1965); nas células endócrinas do jejuno de ratos adultos por Ferreira (1971); nas células ECL da vesícula biliar de pacientes humanos por Laitio e Nevalainen (1975); nas células endócrinas EC, distribuídas no intestino grosso de cães (*Canis lupus familiaris*), por Frigerio et al. (1977), nas células imunoreativas à neurotensina na mucosa do intestino delgado do homem e do cão, por Sundler et al. (1977); nas células L do cólon e reto do coelhos, por Nilsson et al. (1991), nas células imunoreativas a glucagon no estômago e pâncreas de gambás jovens e adultos - *Didelphis albiventris*, por Fonseca et al. (1998); e nas células imunoreativas à insulina identificadas no intestino delgado de gambás adultos - *Didelphis aurita*, descritas por Basile (2011); e no intestino grosso desses mesmos animais por Santos et al. (2014).

Em relação à eletrodensidade, os conteúdos dos grânulos de secreção das células argentafins em *H. hydrochaeris* apresentaram um centro eletrodenso intenso, carecendo de halo eletrolúcido na zona periférica, característica que os faz diferentes daqueles descritos por outros autores, cuja zona periférica apresentavam um halo eletrolúcido (Munger et al., 1965; Sundler et al., 1977; Fonseca et al., 1998; Basile, 2011 e Santos et al., 2014). Além disso, outros autores descreveram em algumas zonas do conteúdo dos grânulos a presença de vesículas vazias ou vacuolizadas (Ferreira, 1971 e Buffa et al., 1978), o que não foi observado nos grânulos endócrinos argentafins no presente estudo.

O diâmetro maior médio dos grânulos secretores nas células endócrinas argentafins de *H. hydrochaeris* foi de 429 nm, tamanho superior aos reportados por outros autores nas células D das ilhotas pancreáticas de coelhos, cujo diâmetro médio foi de 240 nm (Munger et al., 1965), 260 nm e 290 nm no intestino delgado do cão e homem respectivamente (Sundler et al., 1977), 287 nm nas células EC do cólon e reto de humanos (Buffa et al., 1978), 276 nm nas células L do cólon e reto de coelhos (Nilsson et al., 1991) e 371 nm no pâncreas e 291 nm no estômago de gambás (*Didelphis albiventris*) jovens e adultos (Fonseca et al., 1998).

As medidas relacionadas à área e ao volume dos grânulos argentafins de *H. hydrochaeris* não foram relacionados com a de outros trabalhos, por escassez de dados comparativos.

Em relação à porcentagem dos grânulos maduros e imaturos encontrados nas células endócrinas argirófilas e argentafins de *H. hydrochaeris*, os grânulos maduros foram os mais numerosos em ambas as células, o que também foi observado nas células endócrinas imunorreativas à insulina do intestino delgado (Basile, 2011) e intestino grosso (Santos et al., 2014) de gambás adultos (*Didelphis aurita*).

5. CONCLUSÃO

As células endócrinas argirófilas e argentafins em *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* se distribuem difusamente ao longo da mucosa do intestino grosso, localizando-se predominantemente na região da base das glândulas intestinais. Nas duas espécies, as células argirófilas apresentaram o mesmo padrão de distribuição, sendo predominantes em relação às argentafins. O maior número de células endócrinas se foi encontrado no ceco.

As células endócrinas em ambas as espécies exibiram morfologia variável, classificadas como do “tipo aberto” e do “tipo fechado”, sendo estas últimas as que apresentaram maior número e distribuição em todos os segmentos do intestino grosso.

A presença de células endócrinas no intestino grosso de *H. hydrochaeris* e *H. isthmus* mostra sua importância fisiológica no controle da digestão e absorção de alimentos e na modulação do comportamento alimentar, estimulando a musculatura do intestino e o controle das secreções dos epitélios glandulares.

A microscopia eletrônica de transmissão (MET), mostrou presença dos grânulos de secreção nas células endócrinas argirófilas e argentafins do intestino grosso de *H. Hydrochaeris*.

As características ultraestruturais desses grânulos permitiu conhecer a morfologia variada nas células argirófilas em relação às argentafins, como também a eletrodensidade e distribuição no citoplasma em cada uma das células estudadas.

Em ambas as células, os grânulos de secreção foram classificados em maduros e imaturos, tendo maior predomínio dos maduros em ambos os tipos celulares.

Faz-se necessário o desenvolvimento de novas pesquisas relacionadas com imunohistoquímica, para elucidar os tipos de hormônios sintetizados e armazenados ao interior dos grânulos de secreção nas células endócrinas argirófilas e argentafins identificadas no intestino grosso desta espécie.

REFERÊNCIAS

ADNYANE, I. K. M.; ZUKI, A. B.; NOORDIN, M. M.; AGUNGPRİYONO, S. Immunohistochemical study of endocrine cells in the gastrointestinal tract of the barking deer, *Muntiacus muntjak*. **Anatomia, histologia, embryologia**, v. 40, n. 5, p. 365-374, 2011.

AGUNGPRİYONO, S.; MACDONALD, A. A.; LEUS, K. Y. G., KITAMURA, N.; ADNYANE, I. K. M. Immunohistochemical study on the distribution of endocrine cells in the gastrointestinal tract of the babirusa, *Babyrussa babyrussa* Suidae. **Anatomia, histologia, embryologia**. v. 29, n. 3, p. 173-178, 2000.

ALI, M. A. H.; NYBERG, F.; CHANDRANATH, S. I.; DHANASEKARAN, S.; TARIQ, S.; PETROIANU, G.; ADEM, A. Distribution of neuroendocrine cells in the small and large intestines of the one-humped camel (*Camelus dromedarius*). **Neuropeptides**, v. 41, n. 5, p. 293-299, 2007.

ALMARAZ, P. J. C. **Hormonas gastrointestinales** In: Sacristán A.G., Montijano F.C., Palomino. L.F.C., Gallego J.G., Silanes M.D.M.L., Ruiz G.S. (eds) Fisiología Veterinaria. Madrid: Mcgraw-Hill. 1996, 1074p.

BANCROFT, I. D.; STEVENS, A.; TURNER, D.R. **Theory and practice of histological techniques**. 4. ed. New York: Churchill Livingstone, 1996. 766p.

BARBOSA, A. J. A.; CASTRO, L. P. F. A simple and economical modification of the Masson-Fontana method for staining melanin granules and enterochromaffin cells. **Stain technology**, v. 59, n.4, p. 193-196. 1984.

BASILE, D. R. S. **Morfologia, imuno-histoquímica e aspectos ultraestruturais das células imunorreativas à insulina no intestino delgado do gamba *Didelphis aurita* (Wied-Neuwied, 1826) adulto**. Viçosa, MG: UFV Dissertação (Tese doutorado em Medicina Veterinária). Universidade Federal de Viçosa. 2011, 86p.

BASILE, D. R. S.; NOVAES, R. D.; MARQUES, D. C. S.; FIALHO, M. C. Q.; NEVES, C. A.; FONSECA, C. C. Analysis of the morphology and distribution of argentaffin, argyrophil and insulin-immunoreactive endocrine cells in the small intestine of the adult opossum *Didelphis aurita* (Wied-Neuwied, 1826). **Tissue and Cell** v. 44, p. 301–307, 2012.

BAYRAKDAR, A.; YAMAN, M.; ILGÜN, R. Distribution of neuroendocrine cells in the small and large intestines of the mole-rats (*Spalax leucodon*), **Animal Cells and Systems**. v, 19: n. 5, p. 289-294, 2015.

BRESSAN, M. S.; FONSECA, C. C.; MENIN, E.; DE PAULA, T. A. Identificação e quantificação de gânglios nervosos, células argentafins, argirófilas e imunorreativas à serotonina no ceco da capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*). **Revista Ceres**, v. 51, n. 298, p.729-739, 2004.

BUFFA, R.; CAPELLA, C.; FONTANA, P.; USELLINI, L., SOLCIA, E. Types of Endocrine Cells in the Human Colon and Rectum. **Cell Tiss. Res.** v. 192, p. 227-240, 1978.

BUSSOLATI, G.; CAPELLA, C.; SOLCIA, E.; VASALLO, G.; VEZZADINI, P. Ultrastructural and immunofluorescent investigations on the secretin cell in the dog intestinal mucosa. **Histochemie**. v. 26, p. 218—227, 1971.

CARVALHEIRA, A.; WELSCH, F. U.; PEARSE, A. G. E. Cytochemical and ultrastructural observations of the argentaffin and argyrophil cells of the gastrointestinal tract in mammals, and their place in the Apud series of polypeptide-secreting cells. **Histochemie**, 14: 33-46. 1968.

DAYAL, Y.; DELELLIS, R. A.; WOLFE, H. J. Hyperplastic lesions of the gastrointestinal endocrine cells. **The American journal of surgical pathology**, v.11, p.87-101, 1987.

DOMENEGHINI, C.; ARRIGHI, S. Ultrastructural classification of the endocrine cells of the large intestine of the calf. Cytochemical evidence of the presence of Viallis's pre-EC cells. **Acta Histochem**. v. 96, p. 445 -458, 1994.

DRUCKER, D. J. The role of gut hormones in glucose homeostasis. **The Journal of clinical investigation**, v. 117, n. 1, p. 24-32, 2007.

EERDUNCHAOLU, D. V.; TAKEHANA, K.; KOBAYASHI, A.; YAMADA, J.; UEDA, H.; CAO, G. F.; ABE, M. Immunohistochemical study of the distribution of endocrine cells in the gastrointestinal tract of the camel (*Camelus bactrianus*). **European Journal of Morphology**, v. 39, n. 1, p. 57-63, 2001.

ELBAL, M. T.; AGULLEIRO, B. An Immunocytochemical and Ultrastructural Study of Endocrine in the Gut of a Teleost Fish, *Sparus auratus* L. **General and Comparative Endocrinology**, v. 64, p. 339-354, 1986.

FERREIRA, M. N. Argentaffin and other "endocrine" cells of the small intestine in the adult mouse. I. Ultrastructure and classification. **Am J Anat**. v. 131, n. 3, p. 315-29, 1971.

FEYRTER, F. **Über diffuse endokrine epitheliale Organe**. JA Barth. 1938. 62p.

FONSECA, C. C.; NOGUEIRA, J. C.; BARBOSA, A. J. A. Ultrastructural pattern of glucagon producing-cells in the gastric mucosa of the developing opossum *Didelphis albiventris* (Marsupialia). **Anatomischer Anzeiger**, v. 180, p. 477-480, 1998.

FONSECA, C. C.; NOGUEIRA, J. C.; BARBOSA, A. J. A. Argyrophilic and Glucagon-Immunoreactive cells in the ileum and colon of the developing opossum *Didelphis albiventris* (Marsupialia). **Cells Tissues Organs**, v. 170, n. 1, p. 29-33, 2002.

FORSSMANN, W. G.; ORCI, L.; PICTET, R.; RENOLD, A. E.; ROUILLER, C. The endocrine cells in the epithelium of the gastrointestinal mucosa of the rat. An electron microscope study. **J. Cell Biol.** v. 40, p. 692-715, 1969.

FRIGERIO, B.; RAVAZOLA, M.; ITO, S.; BUFFA, R.; CAPELLA, C.; SOLCIA, E.; ORCI, L. Histochemical and Ultrastructural Identification of Neurotensin Cells in the Dog Ileum. **Histochemistry**, n. 54, p. 123- 131, 1977.

FUJITA, T. Insulo-acinar portal system in the horse pancreas. **Arch. Histol. Jpn**, v. 35, p. 161-171, 1973.

GRIMELIUS, L. A silver nitrate stain for alpha-2 cells in human pancreatic islets. **Acta Societatis Medicorum Upsaliensis**, v. 73, n. 5-6, p. 243, 1968.

GRIMELIUS, L.; WILANDER, E. Silver stains in the study of endocrine cells of the gut and pancreas. **Investigative & cell pathology**, v. 3, n. 1, p. 3-12, 1980.

GRUBE, D. The endocrine cells of the digestive system: amines, peptides, and modes of action: Review article. **Anat Embryol**, v. 175, p. 151-162, 1986.

GRUBE, D.; FORSSMANN, W. G. Morphology and Function of the Entero-Endocrine Cells. **Horm. Metab. Res.** v. 11, p. 589-606, 1979.

HENRIKSON, R. C.; KAYE, G. I.; MAZURKIEWICZ, J. E. **Histologia**. 1.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1999. 533p.

KITAMURA, N.; YAMADA, J.; CALINGASAN, N. Y.; YAMASHITA, T. Immunocytochemical distribution of endocrine cell in the gastrointestinal tract of the horse. **Equine Vet. J.**, v. 16, n. 2, p. 103-107, 1984.

KITAMURA, N.; YAMADA, J.; WATANABE, T.; YAMASHITA, T. An immunohistochemical study on the distribution of endocrine cells in the gastrointestinal tract of the musk shrew, *Suncus murinus*. **Histol. Histopathol.** v. 5, n. 1, p. 83-88, 1990.

KITAMURA, N.; YAMADA, J.; YAMASHITA, T. AND MISU, M. Endocrine cells in the gastrointestinal tract of the cat as revealed by various staining methods. **Jpn. J. Vet. Sci.** v. 44, p. 427-431, 1982.

KOSTIUKEVICH, S. V. Endocrine cells in the mucosal epithelium of the porcine large intestine. **Morfologiia**, v.123, n.1, p.59-64, 2003.

LAITIO, M.; NEVALAINEN, T. Ultrastructure of endocrine cells in metaplastic epithelium of human gall bladder. **J. Anat.** v. 120, n. 2, p. 219-225, 1975.

LANE, B. P.; EUROPA, D. L. Differential staining of ultrathin sections of epon-embedded tissues for light microscopy. **The Journal of Histochemistry and Cytochemistry**, v. 13, n. 7, p. 549-582, 1965.

LARRAZA O. Células Endócrinas del estómago humano normal. **Patología Revista Latinoamericana**, v. 27, n. 2, p. 99, 1989.

LE DOUARIN, N. M.; TEILLET, M. A. The migration of neural crest cells to the wall of the digestive tract in avian embryo. **Development**, v. 30, n. 1, p. 31-48. 1973.

MONTUENGA, L. M.; BARRENECHEA, M. A.; SESMA, P.; LOPEZ, J.; VAZQUEZ, J. J. Ultrastructure and immunocytochemistry of endocrine cells in the midgut of the desert locust, *Schistocerca gregaria* (Forsk.). **Cell and Tissue Res.** v. 258, p. 577-583, 1989.

MONTUENGA, L. M.; GUEMBE, L.; BURRELL, M. A.; BODEGAS, M. E.; CALVO, A.; SOLA, J. J.; VILLARO, A. C. The diffuse endocrine system: from embryogenesis to carcinogenesis. **Progress in Histochemistry and Cytochemistry**, v. 38, n. 2, p.153-272, 2003.

MUNGER, B. L.; CARAMIA, F.; LACY, P. E. The ultrastructural basis for the identification of cell types in the pancreatic islets, in rabbit, dog and opossum. **Zeitschrift für Zellforschung**, v. 67, p. 776 798, 1965.

NILSSON, O.; BILCHIK, A. L.; GOLDENRING, J. R.; BALLANTYNE, G. H.; ADRIAN, T. E.; MODLIN, I. M. Distribution and immunocytochemical colocalization of peptide YY and enteroglucagon in endocrine cells of the rabbit colon. **Endocrinologia**, v.129, p. 139-148, 1991.

OOMORI, Y., YAMASHITA, T., YAMADA, J.; MISU, M. Light microscopic study on endocrine cells in the gastrointestinal tract of sheep. **Res. Bull. Obihuro Univ**, n. 11, p. 541-553, 1980.

PAULA, T. A. R.; RODRIGUES, M. V. **Manejo reprodutivo em grupos de capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*)**. In: MEIRA, A. M.; COOPER, M., FERRAZ, K. M. P. M. B. (Org.). Febre maculosa: Dinâmica da doença, hospedeiros e vetores. 1st ed. Piracicaba: Serviços de Produções Gráficas (ESALQ/USP); p. 105-114, 2013.

POLAK, J. M., BIHOP, A. E., BARBOSA, A. J., BLOOM, S. R., Hormônios gastrointestinais. In: **Gastroenterologia clínica**. 3.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1993. p.1793-1813.

POLAK, J. M.; BISHOP, A. E.; BARBOSA, A. J. A.; BLOOM, S. R. **Hormônios gastrointestinais**. In: DANI, R.; CASTRO, L. P. (Ed). Gastroenterologia clínica. Rio de Janeiro: Guanabara-Koogan, 1993. p. 1446-1465.

POLAK, J. M.; PEARSE, A. G. E.; HEATH, C. M. Complete identification of endocrine cells in the gastrointestinal tract using semithin-thin sections to identify motilin cells in human and animal intestine. **Gut**, 16, 225-229, 1975.

PORCHER, C.; JULÉ, Y.; HENRY, M. A qualitative and quantitative study on the enkephalinergic innervation of the pig gastrointestinal tract. **Journal of Histochemistry & Cytochemistry**, v. 48, n. 3, p. 333-343, 2000.

REYNOLDS, E. S. The use of lead citrate at high pH as an electron-opaque stain in electron microscopy. **Journal Cell of Biology**, n. 17, p. 208-212, 1963.

RINDI, G.; LEITER, A. B.; KOPIN, A. S.; BORDI, C.; SOLCIA, E. The "normal" endocrine cell of the gut: changing concepts and new evidences. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v. 1014, n. 1, p. 1-12, 2004.

RODRIGUES, S. S. **Aspectos anátomo-histológicos e neuro-endócrinos do intestino delgado da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766 (Mammalia, Rodentia, Hydrochaeridae)**. Viçosa, MG: UFV. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária). Universidade Federal de Viçosa. 2005, 95p.

SALA, M. A.; KOMESU, M. C.; LOPES, R. A.; MAIA, G. C. Kariometric study of basal cell carcinoma. **Brazilian Dental Journal**, v. 5, n.1, p.11-14, 1994.

SANTANA, M. D. A. **Caracterização histológica e histomorfométrica do intestino grosso dos morcegos machos *Desmodus rotundus* (hematófago) e *Sturnira lilium* (frugívoro) e identificação e quantificação de células enteroendócrinas da túnica mucosa do quiróptero hematófago**. Viçosa, MG: UFV Dissertação, (Tese de Doutorado em Biologia Geral) Universidade Federal de Viçosa, 2015. 66p.

SANTOS, C. M. **Estudo imuno-histoquímico das células endócrinas do tubo gastrointestinal de morcegos (Mammalia, Chiroptera)**. Rio de Janeiro, RJ. Dissertação, (Tese Mestrado) Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Instituto de Biologia. 2007. 48p.

SANTOS, D. C. M.; CUPERTINO, M. C.; FIALHO, M. D. C. Q.; BARBOSA, A. J. A.; FONSECA, C. C.; SARTORI, S. S. R.; MATTA, S. L. P. Quantification of endocrine cells and ultrastructural study of insulin granules in the large intestine of opossum *Didelphis aurita* (Wied-Neuwied, 1826). **Tissue and Cell**, v. 46, n. 1, p. 70-77, 2014.

SANTOS, D. C. M.; CUPERTINO, M. C.; NOVAES, R. D.; COSTA SOARES, Í. A.; FONSECA, C. C.; MATTA, S. L. P.; SARTORI, S. S. R. Morphologic characterization and distribution of endocrine cells in the large intestine of the opossum *Didelphis aurita* (Wied-Neuwied, 1826). **Tissue and Cell**, v. 45, n. 5, p. 338-349, 2013.

SANTOS, G. D. C.; ZUCOLOTO, S. Células endócrinas gastrointestinais: breve histórico e principais métodos de identificação à microscopia óptica. **Arq. gastroenterol**, v. 33, n.1, p. 36-44. 1996.

SOLCIA E.; USELLINI, L.; BUFFA, R.; RINDI, G.; VILLANI, L.; AGUZZI, A.; SILINI, E. **Endocrine cells producing regulatory peptides**. In Polak JM (Ed) *Regulatory peptides*. Birkhauser Verlag, Basel, 1989, p 220 – 246.

SUNDLER, F.; ALUMETS, J.; HGTKANSON, R.; CARRAWAY, R.; LEEMAN, S. E. Ultrastructure of the gut neurotensin cell. **Histochemistry**, v. 53, p. 25-34 1977.

TONER, P. G. Fine structure of argyrophil and argentaffin cells in the gastrointestinal tract of the fowl. **Zeitschrift für Zellforschung**, n. 63, p. 830-839, 1964.

TOOZE, S. A. Biogenesis of secretory granules in the *trans*-Golgi network of neuroendocrine and endocrine cells. **Biochimica et Biophysica Acta**, v. 1404, n. 1–2, p. 231–244, 1998.

VARNDELL, I. M.; LLOYD, R. V.; WILSON, W. S.; POLAK, J. M. Ultrastructural localization of chromogranin: potential marker for the electron microscopical recognition of endocrine cell secretory granules. **Histochemical Journal**, v.17, p. 981-992, 1985.

VELÁSQUEZ, J. C. C. **Estudos histológico e histoquímico dos órgãos do tubo digestivo, fígado e pâncreas de capivaras adultas *Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766 (Mammalia, Rodentia, Hydrochaeridae)**. Viçosa, MG: UFV, Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinária), Universidade Federal de Viçosa, 132p. 2001.

WATSON, M. L. Staining of tissue sections for electron microscopy with heavy metals. **Journal of Biophysics and Biochemistry Cytology**, n. 4, v. 4, p. 475-478, 1958.

YAMADA, J.; RICHARDSON, K. C.; WOOLLER, R. D. An immunohistochemical study of gastrointestinal endocrine cells in a nectarivorous marsupial, the honey possum (*Tarsipes rostratus*). **Journal of Anatomy**, v. 162, p. 157, 1989.

YAMAN, M.; BAYRAKDAR, A.; TARAKÇI, B. G. Existence of serotonin and neuropeptides-immunoreactive endocrine cells in the small and large intestines of the mole-rats (*Spalax leucodon*). **Tissue and Cell**, v. 44, n. 4, p. 257-263. 2012.

CONCLUSÕES GERAIS

O intestino grosso de *Hydrochoerus hydrochaeris* e *Hydrochoerus isthmius*, está constituído pelo ceco, cólon e reto:

Histologicamente:

- A parede intestinal é composta por quatro camadas histológicas bem definidas: mucosa, submucosa, muscular e serosa,
- A camada mucosa revestida por células simples cilíndricas e células caliciformes PAS-positivas está presente ao longo de todo intestino o grosso,
- A camada submucosa nos três segmentos é constituída por tecido conjuntivo frouxo, com plexos nervosos,
- As camadas musculares são de músculo liso, apresentam plexos nervosos, cuja superfície externa é revestida pela serosa,
- A espessura da parede apresentou variação significativa entre os segmentos das espécies.

Histoquimicamente:

- As células endócrinas argirófilas e argentafins estão distribuídas difusamente ao longo da mucosa do intestino grosso, estando localizadas predominantemente na região da base das glândulas intestinais,
- Nas duas espécies, as células argirófilas são mais predominantes em relação às argentafins,
- As células endócrinas em ambas as espécies exibiram uma morfologia variável, classificadas como do “tipo aberto” e do “tipo fechado”, sendo estas ultimas as que apresentaram maior número e distribuição em todos os segmentos do intestino grosso.

Ultraestruturalmente:

- Se constatou por meio da microscopia eletrônica de transmissão (MET), a presença dos grânulos de secreção nas células endócrinas argirófilas e argentafins do intestino grosso,
- A morfologia dos grânulos é muito variada (pleomórficas) nas células argirófilas em relação às argentafins, como também a eletrodensidade e distribuição no citoplasma em cada uma das células estudadas,
- Os grânulos de secreção em ambas as células, foram classificados em maduros e imaturos, tendo um maior predomínio dos maduros em ambos os tipos celulares.