

SIRLENE SOUZA RODRIGUES

**ASPECTOS ANÁTOMO-HISTOLÓGICOS E NEURO-ENDÓCRINOS DO
INTESTINO DELGADO DA CAPIVARA *Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus,
1766 (MAMMALIA, RODENTIA, HYDROCHAERIDAE)**

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

**VIÇOSA
MINAS GERAIS – BRASIL
2005**

**Ficha catalográfica preparada pela Seção de Catalogação e
Classificação da Biblioteca Central da UFV**

T

R694a
2005

Rodrigues, Sirlene Souza, 1981-

Aspectos anátomo-histológicos e neuro-endócrinos do intestino delgado da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766 (Mammalia, Rodentia, Hydrochaeridae). / Sirlene Souza Rodrigues – Viçosa: UFV, 2005.
viii, 95f : il. ; 29cm.

Inclui apêndice.

Orientador: Cláudio César Fonseca.
Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Viçosa.

Inclui bibliografias.

1. Capivara – Intestino – Morfologia. 2. Capivara – Intestino – Anatomia. 3. Capivara – Intestino – Células endócrinas. 4. Capivara – Intestino – Gânglios. 5. Histologia do intestino delgado. I. Universidade Federal de Viçosa.
II. Título.

CDD 22.ed. 636.932340891018

SIRLENE SOUZA RODRIGUES

**ASPECTOS ANÁTOMO-HISTOLÓGICOS E NEURO-ENDÓCRINOS DO
INTESTINO DELGADO DA CAPIVARA *Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus,
1766 (MAMMALIA, RODENTIA, HYDROCHAERIDAE)**

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

APROVADA: 07 de julho de 2005

Prof. Tarcísio Antônio Rêgo de Paula
(Conselheiro)

Prof. Clóvis Andrade Neves
(Conselheiro)

Prof. Marlene Isabel Vargas Vilória

Prof. Izabel R. dos S. Costa Maldonado

Prof. Cláudio César Fonseca
(Orientador)

Dedico este trabalho à minha
família e aos meus amigos, pelo
apoio e paciência nas horas
difíceis.

AGRADECIMENTOS

À Universidade Federal de Viçosa - UFV, em especial ao Departamento de Veterinária e Conselho de Pós-graduação, pela oportunidade.

Ao meu orientador Prof. Cláudio César Fonseca, por sua paciência, atenção e dedicação ao orientar este trabalho.

Aos meus conselheiros Prof. Tarcísio A. R. de Paula e Prof. Clóvis A. Neves, pelo auxílio na orientação.

Ao Laboratório de Histopatologia do Departamento de Veterinária da UFV, na pessoa da Prof. Marlene Isabel V. Vilória e dos funcionários Cláudio Veridiano Cardoso e Adão Carlos Cardoso, pelo acesso aos equipamentos e à infraestrutura do laboratório.

Ao Laboratório de Biologia Estrutural do Departamento de Biologia Geral da UFV, pelo fornecimento de material histológico e por conceder o laboratório para a realização de algumas das técnicas empregadas.

Ao Laboratório de Biologia e Controle de Hematozoários e Vetores do Bioagro - UFV, na pessoa do Prof. Joaquin Hernan Patarroyo Salcedo, pelo uso do fotomicroscópio e pela disposição do laboratório para os testes da técnica de Imunohistoquímica.

Ao Laboratório de Patologia Digestiva e Neuroendócrina do Departamento de Anatomia Patológica e Medicina Legal da Faculdade de Medicina da UFMG, na pessoa do Prof. Alfredo J. A. Barbosa, pela infraestrutura e material concedidos para a realização da técnica de Imunohistoquímica.

Aos professores e funcionários do Departamento de Veterinária, pelo apoio profissional e pela amizade.

Aos meus colegas e amigos, pelo carinho e pela boa vontade em ajudar.

Aos meus pais, Arlete S. Leocádio e José R. Leocádio, pelo apoio sentimental e financeiro.

Aos meus irmãos Luciano S. Rodrigues e Rosilene S. Rodrigues, pelo incentivo e pela paciência nos momentos difíceis.

BIOGRAFIA

SIRLENE SOUZA RODRIGUES, filha de José Rodrigues Leocádio e Arlete Souza Leocádio, irmã de Luciano Souza Rodrigues e Rosilene Souza Rodrigues, nasceu em 02 de janeiro de 1981, em Ipatinga, MG. Fez o curso fundamental no Colégio Altina Olívia Gonçalves e o curso médio no Colégio São Francisco Xavier, em Ipatinga. Em agosto de 2003 graduou-se em Biologia pela Universidade Federal de Viçosa, MG., e logo após iniciou o curso de Mestrado em Medicina Veterinária na área de Morfologia, nessa mesma instituição.

ÍNDICE

RESUMO.....	vii
ABSTRACT.....	viii
1.0 - INTRODUÇÃO GERAL.....	1
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	5
2.0 - Aspectos biométricos corporais e do intestino delgado da capivara <i>Hydrochoerus hydrochaeris</i> Linnaeus, 1766 (Mammalia, Rodentia, Hydrochaeridae)	
RESUMO.....	9
ABSTRACT.....	10
2.1 - INTRODUÇÃO.....	11
2.2 - MATERIAL E MÉTODOS.....	13
2.3 - RESULTADOS.....	15
2.4 - DISCUSSÃO.....	18
2.5 - CONCLUSÕES.....	21
2.6 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	22
3.0 -Aspectos histológicos do intestino delgado da capivara <i>Hydrochoerus hydrochaeris</i> Linnaeus, 1766 (Mammalia, Rodentia, Hydrochaeridae)	
RESUMO.....	24
ABSTRACT.....	25
3.1 - INTRODUÇÃO.....	26
3.2 - MATERIAL E MÉTODOS.....	28
3.3 - RESULTADOS.....	30
3.4 - DISCUSSÃO.....	45
3.5 – CONCLUSÕES.....	55
3.6 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	56
4.0 -Aspectos neuro-endócrinos do intestino delgado da capivara <i>Hydrochoerus hydrochaeris</i> Linnaeus, 1766 (Mammalia, Rodentia, Hydrochaeridae)	
RESUMO.....	59
ABSTRACT.....	60
4.1 - INTRODUÇÃO.....	61
4.2 - MATERIAL E MÉTODOS.....	66
4.3 - RESULTADOS.....	69
4.4 - DISCUSSÃO.....	78
4.5 – CONCLUSÕES.....	85

4.6 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	86
5.0 - CONCLUSÕES GERAIS.....	91
6.0 - PERSPECTIVAS.....	92
7.0 - APÊNDICE.....	93

RESUMO

RODRIGUES, Sirlene Souza, M.S., Universidade Federal de Viçosa, julho de 2005.
Aspectos anátomo-histológicos e neuro-endócrinos do intestino delgado da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766 (Mammalia, Rodentia, Hydrochaeridae). Orientador: Cláudio César Fonseca. Conselheiros: Tarcízio Antônio Rêgo de Paula e Clóvis Andrade Neves.

Foram analisados aspectos referentes à anatomia, histologia e morfometria do intestino delgado de capivaras adultas, obtendo-se dados sobre o comprimento e a capacidade volumétrica deste órgão e de seus segmentos, assim como características histológicas da sua parede, com ênfase no estudo das células enteroendócrinas e dos gânglios nervosos submucosos e mioentéricos. Para a análise histológica e morfométrica do intestino delgado foram empregadas técnicas de coloração Hematoxilina-Eosina, Alcian Blue - Ácido Periódico de Schiff, Grimelius, Masson Fontana modificada e Peroxidase anti-peroxidase com soro monoclonal anti-serotonina. Dentre os resultados anatômicos foi verificado que o intestino delgado da capivara é cerca de cinco vezes maior que o comprimento corporal e que a sua capacidade volumétrica representa 6,7% do peso corporal; dentre os resultados histológicos foram observados: pregas em espiral, espessas e ramificadas, ao longo de todo o revestimento interno do intestino delgado; vilos com formas e tamanhos variados na mucosa do intestino delgado; borda estriada espessa; presença de glândulas de Brünner na submucosa e na região basal da mucosa, restritas à porção cranial do duodeno, ricas em glicoconjugados ácidos e neutros; menor frequência de células caliciformes no duodeno, aumentando caudalmente; células de Paneth na base das criptas; células endócrinas argirófilas, argentafins e imunorreativas à serotonina em todos os segmentos do intestino delgado, abundantes na região das criptas e mais freqüentes no duodeno; gânglios nervosos submucosos e mioentéricos desenvolvidos, sendo maiores e mais freqüentes os mioentéricos.

ABSTRACT

RODRIGUES, Sirlene Souza, M.S., Universidade Federal de Viçosa, July, 2005.
Anatomo-histological and neuroendocrine aspects of small intestine of the capybaras *Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766 (Mammalia, Rodentia, Hydrochaeridae). Advisor: Cláudio César Fonseca. Committer members: Tarcízio Antônio Rêgo de Paula and Clóvis Andrade Neves.

Anatomical, histological and morphometric aspects of the small intestine of adult capybaras were analyzed, being obtained data on the length and the volumetric capacity of this organ and of its segments, as well as histological characteristics of its wall, with emphasis in the study of the enteroendocrine cells and of the submucosal and myenteric nervous ganglions. For the histological and morphometric analysis of the small intestine were used the coloration techniques: Hematoxylin-Eosin, Blue Alcian - Periodic Acid Schiff; Grimelius, modified Masson Fontana and Peroxidase anti-peroxidase with anti-serotonin monoclonal sore. Among the anatomical results was verified that the small intestine of the capybara is about five times longer than the corporal length and that its volumetric capacity represents 6,7% of the corporal weight; among the histological results were observed: pleats in spiral, thick and ramified, along the whole internal coating of the small intestine; villus with forms and sizes varied; thick brush-border; presence of Brünner's glands in the submucosal layer and in the basal area of the mucosal layer, restricted to the cranial portion of the duodenum and rich in acid and neutral glicoconjugates; smaller frequency of goblet cells in the duodenum, increasing caudally; Paneth's cells in the base of the crypts; argyrophil, argentaffin and serotonin immunoreactive endocrine cells in all the segments of the small intestine, abundant in the area of the crypts and more frequent in the duodenum; submucous and myenteric nervous ganglia developed, being larger and more frequent the myenteric ganglions.

1 – INTRODUÇÃO GERAL

A capivara em estudo, *Hydrochoerus hydrochaeris*, pertencente à família Hydrochaeridae, é um dos principais representantes da ordem Rodentia, sendo encontrada predominantemente no Brasil (MONES e OJASTI, 1986), onde está presente, em maior densidade, no Pantanal do Mato Grosso (WALKER, 1975; ALHO, 1986; FUERBRINGER et al., 1987). Outra espécie desse mesmo gênero, *Hydrochoerus isthmius*, é encontrada predominantemente no Panamá, na Colômbia e Venezuela (GONZÁLEZ-JIMÉNEZ, 1995).

A palavra “Hydrochaeris” é de origem grega e significa “porco d’água” (FUERBRINGER et al., 1987), enquanto a palavra capivara (“kapi-wara”) é de origem tupi-guarani e significa “comedor de matos” (WALKER et al., 1975). Sua dependência da água é importante para a realização de algumas funções vitais como a cópula, quase sempre efetuada neste ambiente, que também auxilia na regulação da sua temperatura corporal, além de servir de abrigo imediato contra prováveis predadores e de fonte alimentar, uma vez que a capivara pode se alimentar de plantas aquáticas ou semi-aquáticas (SILVA, 1986; HERRERA, 1999).

A capivara apresenta comprimento de 1,00 a 1,20m, 0,50 a 0,60m de altura, e peso médio de 50kg nos adultos, podendo chegar a 100kg em casos excepcionais. Em razão de suas dimensões recebeu o *status* de maior roedor do mundo (JORGENSEN, 1986; MONES e OJASTI, 1986; NOGUEIRA FILHO, 1996). Conforme ALHO (1989), não existem diferenças sexuais aparentes na capivara, pois os órgãos reprodutivos externos, em ambos os sexos, encontram-se encerrados em uma prega cutânea, assim como o ânus, exibindo externamente apenas um orifício. Deste modo, a identificação do sexo dos indivíduos ocorre principalmente por meio de dimorfismos sexuais secundários, como a presença de um intumescimento glandular na parte dorsal do focinho dos machos adultos, a glândula supranasal (ALHO, 1989). De acordo com esse autor, esta estrutura é constituída por um aglomerado de glândulas sebáceas que, quando comprimidas, expõem uma substância gordurosa de odor característico, cuja função principal é a demarcação territorial e, conforme DEUTSCH e PUGLIA (1988), durante o período de cio, funciona também como atrativo para a fêmea. De acordo com MOREIRA (1997), o peso corporal está correlacionado com o volume da glândula supranasal e da glândula para-anal, sugerindo que a dominância em capivaras está mais associada com as glândulas odoríferas que com a própria produção de esperma.

Com relação a seu comportamento, as capivaras são animais sociais e vivem em grupos familiares de dois a trinta indivíduos, de acordo com 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 et al., 1987 e ROMAN, 1999). Esses roedores possuem hábitos diurnos, mas, com a presença do homem, podem adquirir hábitos noturnos (ALHO et al., 1987; ROMAN, 1999). O ritmo diário de suas atividades resume-se basicamente ao forrageio nas primeiras horas da manhã e ao anoitecer, e repouso e atividades aquáticas nas horas mais quentes do dia (MOREIRA, 1995).

Sendo um animal essencialmente herbívoro, chega a ingerir de 5 a 10% do seu peso vivo de vegetação/dia, alimentando-se também de vegetais semi-aquáticos que crescem às margens dos rios, lagos e regiões pantanosas (DEUTSCH e PUGLIA, 1988). Além do pasto e dos vegetais aquáticos e semi-aquáticos, esse animal também consome pequena quantidade de gravatá, joá e ataléa, talvez como elementos para suprir as exigências nutricionais ou pela menor disponibilidade de pasto (MOREIRA, 1995).

A capivara é um roedor herbívoro monogástrico que realiza fermentação cecal e, de acordo com ALHO (1989), apresenta alta eficiência no aproveitamento dos alimentos, com digestibilidade similar ou superior a de coelhos e ovinos, tanto com volumoso quanto com concentrados. Conforme DEUTSCH e PUGLIA (1988), a capivara chega a digerir mais da metade da matéria orgânica ingerida, inclusive o material fibroso.

ANDRADE et al. (1996) afirmaram que para manter o equilíbrio protéico a capivara é extremamente seletiva na escolha dos vegetais que consome e utiliza-se do mecanismo de cecotrofia. De acordo com EDEN (1940), a cecotrofia é observada em herbívoros como consequência da adaptação do processo digestivo de animais de pequeno porte submetidos a condições alimentares particularmente difíceis. Trata-se de um fenômeno digestivo mais complexo do que a simples ingestão de fezes, pois os animais que realizam tal processo produzem dois tipos de fezes – as duras e as moles – ingerindo apenas as últimas. De acordo com GROSS e SPILLMAN (2002), a cecotrofia é específica de lagomorfos, pequenos roedores e alguns outros pequenos mamíferos, sendo caracterizada pela prática de ingerir as fezes durante determinado horário do dia, em que não estão se alimentando. As fezes moles, conforme estes mesmos autores, são diferentes das fezes duras devido ao tratamento que recebem no cólon ascendente. Estas, por terem uma composição química muito semelhante à do

conteúdo do ceco, têm sido denominadas cecotrofos e o fenômeno, cecotrofia ou cecotrofagia (EDEN, 1940; GROSS e SPILLMAN, 2002).

Em um estudo com seis capivaras fêmeas adultas, criadas em cativeiro, foi observada a prática de cecotrofia 243 vezes em um período de 96h (MENDES et al., 2000). As fezes moles, ou cecotrofos fecais, possuem maior taxa de proteína e menos material fibroso, tendo também grande quantidade de água (BORGES et al., 1996; GROSS e SPILLMAN, 2002). Assim, este fenômeno explica como seria possível à capivara utilizar a proteína microbiana e vitaminas provenientes do ceco após a fermentação (GONZÁLEZ-JIMÉNEZ, 1995).

De acordo com FUERBRINGER et al. (1987), a capivara é um animal rústico, resistente a doenças e se adapta bem ao meio rural, o que torna sua criação uma excelente alternativa agropecuária. ANDRADE et al. (1996) certificaram que a capivara é a espécie de animal silvestre nativa que atualmente apresenta o maior potencial zootécnico para a produção de carne e couro. Sua carne é apreciada e relativamente bem consumida (KOWALSKI, 1981), sendo considerada importante fonte de proteína para a alimentação humana em lugares remotos do Brasil (SILVA, 1986; FUERBRINGER, et al 1987).

Conforme ESCOBAR et al. (1973), a capivara é relativamente dócil se comparada com outros animais silvestres e por isso poderia ser criada consorciada com outros animais, favorecendo ao produtor que tem pastagens já estabelecidas. Além disso, a capivara apresenta elevada eficiência reprodutiva, superior a de qualquer outro herbívoro de igual ou maior porte (SILVA NETO, 1989). Assim, uma fêmea é capaz de conceber três vezes a cada dois anos, em média quatro filhotes por parto, perfazendo um total de seis filhotes/ano, os quais atingem peso ideal para o abate (30 – 45 kg) ao final de seu primeiro ano de vida (ALHO, 1986).

De acordo com ALHO (1989), a criação de capivaras pode resultar em melhor aproveitamento de pequenas propriedades (regime intensivo) ou de grandes áreas rurais até então utilizadas somente para o gado (regime semi-intensivo). Já em condições de criação extensiva, pode-se observar densidade de até 2 animais por hectare, enquanto em áreas de criação semi-extensivas, essa densidade pode chegar a 5 capivaras por hectare, o que dá, respectivamente, uma biomassa média de 60 e 150 kg/hectare. Considerando que o gado de corte do Pantanal Mato-grossense fornece, em média, 8 kg carne/ano/hectare, o rendimento da capivara é potencialmente superior (ALHO, 1989). Segundo SILVA (1986), além da importância econômica, a criação de capivaras contribui para a preservação da espécie.

Entretanto, são escassos os trabalhos que retratam a biologia desta espécie, a exemplo do trabalho de COSTA et al. (2002), sobre aspectos reprodutivos, e dos trabalhos de GONZÁLEZ-JIMENEZ (1977), MORAES et al. (2002), VELASQUEZ et al. (2003), OSHIO et al. (2004), BRESSAN et al. (2004), PEIXOTO et al. (2004) e RODRIGUES et al. (2004), sobre aspectos digestivos da capivara. Quanto à biologia da digestão é particularmente importante a realização de estudos envolvendo o sistema nervoso entérico e as células enteroendócrinas, uma vez que o controle dos eventos secretores e motores envolvidos na digestão e absorção dos nutrientes dependem da ação dos sistemas nervoso e endócrino (SWENSON e REECE, 1996).

De maneira geral, os plexos nervosos submucoso e mioentérico, que em conjunto compõem o sistema nervoso entérico, são constituídos por gânglios nervosos interconectados por uma rede de fibras nervosas (GUYTON e HALL, 1996). Os gânglios submucosos estão relacionados com o controle do transporte trans-epitelial de íons, do fluxo de sangue na mucosa e de funções secretomotoras, enquanto os gânglios mioentéricos estão envolvidos com controle da motilidade intestinal (GUYTON e HALL, 1996; HUDSON et al., 2000).

As células enteroendócrinas, por sua vez, são encontradas no epitélio de revestimento do tubo digestivo e parecem ser os receptores primários para o controle da fisiologia digestiva em função do tipo de alimento ingerido (SJÖLUND et al., 1983; POLAK, 1993; RAYBOULD, 1998; FURNESS et al., 1999). Dentre as células enteroendócrinas destacam-se as células enterocromafins, produtoras de serotonina, que constituem a população predominante do sistema de células endócrinas do aparelho digestório (SJÖLUND et al., 1983). A serotonina é conhecida por atuar estimulando a contração da musculatura lisa do trato gastrointestinal e por provocar a secreção exócrina. De acordo com POLAK et al. (1993), as células enteroendócrinas podem ser classificadas em argentafins (capazes de reduzir diretamente soluções de prata) e argirófilas (capazes de absorver sais de prata, que então podem ser reduzidos por adição de uma substância química com capacidade redutora).

Tendo em vista a necessidade de manutenção das capivaras, seja visando a preservação da espécie ou, quando criadas em cativeiro, a comercialização de seus produtos, faz-se necessário ampliar os conhecimentos referentes à sua biologia, particularmente aqueles referentes à morfologia do aparelho digestório, importantes para se entender aspectos relacionados com a sua alimentação e com a sua capacidade de controle neuroendócrino do processo digestivo. Assim, este trabalho teve por objetivos analisar características anátomo-histológicas do intestino delgado da capivara

(*Hydrochoerus hydrochaeris*), enfatizando a presença de células endócrinas e plexos nervosos nos diferentes segmentos (duodeno, jejuno e íleo) deste órgão.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALHO, C.J. Capivaras uma vida em família. **Ciência Hoje**. 4 (23): 64-68, 1986.
- ALHO, C.J. Comportamento no habitat natural como fator limitante de criação e manejo de capivaras. In: ADES, C. **Etologia de Animais e de Homens**. Ed. EDICON, 1989, p.75-85.
- ALHO, C.J.; CAMPOS, Z.; GONÇALVES, H. Ecologia de Capivara (*Hydrochaeris hydrochaeris*, Rodentia) do Pantanal: I - Habitats, Densidades e Tamanho de Grupo. **Revista Brasileira de Biologia**.47(1 e 2): 87-97, 1987.
- 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: REUNIÃO ANUAL DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ZOOTECNIA, 35, 1996, Fortaleza. **Anais...** Fortaleza: SBZ, 1996. p.248-251.
- BANKS, W.J. **Histologia veterinária aplicada**. São Paulo: Manole, 1992. 629p.
- BORGES, P.A.; DOMÍNGUEZ-BELLO, M.G.; HERRERA, E.A. Digestive physiology of wild capibara. **J. Comp. Physiol. B**. 166: 55-60. 1996.
- BRESSAN, M.S.; FONSECA, C.C.; MENIN, E.; PAULA, T.A.R. Identificação e quantificação de gânglios nervosos, células argentafins, argirófilas e imunorreativas à serotonina no ceco da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris* (Mammalia, Rodentia). **Revista Ceres**. 51 (298): 729-39, 2004.
- CECCARELLI, P.; PEDINI, V.; GARGIULO, M. The endocrine cells in the gastroenteric tract of adult fallow deer (*Dama dama* L.). **Anatomy, Histology and Embryology**. 24: 171-174, 1995b.
- CECCARELLI, P.; PEDINI, V.; GARGIULO, M.. Serotonin-containing cells in the horse gastrointestinal tract. **Anatomy, Histology and Embryology**. 24: 97-99, 1995a.
- COSTA, D.S.; PAULA, T.A.R.; FONSECA, C.C.; NEVES, M.T.D. Reprodução de Capivaras. **Arquivo de Ciências Veterinárias e Zoológicas da UNIPAR**. 5(1): 111-118, 2002.
- DEUTSCH, L.A.; PUGLIA, L.R. **Capivara. Os Animais Silvestres – Proteção, Doenças e Manejo**. 1.ed., Rio de Janeiro: Publicações Globo Rural, 1988. p.27-41.

- DYCE, K.M., SACK, W.O., WENSING, C.J. **Tratado de Anatomía Veterinaria**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2.ed., 1997. 663p.
- EDEN, A. Coprophagy in the rabbit: origin of night faeces. **Nature**. 145: 628-629, 1940.
- ESCOBAR, A.; GONZÁLEZ, J.E. Estudio de la competencia alimenticia de los herbívoros mayores del llano inundable con referencia al chiguire. 1. salida de agua. **Agron. Tropical Maracay**. 26(3): 215-27, 1973.
- FUERBRINGER, J; BOTERO DE LA ESPRIELLA, R; GAONA, J.T. **Manual Practico: el chigüiro su cría e explotación racional**. 90.ed., Licencia del Ministerio de Colombia 000764/ 1966, 1987. 75p.
- FURNESS, J.B.; KUNZE, W.A.A.; CLERC, N. Nutrient tasting and signaling mechanisms in the gut II. The intestine as a sensory organ: neural, endocrine, and immune responses. **Am. J. Physiol. Gastrointest. Liver Physiol**. 277 (40): G922-928. 1999.
- GONZÁLEZ-JIMÉNEZ, E. Digestive physiology and feeding of capibaras. In: Rechcige, M. (Ed.). **Handbook Series in Nutrition and Food**. CRC Press, Cleveland, USA, 1977, pp.167-177.
- GONZÁLEZ-JIMÉNEZ, E. **El Capibara (*Hydrocheoerus hydrochaeris*): Estado Actual de su Producción**. Roma : FAO, 1995. 110p.
- GROSS, J.C.M.S.; SPILLMAN, D.M. Fiber digestion in mammals. **Pakistan Journal of Biological Sciences**. 6(17): 1564-1573, 2003.
- GUYTON, A.C.; HALL, J.E. **Tratado de fisiología médica**. 9.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1996. 1014p.
- HERRERA, E.A. Comportamiento, conservación y manejo de fauna silvestre: el caso del capibara en Venezuela. **Etología**. 7: 41-46, 1999.
- HUDSON, N. P.H.; PEARSON, G.T.; MAYHEW, I.G. Tissue Culture of the Enteric Nervous System from Equine Ileum. **Veterinary Research Communications**. 24: 299-307, 2000.
- JORGENSON, J.P. Notes on the ecology and behavior of capybaras in northeastern Colombia. **Vida Silvestre Neotropical**. 1(1): 31-40, 1986.
- KOWALSKI, K. **Mamíferos** (Manual de Teratología). 1.ed. Madrid: Ed. H. Blume Ediciones, 1981, 532p.
- MONES, A.; OJASTI, J. **Hydrochoerus hydrochaeris- Mammalian Species**. n.264, p.1-7, 1986.

- MORAES, P.T.B.; PACHECO, M.R.; De SOUZA, W.M.; Da SILVA, R.A.; NETO, P.B.S.; BARRETO, C.S.F.; RIBEIRO, A.A.C.M. Morphological Aspects of the Capybara Stomach (*Hydrochaeris hydrochaeris*): Gross and Microscopic Structure. **Anatomy, Histology and Embryology**. 31: 362–366, 2002.
- MOREIRA, J.R.; MACDONALD, D.W.; CLARKE, J.R. Correlates of testis mass in capybaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*): dominance assurance or sperm production. **Journal of Zoology of London**. 241: 457-463, 1997.
- MOREIRA, J.R. **Reproduction, demography and management of capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) on Marajó Island – Brazil**. Oxford, Trinity Term., 1995. 169p. Tese (PhD) - University of Oxford, UK, 1995.
- NOGUEIRA FILHO, S.L.G. **Manual de Criação de Capivara**. Viçosa: CPT, 1996. 50p.
- OSHIO, L.T.; BRESSAN, M.S.; FONSECA, C.C.; PAULA, T.A.R.; NEVES, M.T.D.; Aspectos biométricos corporais e dos intestinos da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris*, com ênfase no desenvolvimento do ceco. **Biotemas**. 17 (2): 177-190, 2004.
- PEIXOTO, J.V.; FONSECA, C.C.; PAULA, T.A.R.; NEVES, M.T.D.; 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: SIMPÓSIO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 14., 2004, Viçosa. **Anais...** Viçosa: UFV, 2004. CD-Rom não paginado.
- POLAK, J.M.; BIHOP, A.E.; BARBOSA, A.J.; BLOOM, S.R. Hormônios gastrointestinais. In: **Gastroenterologia Clínica**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. 3.ed. 1993. p.1446-1465.
- RAYBOULD, H.E. Does your gut taste? Sensory transduction in the gastrointestinal tract. **News Physiology Science**. 13: 275-280, 1998.
- RODRIGUES, S.S.; PEIXOTO, J.V.; FONSECA, C.C. Quantificação de células endócrinas argentafins no intestino delgado da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris* (Mammalia, Rodentia, Hydrochaeridae). In: MOSTRA CIENTÍFICA DA PÓS-GRADUAÇÃO, 4, 2004, Viçosa. **Anais...** Viçosa: UFV, 2004. CD-Rom não paginado.
- ROMAN, M.T. Guía para el manejo y cría de la capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*). **Centro Tecnológico de Recursos Amazónicos de la OPIP** (Centro Fátima), 1999. 40p.
- SILVA NETO, P.B. **Alimentação e manejo de Capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*, L. 1766) em Cativeiro**. Piracicaba, S.P: ESALQ, 1989. 99p. Dissertação (Mestrado) - Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, 1989.

- SILVA, L.F.W. **Criação de capivaras em cativeiro**. São Paulo: Nobel, 1986. 69p.
- SJÖLUND, K.; SANDÉN, G.; HAKANSON, R.; SUNDLER, F. Endocrine cells in human intestine: an imunocytochemical study. **Gastroenterology**. 85: 1120, 1983.
- SNIPES, R.L. Anatomy of the Cecum of the Vole, *Microtus agrestis*. **Anatomy and Embriology**. 157: 181-203, 1979.
- SWENSON, M.J.; REECE, W.O. **Fisiologia dos animais domésticos**. 11^a ed., Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1996. 856p.
- VELÁSQUEZ, J.C.C.; FONSECA, C.C.; MENIN, E.; PAULA, T.A.R. Estudo histológico do intestino delgado de capivaras adultas (*Hydrochoerus hydrochaeris*). **Arquivo de Ciências Veterinária e Zoológica. UNIPAR**. 6(1): 21-25, 2003.
- WALKER, E.P. **Mammals of The World**. 3.ed. The Johns Hopkins University Press, Baltimor and London, p.1021-1022, 1975.

**2 – ASPECTOS BIOMÉTRICOS CORPORAIS E DO INTESTINO DELGADO
DA CAPIVARA *Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766
(MAMMALIA, RODENTIA, HYDROCHAERIDAE)**

RESUMO

Foram analisados aspectos biométricos corporais e do intestino delgado da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris*, espécie silvestre que tem despertado interesse econômico na produção de carne e couro. Dados como idade, peso e comprimento corporal, perímetro e altura torácicos foram analisados levando-se em conta o sexo dos animais. Foram encontradas correlações significativas entre a idade e os comprimentos corporais CR e SR (“crown-rump” e “snout-rump”), e entre o peso corporal e os parâmetros comprimento corporal, perímetro torácico e altura torácica, de modo que a idade e o peso corporal poderiam ser estimados a partir de dados biométricos mais acessíveis, relativos à mensuração corporal. A maioria das correlações foi mais significativa nos animais machos, em especial, as correlações entre o peso corporal e os parâmetros comprimento CR, perímetro torácico e altura torácica, assim como a correlação entre comprimento CR e os parâmetros altura torácica e perímetro torácico, sugerindo a existência de um possível dimorfismo sexual. Em relação ao intestino delgado foram medidos o comprimento e a capacidade volumétrica totais e dos seus segmentos individuais. A capivara, sendo um animal de hábito alimentar herbívoro, possui intestino delgado relativamente longo, cerca de cinco vezes maior que o comprimento corporal, e com capacidade volumétrica relativamente alta, representando 6,7% do peso corporal. Dentre os segmentos do intestino delgado, o jejuno é o mais representativo em termos de comprimento e capacidade volumétrica, constituindo 85% do comprimento total e 89% da capacidade volumétrica total deste órgão.

Palavras-chave: capivara, intestino delgado, anatomia, biometria.

ABSTRACT

Corporal biometric aspects and of the small intestine of the capybara *Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766 (MAMMALIA, RODENTIA, HYDROCHAERIDAE). Corporal biometric aspects were analyzed, as well as biometric aspects of the small intestine of the capybara *Hydrochoerus hydrochaeris*, wild species that has been waking up economical interest in the meat and leather production. Data as age, corporal weight and length, thoracic perimeter and height were analyzed conform the sex of the animals. They were found significant correlations between the age and the CR and SR corporal lengths (crown-rump and snout-rump), and among the corporal weight and the parameters corporal length, thoracic perimeter and height, so that the age and the corporal weight could be dear starting from more accessible biometric parameters, relative to the size corporal measures. Most of the correlations was more significant in the male animals, especially the correlations between the corporal weight and the parameters: CR length, thoracic perimeter and height; as well as the correlation among CR length and the parameters thoracic height and perimeter, suggesting the existence of possible sexual dimorphism. In relation to the small intestine were measured the length and volumetric capacity total and of its individual segments. The capybara, being an animal of herbivore alimentary habit, possesses small intestine relatively long, about five times longer than the corporal length, and with volumetric capacity relatively high, representing 6,7% of the corporal weight. Among the segments of the small intestine, the jejunum is the most representative in relation to the length and volumetric capacity, constituting 85% of the total length and 89% of the total volumetric capacity of this organ.

Key-words: capybara, small intestine, anatomy, biometry.

2.1 – INTRODUÇÃO

A morfologia dos intestinos e sua relação com dietas alimentares foram enfatizadas por LEOPOLD (1953) e BRAMBELL (1965), em estudo utilizando galináceos norte americanos e camundongos, respectivamente. LEOPOLD (1953) propôs uma relação entre o comprimento intestinal e cecal e a qualidade da alimentação ingerida quando em predomínio de pasto ou de sementes. GROSS et al. (1985) estenderam tal análise para roedores silvestres e interpretaram as variações observadas na morfologia intestinal como consequência da qualidade alimentar e dos requerimentos de energia.

As dimensões dos intestinos também são de considerável interesse para investigadores em outros campos. Parasitologistas, por exemplo, frequentemente necessitam de uma acurada mensuração do comprimento intestinal para determinar a distribuição linear de helmintos ao longo do tubo digestivo (METTRICK e PODESTA, 1974; CROMPTON e NESHEIM, 1976). Estudos da nutrição animal e fisiologia intestinal também levam em consideração as mensurações intestinais como índices para alterações induzidas pela dieta na função e morfologia intestinal.

Segundo REECE (1996) determinadas partes do tubo digestivo do animal são mais desenvolvidas, caracterizando uma adaptação evolutiva em relação a sua dieta. Enquanto o cão, animal carnívoro, tem ceco insignificante; o cavalo, animal herbívoro, tem ceco volumoso. O porco, que é onívoro, não somente possui um intestino delgado relativamente longo para digestão e absorção dos alimentos que não necessitem de fermentação, como também, cólon ascendente desenvolvido, transformado em espiral, em que a fermentação da porção fibrosa da dieta é realizada.

O ceco da capivara, de modo semelhante ao do cavalo e de outros herbívoros monogástricos (lagomorfos e outros roedores), é volumoso (GONZÁLEZ-JIMÉNEZ, 1995; OSHIO et al., 2004), o que facilita a digestão de material vegetal pela fermentação microbiana. Assim, a digestão da celulose e a posterior absorção dos produtos da sua digestão ocorrem no ceco e no cólon destes animais (BANKS, 1992). Fenômenos comportamentais, como a cecotrofia em lagomorfos e roedores, também proporcionam maior aproveitamento dos nutrientes, particularmente da proteína microbiana e vitaminas provenientes do ceco após a fermentação (GONZÁLEZ-JIMÉNEZ, 1995; GROSS e SPILLMAN, 2002).

De acordo com BANKS (1992), o intestino delgado dos mamíferos corresponde ao órgão do tubo digestivo situado entre o piloro e o ceco, sendo dividido em três

segmentos de acordo com o trânsito intestinal: um cranial, o duodeno; um médio, o jejuno; e um caudal, o íleo. O duodeno, curto e firmemente fixo pelo mesoduodeno, se inicia após o piloro e termina na flexura duodeno-jejunal. O jejuno é o maior dos três segmentos, possui organização em alças dispostas sobre si e se estende da flexura duodeno-jejunal até a borda livre da prega ileocecal, a partir da qual se inicia o íleo, que finaliza cranialmente ao ceco. Conforme DYCE et al. (1997), o jejuno e o íleo são sustentados pelo grande mesentério e a distinção entre eles é arbitrária, porém, é de consenso geral limitar o íleo a uma curta porção final, com parede relativamente mais muscular e, por isso, mais consistente. Além disso, o íleo é mantido paralelo ao ceco por meio da prega ileocecal.

De acordo com SNIPES (1979), o grupo dos herbívoros apresenta, em sua maioria, formas homogêneas com respeito aos intestinos e, em particular, à estrutura cecal. Entretanto, variações morfológicas dos intestinos, principalmente do ceco e intestino grosso, têm sido relatadas dentre os herbívoros, especialmente entre ruminantes e monogástricos. Por exemplo, as espécies eqüinas apresentam ceco e cólon volumosos e saculados, enquanto em ovinos nem o ceco nem o cólon são saculados ou particularmente volumosos (SWENSON e REECE, 1996).

Vários estudos com biometria intestinal mostraram diferenças significativas entre espécies de herbívoros (Colin, 1871, apud SWENSON e REECE, 1996; PARRA e GONZÁLEZ-JIMÉNEZ, 1975; GONZÁLEZ-JIMÉNEZ, 1995; OSHIO et al., 2004). Além disso, em uma mesma espécie pode haver variações de um animal para outro e, ainda, variações no mesmo animal de acordo com a sua atividade digestiva (NICKEL et al., 1973).

O estudo biométrico corporal e do tubo digestivo, por meio de índices obtidos a partir das relações comprimento intestinal /comprimento corporal e volume intestinal /peso corporal, possibilita a comparação, em termos de tamanho, capacidade volumétrica e retenção do alimento nos diferentes segmentos do tubo digestivo, entre as diferentes espécies de animais. Além disso, as informações sobre aspectos morfológicos e biométricos intestinais fornecem subsídios para pesquisas com enfoque fisiológico e nutricional, visando uma melhoria na dieta alimentar dos animais.

Assim, o presente trabalho teve por objetivos analisar aspectos biométricos corporais e do intestino delgado da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris*, visando obter índices que permitam definir padrões específicos e comparar a capivara com outras espécies de herbívoros em relação a tais aspectos biométricos.

2.2 – MATERIAL E MÉTODOS

O material biológico consistiu em 11 capivaras adultas (seis machos e cinco fêmeas), que foram eutanasiadas na Fazenda Cachoeirinha da Universidade Federal de Viçosa, no município de Viçosa – MG, sob autorização do IBAMA (Número da Licença: 060/04-NUFAS/MG). Os animais foram pesados em balanças Bufallo (precisão de 1000g) e Arja (precisão de 25g), de acordo com o seu tamanho, para aferição do desenvolvimento corporal.

Os globos oculares de cada animal foram isolados para a retirada das lentes, que foram pesadas em balança digital Marte (precisão de 0,001g) após serem desidratadas em estufa, a 40° C, durante três dias. A partir do peso médio das lentes secas foi estimada a idade de cada animal, conforme MOREIRA (1995). A média dos valores obtidos foi aplicada na seguinte fórmula: $L = 53.9528 \cdot x^{0.45158}$, sendo “L” o peso obtido das lentes (mg) e “x” a idade (meses).

Também foram obtidas medidas corporais, como o comprimento SR (“snout-rump”, medido da ponta do focinho à base da cauda) e o comprimento CR (“crown-rump”, medido da crista nugal à base da cauda, ao longo da face lateral do corpo), além do comprimento CR modificado (CR*, medido da crista nugal à base da cauda, acompanhando a curvatura da coluna vertebral), do perímetro torácico e da altura torácica. Para detectar possíveis interações do sexo com os parâmetros biométricos analisados, os animais foram analisados em dois grupos, machos e fêmeas.

A cavidade abdominal dos animais foi exposta, por meio de uma incisão longitudinal mediana no abdome, e os segmentos do intestino delgado (duodeno, jejuno e íleo) foram identificados “in situ”, de acordo com os critérios de DYCE et al. (1997), sendo os seus limites demarcados com auxílio de ligaduras. Em seguida, o intestino delgado foi isolado das pregas peritoniais e distendido sobre uma calha de PVC contendo uma lâmina de água, de maneira a minimizar o atrito e facilitar a distensão (BRAMBELL, 1965). A mensuração do comprimento de cada segmento intestinal foi realizada por meio de trena.

Antes de se proceder a volumetria, os segmentos do intestino delgado foram separados e perfundidos com água corrente para retirada da digesta, de possíveis vermes e bolhas de ar. Após a perfusão, a extremidade caudal de cada segmento foi cerrada por meio de pinças hemostáticas, permanecendo a extremidade cranial aberta para injeção de água, a qual foi realizada até o ponto de estiramento da parede intestinal em que a

água começasse a transbordar. O volume da água injetada foi medido em provetas de 1000 e 100ml, conforme a capacidade volumétrica exigida.

Os valores obtidos foram organizados em planilha eletrônica (EXCEL 97) e analisados estatisticamente por meio do programa Statistica, versão 5.0. Os parâmetros corporais foram analisados de acordo com o sexo dos animais (grupos Machos e Fêmeas) e indiferentemente ao sexo (Total). Os valores referentes aos parâmetros corporais (peso, comprimentos CR, CR* e SR, perímetro torácico, altura torácica e idade, tomada a partir do peso médio das lentes secas) e aos parâmetros intestinais (comprimento e volume dos segmentos do intestino delgado) foram submetidos à análise de correlação, ao nível de significância de 5%, para verificar a existência de possíveis correlações entre eles. Além disso, os valores relativos aos parâmetros intestinais e corporais analisados foram submetidos ao teste Tukey, nível de significância de 5%, para saber se há diferenças entre os segmentos intestinais e entre os sexos, respectivamente. Também foram obtidos índices intestinais com base na relação do comprimento do intestino delgado com o comprimento corporal (CR e SR) e volume do intestino delgado com o peso corporal, além de índices relacionando os segmentos intestinais, com base em seus comprimentos e volumes.

2.3 – RESULTADOS

Os valores médios dos parâmetros corporais analisados, peso corporal (kg), idade (meses), perímetro torácico (cm), altura torácica (cm) e comprimentos corporais CR, CR* e SR (cm), podem ser observados na Tabela 1. Analisando-se estatisticamente os dois grupos, não se verificou diferença significativa entre machos e fêmeas no que se refere aos parâmetros analisados (Tabela 1).

Tabela 1 - Parâmetros biométricos corporais (média \pm desvio padrão) da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris*.

Grupos	PC (kg)	Idade (meses)	PT (cm)	AT (cm)	CCR (cm)	CCR* (cm)	CSR (cm)
Machos	41,4 \pm 4,9 ^A	37,3 \pm 21,1 ^A	77,1 \pm 3,7 ^A	28,1 \pm 1,9 ^A	94,5 \pm 5,3 ^A	94,4 \pm 4,5 ^A	116,2 \pm 6,9 ^A
Fêmeas	39,7 \pm 6,6 ^A	45,9 \pm 17,9 ^A	78,7 \pm 3,1 ^A	30,0 \pm 1,0 ^A	94,8 \pm 10,0 ^A	94,3 \pm 12,6 ^A	120,0 \pm 13,5 ^A
Total	40,6 \pm 5,7	41,6 \pm 19,5	77,9 \pm 3,4	29,0 \pm 1,5	94,7 \pm 7,6	94,3 \pm 8,6	118,1 \pm 10,2

PC - peso corporal; PT - perímetro torácico; AT - altura torácica; CCR - comprimento “crown-rump”; CCR* - comprimento “crown-rump” modificado; CSR - comprimento “snout-rump”. Médias seguidas de letras iguais, dentro da mesma coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey ao nível de 5% de significância.

Para os valores totais, indiferentes ao sexo dos animais, foi observada correlação positiva entre: idade e comprimento CR ($r = 0,79$; idade = $-122,2 + 1,74 \times \text{CCR}$), idade e comprimento SR ($r = 0,88$; idade = $-140,9 + 1,55 \times \text{CSR}$), idade e comprimento CR* ($r = 0,85$; idade = $-126,2 + 1,78 \times \text{CCR}^*$), idade e peso corporal ($r = 0,68$; idade = $-22,91 + 1,60 \times \text{PC}$), peso corporal e comprimento CR ($r = 0,87$; PC = $-37,34 + 0,82 \times \text{CCR}$), peso corporal e comprimento CR* ($r = 0,76$; PC = $-24,36 + 0,68 \times \text{CCR}^*$), peso corporal e comprimento SR ($r = 0,73$; PC = $-25,14 + 0,55 \times \text{CSR}$), peso corporal e perímetro torácico ($r = 0,89$; PC = $-43,86 + 1,09 \times \text{PT}$), peso corporal e altura torácica ($r = 0,75$; PC = $-24,11 + 2,22 \times \text{AT}$), comprimento CR e comprimento SR ($r = 0,88$; CCR = $10,84 + 0,71 \times \text{CSR}$), comprimento CR e altura torácica ($r = 0,71$; CCR = $29,83 + 2,23 \times \text{AT}$), comprimento CR e perímetro torácico ($r = 0,67$; CCR = $26,52 + 0,87 \times \text{PT}$) e comprimento CR* e comprimento SR ($r = 0,96$; CCR* = $-0,61 + 0,81 \times \text{CSR}$).

Embora não houvesse diferença significativa entre os grupos Machos e Fêmeas com referência aos parâmetros biométricos estudados, a maioria das correlações verificadas foi mais acentuada quando da análise separada dentro de cada grupo.

Deste modo, dentro do grupo Machos foram verificadas as mesmas correlações descritas anteriormente para os valores totais, porém a maioria delas apresentou maior coeficiente de correlação (r): idade e comprimento CR ($r = 0,75$; idade = $-155,2 + 2,05 \times \text{CCR}$), idade e comprimento SR ($r = 0,88$; idade = $-211,2 + 2,15 \times \text{CSR}$), idade e comprimento CR* ($r = 0,88$; idade = $-212,4 + 2,67 \times \text{CCR}^*$), idade e peso corporal ($r = 0,76$; idade = $-48,25 + 2,11 \times \text{PC}$), peso corporal e comprimento CR ($r = 0,98$; PC = $-49,05 + 0,96 \times \text{CCR}$), peso corporal e comprimento CR* ($r = 0,93$; PC = $-54,83 + 1,02 \times \text{CCR}^*$), peso corporal e comprimento SR ($r = 0,75$; PC = $-36,27 + 0,66 \times \text{CSR}$), peso corporal e perímetro torácico ($r = 0,99$; PC = $-59,70 + 1,31 \times \text{PT}$), peso corporal e altura torácica ($r = 0,94$; PC = $-32,28 + 2,62 \times \text{AT}$); comprimento CR e comprimento SR ($r = 0,72$; CCR = $18,46 + 0,65 \times \text{CSR}$), comprimento CR e altura torácica ($r = 0,93$; CCR = $20,26 + 2,64 \times \text{AT}$), comprimento CR e perímetro torácico ($r = 0,95$; CCR = $-4,24 + 1,28 \times \text{PT}$) e comprimento CR* e comprimento SR ($r = 0,93$; CCR* = $6,77 + 0,75 \times \text{CSR}$), além das correlações entre comprimento CR* e perímetro torácico ($r = 0,88$; CCR* = $12,0 + 1,07 \times \text{PT}$) e altura torácica e perímetro torácico ($r = 0,97$; AT = $-7,5 + 0,46 \times \text{PT}$).

E para o grupo das fêmeas essas correlações também foram observadas, algumas com coeficientes de correlação (r) mais baixos que daquelas observadas dentro do grupo dos machos: idade e comprimento CR ($r = 0,93$; idade = $-98,9 + 1,53 \times \text{CCR}$), idade e comprimento SR ($r = 0,98$; idade = $-101,6 + 1,23 \times \text{CSR}$), idade e comprimento CR* ($r = 0,98$; idade = $-89,09 + 1,43 \times \text{CCR}^*$), idade e peso corporal ($r = 0,77$; idade = $-10,67 + 1,45 \times \text{PC}$), peso corporal e comprimento CR ($r = 0,82$; PC = $-30,59 + 0,73 \times \text{CCR}$), peso corporal e comprimento CR* ($r = 0,69$; PC = $-13,07 + 0,54 \times \text{CCR}^*$), peso corporal e comprimento SR ($r = 0,79$; PC = $-25,75 + 0,53 \times \text{CSR}$), peso corporal e perímetro torácico ($r = 0,50$; PC = $-44,5 + 1,07 \times \text{PT}$), peso corporal e altura torácica ($r = 0,77$; PC = $-37,07 + 2,55 \times \text{AT}$), comprimento CR e comprimento SR ($r = 0,98$; CCR = $4,47 + 0,75 \times \text{CSR}$), comprimento CR e altura torácica ($r = 0,59$; CCR = $28,26 + 2,22 \times \text{AT}$), comprimento CR e perímetro torácico ($r = 0,50$; CCR = $43,92 + 0,64 \times \text{PT}$) e comprimento CR* e comprimento SR ($r = 0,99$; CCR* = $-7,39 + 0,85 \times \text{CSR}$), além da correlação entre altura torácica e perímetro torácico ($r = 0,86$; AT = $6,92 + 0,29 \times \text{PT}$).

Quanto aos parâmetros biométricos do intestino delgado, as médias das mensurações feitas podem ser observadas na Tabela 2.

Tabela 2 - Mensuração e volumetria do intestino delgado da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris*.

CD (cm)	CJ (cm)	CI (cm)	CTID (cm)	VD (ml)	VJ (ml)	VI (ml)	VTID (ml)
25,1±7,4 ^B	458,3±118,9 ^A	54,5±21,5 ^B	534,9±123,5	87,4±38,0 ^B	2046±840,7 ^A	168,0±94,9 ^B	2302±863,8

CD - comprimento do duodeno; CJ - comprimento do jejuno; CI - comprimento do íleo; CTID - comprimento total do intestino delgado; VD - volume do duodeno; VJ - volume do jejuno; VI - volume do íleo; VTID - volume total do intestino delgado. As médias referentes ao mesmo parâmetro, seguidas de letras iguais, não diferem entre si pelo teste Tukey ao nível de 5% de significância.

A maioria das correlações obtidas entre os parâmetros corporais e intestinais foi baixa, com coeficiente de correlação (r) menor que 0,5, isto é, menos de 50% dos valores relativos aos parâmetros intestinais (comprimento e capacidade volumétrica), sejam para o duodeno, jejuno ou íleo, acompanharam os parâmetros corporais relativos ao peso, idade, comprimentos CCR, CCR* e CSR, altura torácica e perímetro torácico nos animais estudados.

As correlações obtidas entre os parâmetros intestinais também foram baixas, em sua maioria, destacando-se somente a correlação entre o comprimento do jejuno e o comprimento total do intestino delgado ($r = 0,98$) e o volume jejunal e o volume total do intestino delgado ($r = 0,99$).

O comprimento do intestino delgado em relação aos comprimentos corporais SR e CR foi maior 4,7 e 5,8 vezes, respectivamente. E a relação volume do intestino delgado por peso corporal foi de 0,067, ou seja, o volume do intestino delgado representou 6,7% do peso corporal dos animais. A análise de variância demonstrou não haver diferença entre duodeno e íleo em termos de comprimento e capacidade volumétrica, enquanto o jejuno apresentou-se significativamente maior, dentre os três segmentos, no que diz respeito a esses parâmetros intestinais. A proporção do duodeno, jejuno e íleo diante do comprimento total foi de 5%, 85% e 10%. Enquanto que, diante do volume total, o duodeno representou 4%, o jejuno, 89% e o íleo, 7%.

2.4 - DISCUSSÃO

Assim como MOREIRA (1995) pode estimar a idade da capivara a partir do peso médio das lentes secas do animal, outros parâmetros biométricos podem ser utilizados para se identificar a idade ou outro dado menos acessível. Dessa forma, a idade da capivara poderia ser estimada a partir dos comprimentos corporais CR, CR* e SR, assim como o seu peso corporal poderia ser inferido a partir dos parâmetros comprimento corporal (CR, CR* e SR), perímetro torácico e altura torácica, uma vez que apresentaram boa correlação com os mesmos, principalmente quando levado em consideração o sexo do animal, visto que a maioria dessas correlações foi mais acentuada dentro dos grupos Machos e Fêmeas.

Correlações diversas foram obtidas por OSHIO et al. (2004) ao analisarem características biométricas de capivaras adultas e pré-púberes. Eles verificaram que, entre os animais adultos, o peso, o perímetro torácico e a idade estavam correlacionados entre si e com os demais parâmetros analisados, altura torácica, comprimentos CR e SR, comprimento do intestino grosso, comprimento do intestino delgado e com o volume cecal; e o comprimento CR estava correlacionado com todos os parâmetros, exceto com o comprimento do intestino grosso. No presente trabalho as correlações mais significativas foram entre idade e comprimento SR, idade e comprimento CR*, peso corporal e comprimento CR, peso corporal e perímetro torácico, comprimento SR e comprimento CR, e entre os comprimentos SR e CR*, sendo maiores quando analisadas conforme o sexo dos animais.

De acordo com HERRERA (1986), existe um dimorfismo sexual sutil em capivaras adultas no que se refere à relação peso corporal e comprimento dos membros pélvicos. FERRAZ et al. (2005), por sua vez, verificaram uma variação significativa na relação alométrica entre peso corporal e comprimento corporal SR de capivaras adultas, sugerindo que machos e fêmeas diferem entre si quanto à forma do corpo. No presente estudo, os diferentes coeficientes de correlação para as análises biométricas feitas nos grupos de machos e fêmeas podem significar um dimorfismo sexual. Essas diferenças foram mais acentuadas nas correlações peso corporal e comprimento CR*, peso corporal e comprimento CR, peso corporal e perímetro torácico, peso corporal e altura torácica, altura torácica e comprimento CR, perímetro torácico e comprimento CR, mais significativas nos machos que nas fêmeas.

A respeito dos aspectos morfométricos do intestino, Colin (1871), citado por SWENSON e REECE (1996), relatou que o intestino delgado do equino, do bovino, de

ovino e caprino, e do coelho representa, respectivamente, cerca de 75%, 81%, 80% e 61% do comprimento total dos intestinos. Este mesmo autor constatou que, em relação ao comprimento do corpo do animal, o intestino delgado foi 12 vezes maior no equino, 20 vezes no bovino, 27 vezes em ovinos e caprinos, e 10 vezes no coelho.

No presente estudo foi verificado que o comprimento do intestino delgado da capivara, em relação ao comprimento corporal SR e CR foi, respectivamente, 5 e 6 vezes maior. Esse resultado é mais próximo do valor encontrado para o coelho no trabalho de COLIN (1871). Além da proximidade quanto à relação comprimento intestinal por comprimento corporal, outras características são compartilhadas pelo coelho e pela capivara, ambos são herbívoros de estômago simples, realizam fermentação cecal e apresentam comportamento de cecotrofia. O tamanho do intestino delgado da capivara não é tão grande se comparado com o intestino delgado de herbívoros ruminantes como bovinos, ovinos e caprinos (COLIN, 1871), o que pode ser compensado com a ingestão das fezes moles (cecotrofagia) pela capivara, sendo reaproveitados nutrientes oriundos da fermentação cecal e proteínas microbianas.

GONZÁLEZ-JIMÉNEZ (1975) verificaram uma extensão de $5,97 \pm 0,91\text{m}$ para o intestino delgado, $0,95 \pm 0,29\text{m}$ para o ceco e $3,17 \pm 0,85\text{m}$ para o intestino grosso de capivaras adultas. OSHIO et al. (2004), por sua vez, verificaram que a extensão do intestino delgado, ceco e intestino grosso na capivara foi de $6,76 \pm 1,41\text{m}$; $0,69 \pm 0,15\text{m}$ e $2,93 \pm 0,72\text{m}$, respectivamente. Isto é, de acordo com os trabalhos de GONZÁLEZ-JIMÉNEZ (1995) e OSHIO et al. (2004), o intestino delgado da capivara representa cerca de 60% do comprimento intestinal. Valor próximo aos encontrados por GONZÁLEZ-JIMÉNEZ (1975) e por OSHIO et al. (2004) foi encontrado neste trabalho para o comprimento do intestino delgado da capivara, $5,35 \pm 1,23\text{m}$.

Em caprinos foi obtido o valor de $16,43 \pm 2,66\text{m}$ para o comprimento do intestino delgado, que foi 18,5 vezes maior que o comprimento corporal CR (Comunicação pessoal), valor bem maior que o encontrado para a capivara no presente estudo, o que pode estar relacionado com o fato do primeiro ser ruminante enquanto a capivara é fermentadora cecal. De acordo com SWENSON e REECE (1996), ovinos e caprinos são os animais domésticos que possuem o maior comprimento intestinal relativo ao comprimento do corpo.

Conforme NICKEL et al. (1973), o intestino delgado do bovino, de ovinos e caprinos e do equino apresenta comprimento de 27-49m, 18-45m e 19-30m, respectivamente. O duodeno dos respectivos animais possui comprimento de 0,9-1,2m, 0,6-1,2m e 1,0-1,5m, o que representa cerca de 2,8%, 5,7% e 5,1% do intestino delgado,

respectivamente. A proporção do comprimento duodenal em relação ao comprimento do intestino delgado da capivara foi de 5%, valor similar ao observado em eqüino.

Ainda para bovino, ovino e caprino, e eqüino, o jejuno e o íleo somados apresentam comprimento de 26-48m, 17,5-34m e 17,7-28,8m, respectivamente, sendo que o maior percentual é representado pelo jejuno (NICKEL et al., 1973). O jejuno de eqüino, por exemplo, corresponde a cerca de 90% do comprimento total do intestino delgado. No presente trabalho foi encontrado um valor próximo para o jejuno da capivara, o qual representou 85% do comprimento total do intestino delgado e 89% da capacidade volumétrica total deste órgão.

Segundo Colin (1871), citado por SWENSON e REECE (1996), a capacidade volumétrica percentual do intestino delgado do cavalo, do boi e de ovino e caprino, em relação à capacidade volumétrica total do trato gastrointestinal, foi de 30,2%, 18,5% e 20,4%, respectivamente. De acordo com PARRA e GONZÁLEZ-JIMÉNEZ (1975), a capacidade relativa do intestino delgado da capivara, vaca e ovelha foi de 3%, 20% e 20%, respectivamente, em relação a capacidade total do trato gastrointestinal. Estudos de GONZÁLEZ-JIMÉNEZ (1995) mostraram que o conteúdo intestinal de capivara correspondeu a 1% do seu peso corporal, um valor maior que o encontrado para bovinos, 0,9% do seu peso corporal. Na pesquisa atual, a capacidade volumétrica do intestino delgado representou 6,7% do peso corporal da capivara.

2.5 - CONCLUSÕES

O presente trabalho permite concluir que:

- ⇒ o intestino delgado da capivara apresenta comprimento e capacidade volumétrica expressivos, típicos de herbívoros, sendo o jejuno o segmento mais representativo em termos de comprimento e capacidade volumétrica, seguido do íleo e do duodeno.
- ⇒ pode haver dimorfismos sexuais sutis no que se refere aos parâmetros corporais, como a relação peso corporal/ comprimento corporal.
- ⇒ o desenvolvimento do intestino delgado em termos de comprimento e capacidade volumétrica não acompanha o desenvolvimento corporal em termos de comprimento e peso.

2.6 – REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- BANKS, W.J. **Histologia veterinária aplicada**. São Paulo: Manole, 1992. 629p.
- BRAMBELL, M.R. The distribution of a primary infestations of *Nippostrangylus brasiliensis* in the small intestine of laboratory rats. **Parasitology**. 55: 313-24, 1965.
- CROMPTON, D.W.; NESHEIM, M.C. Host parasite relationships in the alimentary tract of domestic birds. **Adv. Parasitol.** 14: 95-194, 1976.
- DYCE, K.M., SACK, W.O., WENSING, C.J. **Tratado de Anatomia Veterinária**. 2.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1997. 663p.
- FERRAZ, K.M.P.M.B.; BONACH, K.; VERDADE, L.M. Relationship between body mass and body length in capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*). **Biota Neotropica** 5(1): 1-4, 2005.
- GONZÁLEZ-JIMÉNEZ, E. **El Capibara (*Hydrochoerus hydrochaeris*): Estado Actual de su Producción**. Roma: FAO, 1995. 110p.
- GROSS, J.C.M.S.; SPILLMAN, D.M. Fiber digestion in mammals. **Pakistan Journal of Biological Sciences**. 6(17): 1564-1573, 2003.
- GROSS, J.E.; WANG, Z.; WUNDER, B.A. Effects of food quality and energy needs: changes in gut morphology and capacity of *Microtus ochrogaster*. **J. Mammal.** 66: 661-667, 1985.
- HERRERA, E.A. Comportamiento, conservación y manejo de fauna silvestre: el caso del capibara en Venezuela. **Etología**. 7: 41-46, 1999.
- LEOPOLD, A.S. Intestinal morphology of gallinaceous birds in relation to food habits. **J. Wildl. Manage.** 17: 197-203, 1953.
- METTRICK, D.F.; PODESTA, R.B. Ecological and physiological aspects of helminth-host interactions in the mammalian gastrointestinal canal. **Adv. Parasitol.** 12: 183-278, 1974.
- MOREIRA, J.R. **Reproduction, demography and management of capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) on Marajó Island – Brazil**. Oxford, Trinity Term., 1995. 169p. Tese (PhD) - University of Oxford, UK, 1995.
- NICKEL, R.; SCHUMMER, A.; SEIFERLE, E. **The viscera of the domestic mammals**. Ed. Verlag Paul Parey, Hamburg, Berlim. 1973.
- OSHIO, L.T.; BRESSAN, M.S.; FONSECA, C.C.; PAULA, T.A.R.; NEVES, M.T.D.; Aspectos biométricos corporais e dos intestinos da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris*, com ênfase no desenvolvimento do ceco. **Biotemas**. 17 (2): 177-190, 2004.

PARRA, R.; GONZÁLEZ-JIMÉNEZ, E. The capybara, a meat-producing animal for the flooded areas of the tropics. **World Conference on Animal Production**, 3, Melbourne, 1975, p.81-86.

REECE, W.O. **Fisiologia de animais domésticos**. 1^a ed. São Paulo: Editora Roca LTDA, 1996. 351p.

SNIPES, R.L. Anatomy of the Cecum of the Vole, *Microtus agrestis*. **Anatomy and Embriology**. 157: 181-203, 1979.

SWENSON, M.J.; REECE, W.O. **Fisiologia dos animais domésticos**. 11^a ed., Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1996. 856p.

**3 - ASPECTOS HISTOLÓGICOS DO INTESTINO DELGADO DA
CAPIVARA *Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766
(MAMMALIA, RODENTIA, HYDROCHAERIDAE)**

RESUMO

O estudo histológico e morfométrico do intestino delgado de capivaras *Hydrochoerus hydrochaeris* adultas foi desenvolvido neste trabalho, enfatizando particularidades do duodeno, jejuno e íleo. Fragmentos das porções cranial, média e caudal de cada segmento do intestino delgado foram coletados, submetidos ao processamento histológico rotineiro e corados pelas técnicas de Hematoxilina-Eosina e Alcian Blue- Ácido Periódico de Schiff. O intestino delgado da capivara é semelhante ao da maioria dos mamíferos quanto à sua estrutura histológica, sendo constituído pelas camadas mucosa, submucosa, muscular e serosa. Não houve diferença significativa na espessura dessas camadas entre os segmentos intestinais. Pregas espessas e ramificadas foram encontradas ao longo do intestino delgado, sendo mais desenvolvidas no duodeno. Foram observados vilos digitiformes e com outras formas, inclusive ramificados, além de uma borda estriada espessa. Glândulas de Brünner foram vistas na porção cranial do duodeno, distribuídas na submucosa e na região basal da mucosa, assim como numerosas células caliciformes ao longo do intestino delgado, ambas apresentando glicoconjugados ácidos e neutros. Várias células de defesa foram encontradas no conjuntivo da lâmina própria e da submucosa, principalmente linfócitos, difusos ou formando nódulos linfóides, os quais às vezes se associam formando placas, particularmente na porção caudal do íleo. Também foram detectadas células de Paneth e células enteroendócrinas.

Palavras-chave: capivara, intestino delgado, histologia, morfometria.

ABSTRACT

Histological aspects of small intestine of the capybara *Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766 (MAMMALIA, RODENTIA, HYDROCHAERIDAE). The histological and morphometric study of the small intestine of adult capybaras *Hydrochoerus hydrochaeris* was developed in this work, emphasizing particularities of the duodenum, jejunum and ileum. Fragments of the cranial, medial and caudal portions of each segment of the small intestine were collected, submitted to the routine histological processing and stained by the techniques of Hematoxylin-Eosin and Blue Alcian-Periodic Acid Schiff. The small intestine of the capybara is similar to it of most of the mammals in relation to its histological structure, being constituted by the mucosal, submucosal, muscular and serosal layers. There was not significant difference in the thickness of those layers among the intestinal segments. Thick and ramified pleats were found along the small intestine, being more developed in the duodenum. Digitiform villus and with other forms, besides ramified villus, and a thick brush border were observed. Brünner's glands were seen in the cranial portion of the duodenum, distributed in the submucosal layer and in the basal area of the mucosal layer, as well as numerous goblet cells along the small intestine, both presenting acid and neutral glycoconjugates. Several defense cells were found in the connective tissue of the mucosal and submucosal layers, mainly lymphocytes, diffuse or forming lymphoid nodules, which sometimes associate forming plates, particularly in the caudal portion of the ileum. Paneth's cells and enteroendocrine cells were also detected.

Key-words: capybara, small intestine, histology, morphometry.

3.1 – INTRODUÇÃO

O intestino delgado corresponde ao órgão do tubo digestivo situado entre o piloro e o ceco, sendo dividido em três segmentos, um cranial, o duodeno, um médio, o jejuno, e um caudal, o íleo. Esse órgão é responsável pelas etapas finais da digestão dos alimentos e pela absorção dos nutrientes resultantes, apresentando adaptações que aumentam a sua superfície absorptiva e secretora. Tais adaptações são de nível macroscópico, referentes ao comprimento do intestino delgado e ao padrão de pregas da sua mucosa, e de nível microscópico, relativas à estrutura dos vilos e microvilos (BANKS, 1992; GEORGE et al., 1998; JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004). A presença dos vilos, por exemplo, aumenta oito vezes a superfície intestinal, e a dos microvilos, mais de 20 vezes, perfazendo uma ampliação total de 160 vezes (JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004).

Embora existam características diferenciadoras entre o duodeno, o jejuno e o íleo, estes segmentos apresentam muitas características comuns como, por exemplo, a constituição da sua parede por quatro camadas, que são, a partir do lúmen, mucosa, submucosa, muscular e serosa (NICKEL et al., 1973; DELLMANN e BROWN, 1982; BANKS, 1992; GEORGE et al., 1998; JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004). Por outro lado, dentre as características que diferenciam esses segmentos intestinais pode ser citada a predominância das glândulas duodenais, ou de Brünner, no duodeno e dos nódulos linfóides associados, ou placas de Peyer, no íleo (NICKEL et al., 1973; DELLMANN e BROWN, 1982; BANKS, 1992), além de características morfométricas como, por exemplo, o número de células caliciformes, que aumenta do duodeno ao íleo (BANKS, 1992; GEORGE et al., 1998). As diferenças morfológicas provavelmente estão associadas a diferenças fisiológicas entre as regiões do intestino delgado. Grande parte da digestão, por exemplo, se processa no duodeno e na porção cranial do jejuno, assim como a absorção dos lipídios, tendo em vista que o suco pancreático e a bile são liberados na porção inicial do duodeno (CUNNINGHAM, 1993; SWESON e REECE, 1996; JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004).

Dada a importância do intestino delgado para a digestão e absorção dos nutrientes, vários estudos têm sido feitos envolvendo este órgão, principalmente com animais de laboratório e domésticos (ROBISON et al., 1977; AINSWORTH et al., 1995; YU e CHIOU, 1997; BRENNAN et al., 1999; WIESE et al., 2003), mas poucos com animais silvestres (GONZÁLEZ-JIMÉNEZ, 1995; ALOGNINOVA et al., 1996; VELÁSQUEZ et al., 2003). O estudo histológico e morfométrico do intestino delgado

contribui para o entendimento dos processos da digestão e absorção dos nutrientes e, conseqüentemente, fornece subsídios para pesquisas aplicadas no campo da nutrição e patologia intestinal.

Dessa forma, os objetivos do presente trabalho foram descrever aspectos histológicos e morfométricos do intestino delgado da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris*, além de verificar possíveis diferenças entre o duodeno, o jejuno e o íleo quanto à constituição e morfometria de sua parede.

3.2 – MATERIAL E MÉTODOS

O material biológico consistiu em nove exemplares adultos de capivara *Hydrochoerus hydrochaeris*, sendo seis machos e três fêmeas, com peso médio de 38 ± 8 kg e comprimento médio de $1,15 \pm 0,11$ m (comprimento “snout-rump”, medido da extremidade do focinho à extremidade da cauda, ao longo do dorso do animal). Estes animais são procedentes da Fazenda Cachoeirinha da Universidade Federal de Viçosa, no município de Viçosa – MG, onde foram eutanasiados sob autorização do IBAMA (Número da Licença: 060/04-NUFAS/MG). A eutanásia foi realizada através de métodos de abatedouro, após a qual os animais foram pesados, medidos e sexados.

A cavidade abdominal dos animais foi exposta, por meio de uma incisão longitudinal mediana no abdome, e os segmentos do intestino delgado (duodeno, jejuno e íleo) foram identificados “in situ”, de acordo com critérios de DYCE et al. (1997), sendo os seus limites demarcados com auxílio de ligaduras. O duodeno foi considerado da extremidade cranial do intestino delgado até a flexura duodeno-jejunal; o jejuno, desta flexura até a porção cranial do íleo, na região da borda livre da prega íleocecal; o íleo, dessa região até a junção íleocecal.

Foi coletado um fragmento de 2cm^2 de cada porção, cranial, média e caudal, dos três segmentos do intestino delgado, duodeno, jejuno e íleo. Em seguida, cada fragmento foi dividido ao meio, sendo uma das metades fixada em solução aquosa de Bouin e a outra em solução aquosa de formol tamponado a 10%, ambos por 24 horas, à temperatura ambiente.

O processamento histológico dos fragmentos foi realizado no laboratório de Histopatologia Veterinária do Departamento de Veterinária e no laboratório de Biologia Estrutural do Departamento de Biologia Geral, Universidade Federal de Viçosa - UFV. Após a fixação, os fragmentos foram desidratados em série de concentrações crescentes de álcool etílico, diafanizados em xilol e incluídos em parafina histológica (ponto de fusão: $56-58^\circ\text{C}$), conforme processamento histológico de rotina (BANCROFT e STEVENS, 1996). Com o auxílio de micrótomo rotativo manual (modelo Spencer, American Optical), foram obtidos cortes de $5\mu\text{m}$ de espessura que, posteriormente, foram corados com Hematoxilina-Eosina (H-E) (BANCROFT e STEVENS, 1996), para descrição histológica panorâmica dos segmentos intestinais, e com a técnica conjugada de Alcian Blue pH2,5 (AB) e Ácido Periódico de Schiff (PAS) (McMANUS E MOWRY, 1960), para observação das células que possuem secreção rica em

glicoconjugados ácidos (AB positivas) e neutros (PAS positivas), além das glândulas de Brünner.

A descrição histológica e morfométrica dos segmentos do intestino delgado foi realizada com auxílio de microscópio (modelo Leitz Wetzlar), no laboratório de Histologia do Departamento de Veterinária da Universidade Federal de Viçosa - UFV. Por meio de ocular micrométrica (modelo Leitz Wetzlar), calibrada para os aumentos utilizados, foi medida a espessura da parede intestinal e das camadas mucosa, submucosa e muscular, além das subcamadas musculares, circular interna e longitudinal externa, em cada porção (cranial, média e caudal) dos segmentos intestinais (duodeno, jejuno e íleo). Na mucosa foram medidas ainda a altura dos vilos e a profundidade das criptas. Essas mensurações foram feitas em nove campos aleatórios do corte, obtendo-se um número médio para cada parâmetro analisado nas diferentes porções intestinais.

Os valores obtidos foram organizados em planilha eletrônica (EXCEL 97) e analisados estatisticamente por meio do programa Statistica, versão 5.0, sendo submetidos ao teste Tukey, ao nível de 5% de significância, para saber se há diferenças, quanto aos parâmetros estudados, entre duodeno, jejuno e íleo e, em cada segmento, se há diferenças entre as suas porções cranial, média e caudal.

As fotos que ilustram o trabalho foram obtidas com auxílio de uma máquina fotográfica (modelo Fujix HC-300Zi) acoplada a um microscópio (modelo Nikon Eclipse E600) e a um computador, no laboratório de Biologia e Controle de Hematozoários e Vetores, Bioagro, Universidade Federal de Viçosa – UFV.

3.3 – RESULTADOS

A parede do intestino delgado da capivara *H. hydrochaeris* é formado por quatro camadas bem definidas, mucosa, submucosa, muscular e serosa (Figuras 1A, B, C). Quanto à espessura da parede intestinal, não houve diferença significativa entre as porções cranial, média e caudal de cada segmento do intestino delgado, nem mesmo entre os segmentos, duodeno, jejuno e íleo (Tabela 1; Gráfico 1).

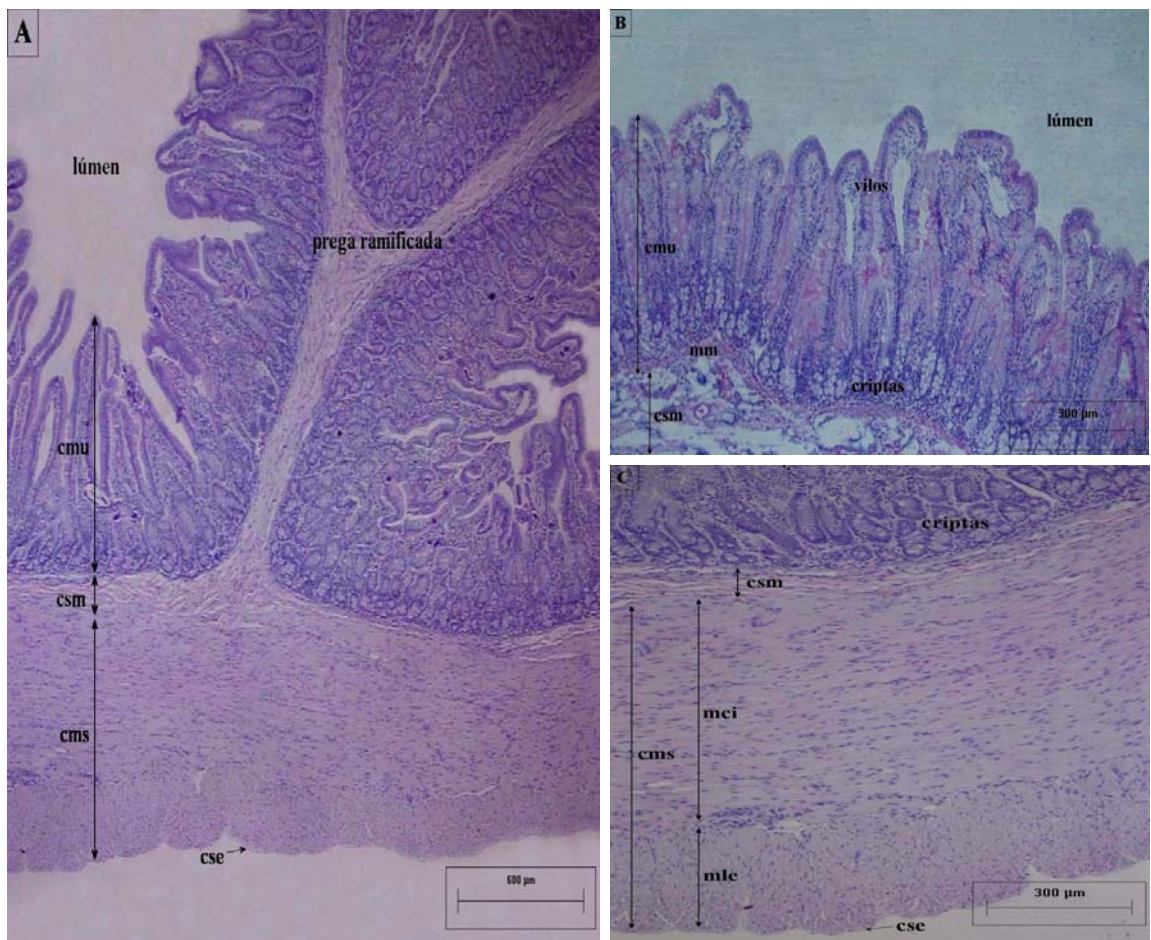
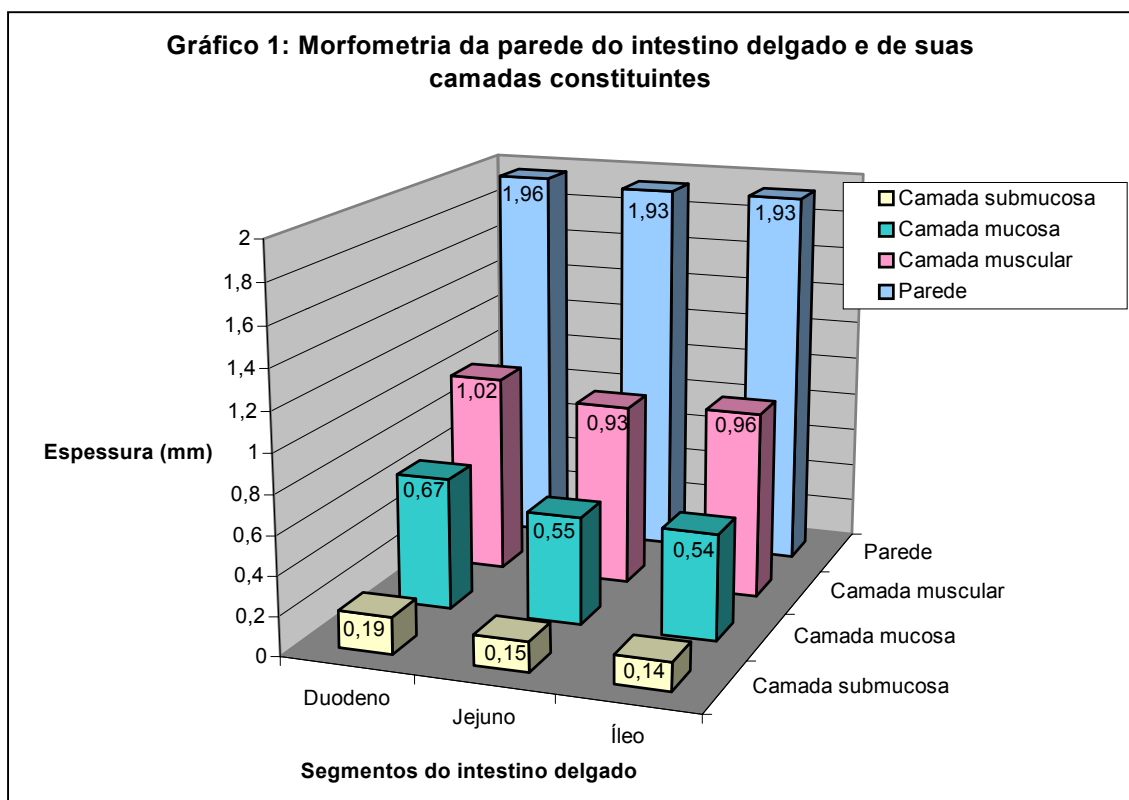


Figura 1: Secções histológicas da parede do intestino delgado da capivara *H. hydrochaeris*. H-E. A) Constituição da parede do intestino delgado. B) Camadas mucosa e submucosa da parede do intestino delgado, enfatizando a constituição da camada mucosa. C) Camadas submucosa e muscular, enfatizando a constituição da camada muscular. cms- camada muscular; cmu- camada mucosa; cse- camada serosa; csm- camada submucosa; mci- subcamada muscular circular interna; mle- subcamada muscular longitudinal externa; mm- muscular da mucosa.

Tabela 1: Espessura da parede (média \pm desvio padrão) nas porções e segmentos do intestino delgado da capivara *H. hydrochaeris*.

Porções	Espessura da parede (mm)	Segmentos	Espessura da parede (mm)
Duodeno cranial	2,08 \pm 0,24 ^A	Duodeno	1,96 \pm 0,22 ^A
Duodeno médio	1,98 \pm 0,23 ^A		
Duodeno caudal	1,82 \pm 0,17 ^A		
Jejuno cranial	1,90 \pm 0,19 ^A	Jejuno	1,93 \pm 0,20 ^A
Jejuno médio	1,89 \pm 0,19 ^A		
Jejuno caudal	2,00 \pm 0,21 ^A		
Íleo cranial	1,88 \pm 0,18 ^A	Íleo	1,93 \pm 0,18 ^A
Íleo médio	1,86 \pm 0,16 ^A		
Íleo caudal	2,06 \pm 0,22 ^A		

Médias seguidas por letras iguais, dentro da mesma coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey ao nível de 5% de significância.



Em diferentes trechos do intestino delgado, a camada submucosa se projeta no interior da mucosa, formando pregas, visíveis a olho nu no revestimento interno do intestino delgado. Essas pregas são paralelas entre si e estão dispostas em espiral ao longo do intestino delgado, sendo observadas, entre elas, pregas menores, em rede.

Muitas dessas pregas, em particular as do duodeno, são espessas e ramificadas (Figura 1A).

A camada mucosa é constituída por vilos, presentes na sua porção voltada para o lúmen (Figuras 1B, 2A); por criptas ou glândulas intestinais, na sua porção anti-luminal (Figuras 1B, 2B); e por uma delgada camada muscular, a muscular da mucosa (Figuras 1B, 2B). Os vilos são caracterizados por projeções da mucosa, enquanto as criptas são invaginações tubulares; ambos são constituídos por epitélio de revestimento e tecido conjuntivo da lâmina própria (Figuras 2A, B). Quanto à espessura da camada mucosa, não houve diferença significativa entre as porções de cada segmento do intestino delgado, nem mesmo entre os segmentos (Tabela 2; Gráfico 1).

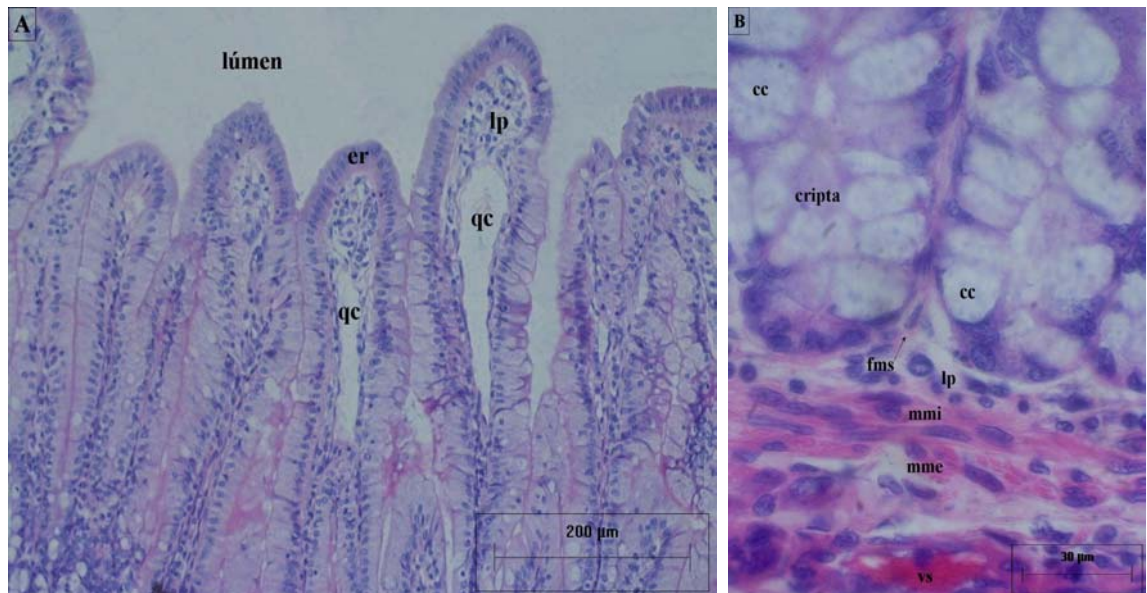


Figura 2: Secções histológicas da camada mucosa do intestino delgado da capivara *H. hydrochaeris*. H-E. A) Estrutura dos vilos. B) Estrutura das criptas e da muscular da mucosa. cc- célula caliciforme; er- epitélio de revestimento; fms- fibra muscular; lp- lâmina própria; mme- camada externa da muscular da mucosa; mmi- camada interna da muscular da mucosa; qc- quilífero central; vs- vaso sanguíneo.

Tabela 2: Espessura da camada mucosa (média \pm desvio padrão) nas porções e segmentos do intestino delgado da capivara *H. hydrochaeris*.

Porções	Espessura da mucosa (mm)	Segmentos	Espessura da mucosa (mm)
Duodeno cranial	0,74 \pm 0,14 ^A	Duodeno	0,67 \pm 0,15 ^A
Duodeno médio	0,67 \pm 0,20 ^A		
Duodeno caudal	0,61 \pm 0,11 ^A		
Jejuno cranial	0,60 \pm 0,09 ^A	Jejuno	0,55 \pm 0,10 ^A
Jejuno médio	0,56 \pm 0,10 ^A		
Jejuno caudal	0,49 \pm 0,11 ^A		
Íleo cranial	0,54 \pm 0,11 ^A	Íleo	0,54 \pm 0,12 ^A
Íleo médio	0,51 \pm 0,10 ^A		
Íleo caudal	0,57 \pm 0,14 ^A		

Médias seguidas por letras iguais, dentro da mesma coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey ao nível de 5% de significância.

A maioria dos vilos do intestino delgado da capivara é digitiforme (Figuras 2A, 3A), havendo também vilos com outras formas, particularmente no jejuno e íleo, alguns piramidais, com a base larga, estreitando-se gradativamente em direção ao ápice (Figura 3B); outros em forma de língua, com a base e a porção média pouco mais largas que o ápice (Figura 3C); e outros, ainda, em forma de morro, com a base e o ápice largos (Figura 3D). Muitos dos vilos apresentam reentrâncias na sua face luminal (Figuras 3A, B, C, D, E), alguns deles possuem ramificações (Figuras 3C, E) e, em determinadas regiões, em especial no íleo, alguns vilos chegam a formar conexões entre si (Figura 3F). Os vilos digitiformes geralmente são mais compridos que os demais. Não houve variação significativa entre os valores médios de altura dos vilos nas porções de cada segmento do intestino delgado, nem mesmo entre os segmentos (Tabela 3; Gráfico 2).

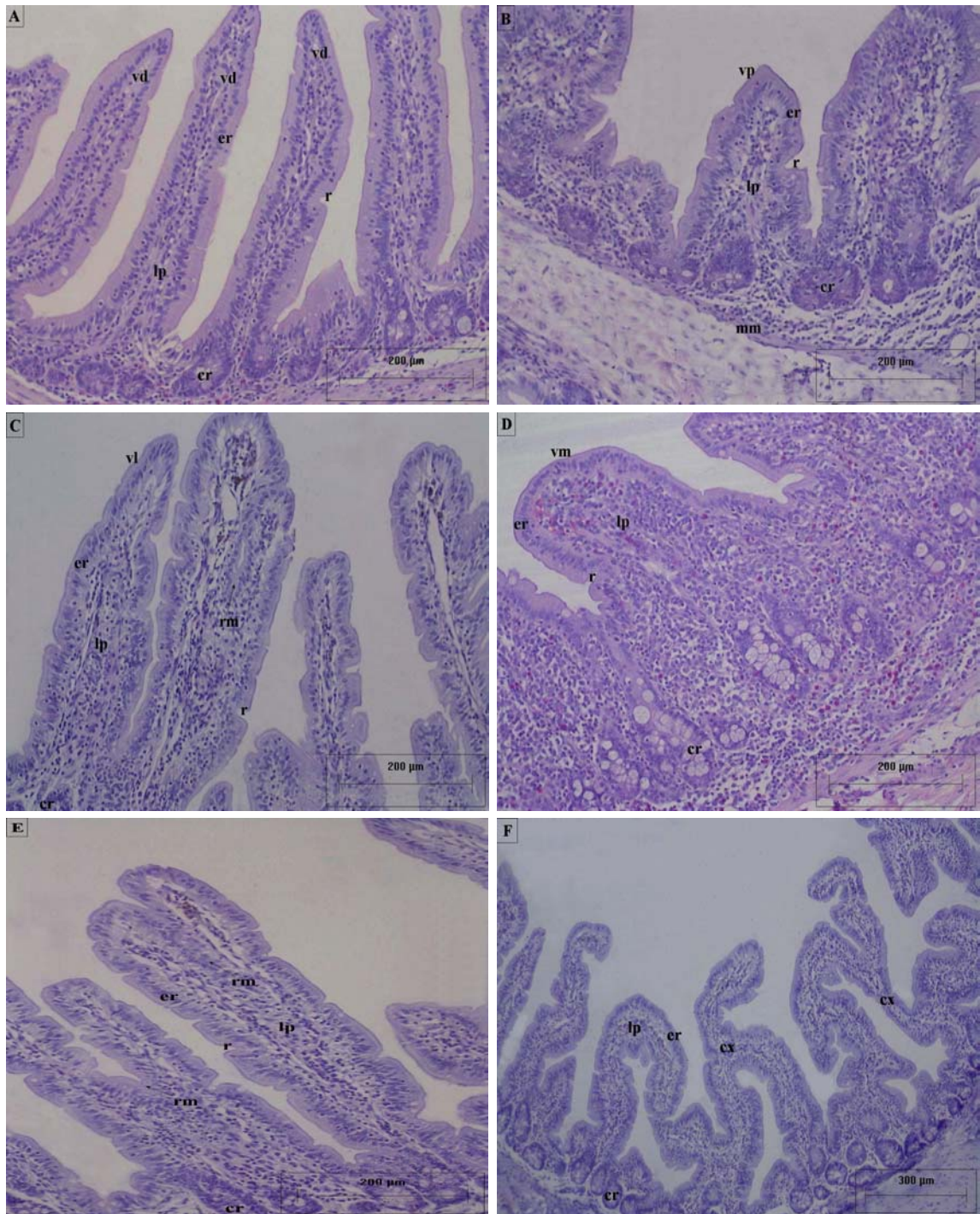


Figura 3: Secções histológicas dos vilos do intestino delgado da capivara *H. hydrochaeris*. H-E. A) Vilos digitiformes (vd). B) Vilo piramidal (vp). C) Vilo em forma de língua (vl). D) Vilo em forma de morro (vm). E) Vilos ramificados. F) Vilos conectados. cr- cripta; cx- conexão; er- epitélio de revestimento; lp- lâmina própria; mm- muscular da mucosa; r- reentrância; rm- ramificação.

Tabela 3: Altura dos vilos (média \pm desvio padrão) nas porções e segmentos do intestino delgado da capivara *H. hydrochaeris*.

Porções	Altura dos vilos (mm)	Segmentos	Altura dos vilos (mm)
Duodeno cranial	0,49 \pm 0,06 ^A	Duodeno	0,46 \pm 0,05 ^A
Duodeno médio	0,45 \pm 0,06 ^A		
Duodeno caudal	0,43 \pm 0,06 ^A		
Jejuno cranial	0,43 \pm 0,05 ^A	Jejuno	0,40 \pm 0,05 ^A
Jejuno médio	0,38 \pm 0,07 ^A		
Jejuno caudal	0,39 \pm 0,03 ^A		
Íleo cranial	0,39 \pm 0,07 ^A	Íleo	0,40 \pm 0,07 ^A
Íleo médio	0,39 \pm 0,06 ^A		
Íleo caudal	0,41 \pm 0,07 ^A		

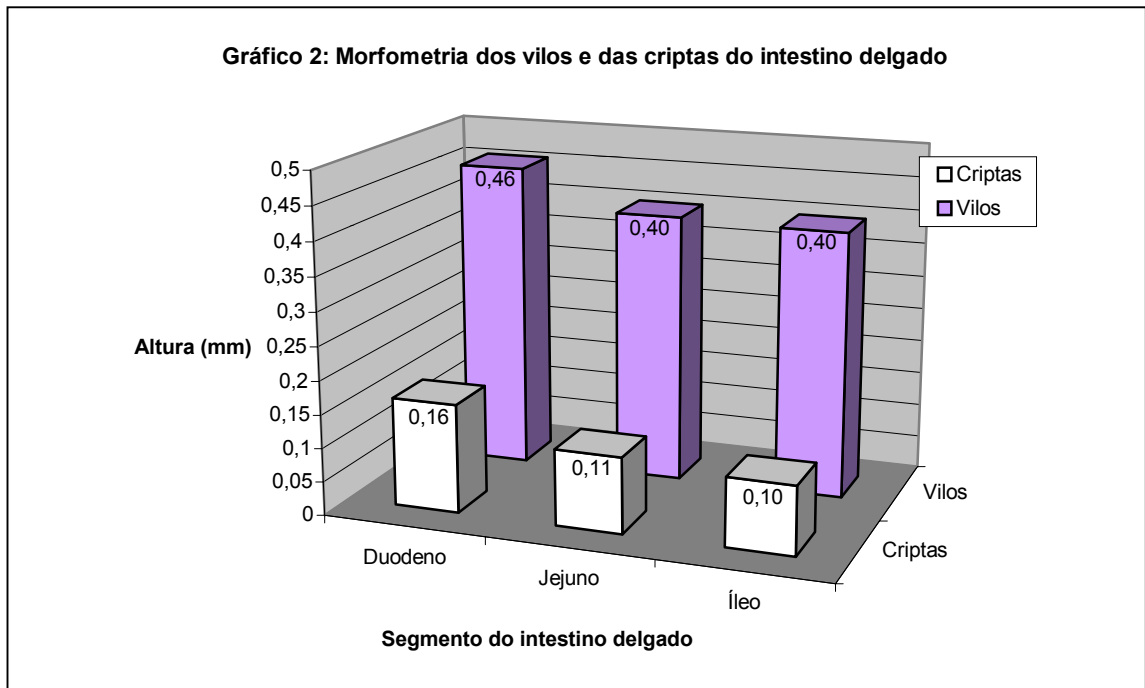
Médias seguidas por letras iguais, dentro da mesma coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey ao nível de 5% de significância.

Por outro lado, as criptas do intestino delgado da capivara são significativamente mais profundas no duodeno em relação aos demais segmentos do intestino delgado (Tabela 4; Gráfico 2). Ao longo do órgão estudado foi observada uma aparente relação entre a altura dos vilos e a profundidade das criptas, sendo encontradas criptas mais profundas em locais de vilos mais longos.

Tabela 4: Profundidade das criptas (média \pm desvio padrão) nas porções e segmentos do intestino delgado da capivara *H. hydrochaeris*.

Porções	Profundidade das criptas (mm)	Segmentos	Profundidade das criptas (mm)
Duodeno cranial	0,18 \pm 0,06 ^A	Duodeno	0,16 \pm 0,05 ^A
Duodeno médio	0,16 \pm 0,05 ^A		
Duodeno caudal	0,15 \pm 0,06 ^A		
Jejuno cranial	0,14 \pm 0,05 ^A	Jejuno	0,11 \pm 0,05 ^B
Jejuno médio	0,11 \pm 0,07 ^A		
Jejuno caudal	0,09 \pm 0,03 ^A		
Íleo cranial	0,09 \pm 0,02 ^A	Íleo	0,10 \pm 0,02 ^B
Íleo médio	0,10 \pm 0,02 ^A		
Íleo caudal	0,11 \pm 0,02 ^A		

Médias seguidas por letras iguais, dentro da mesma coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey ao nível de 5% de significância.



O epitélio de revestimento do intestino delgado da capivara é do tipo simples, constituído de células absorptivas prismáticas, células caliciformes produtoras de muco, células de Paneth e células endócrinas (Figura 4). As células absorptivas são predominantes no epitélio que reveste os vilos; as células caliciformes e as endócrinas são predominantes na região das criptas; enquanto as de Paneth foram encontradas exclusivamente na região das criptas, em especial na região basal. As células absorptivas (Figuras 4A, B) representam a maioria dentre as células que compõem o epitélio de revestimento, apresentam forma prismática, núcleo oval e uma condensação em sua porção apical, a borda estriada (Figuras 4A, B). Essa borda estriada mostrou-se PAS positiva na técnica de detecção de glicoconjugados (AB-PAS), constituindo um contorno relativamente espesso e de forte intensidade de coloração no íleo, seguido do jejuno, sendo menos espessa e corada no duodeno.

As células caliciformes foram observadas em todo o intestino delgado, tanto na técnica de H-E, com o seu citoplasma em imagem negativa e o núcleo intensamente basófilo (Figura 2B), quanto pelas técnicas específicas para glicoconjugados ácidos (AB) e neutros (PAS), sendo o seu citoplasma corado em azul (AB positivas), em magenta (PAS positivas) ou em roxo (mistas: AB e PAS positivas) (Figuras 4B, C, D). Estas células, quando seccionadas em seu maior eixo, apresentam forma típica das células caliciformes, com citoplasma volumoso e núcleo deslocado para a porção basal. As células caliciformes observadas no intestino delgado da capivara são, em sua

maioria, do tipo mista (AB e PAS positivas), apresentando secreção rica em glicoconjugados ácidos e neutros. Estas células estão localizadas predominante nas criptas e aumentam em quantidade do duodeno ao íleo (Figura 5). Nas criptas elas se aglomeram, sendo muitas vezes de difícil delimitação (Figura 4D), enquanto nos vilos elas se apresentam dispersas (Figura 4B). Próxima da borda estriada, no lúmen intestinal, foi observada a presença de muco de reação mista ou AB positivo (Figura 4C).

As células de Paneth foram vistas nos diferentes segmentos do intestino delgado, tanto pela técnica de H-E, mostrando grandes grânulos acidófilos na porção superior do seu citoplasma (Figura 4E), quanto pela técnica de AB-PAS, com os grânulos corados em magenta (PAS positivos) (Figura 4F).

As células endócrinas também foram observadas ao longo de todo o intestino delgado da capivara, apresentando citoplasma claro e núcleo pouco basófilo (Figura 4G) na técnica pela H-E. Já na coloração pela técnica de AB-PAS o citoplasma destas células mostra certa afinidade pelo PAS, ficando ligeiramente magenta em sua porção infranuclear (Figura 4H).

A lâmina própria (Figuras 2A, 3 e 4) é constituída por tecido conjuntivo frouxo, sendo encontrada logo abaixo do epitélio de revestimento, preenchendo o interior dos vilos e os espaços entre as criptas. Ela apresenta vasos sanguíneos e linfáticos (Figura 3C), células musculares lisas (Figura 2B) e células do conjuntivo (Figura 4): fibroblastos, fibrócitos, plasmócitos, macrófagos e mastócitos. Ainda, fibras conjuntivas PAS positivas e AB positivas (Figura 4D) foram observadas na lâmina própria da mucosa. Os vasos presentes na lâmina própria têm pequeno calibre, sendo o mais calibroso o vaso linfático central, ou quilífero central (Figura 2A). Os mastócitos possuem citoplasma acidófilo (Figura 4E), quando corados pela técnica H-E, e AB positivo (Figura 4C), quando corados pela técnica associada AB-PAS para glicoconjugados, sendo abundantes ao longo do intestino delgado, especialmente no jejuno e íleo.

Além de mastócitos, outras células de defesa foram observadas no conjuntivo da lâmina própria, linfócitos (Figuras 4A, B) e eosinófilos (Figura 4E). A maioria dos linfócitos se apresenta dispersa na lâmina própria ou intercalada entre as células do epitélio de revestimento, linfócitos intraepiteliais. Linfócitos agrupados, formando os nódulos linfóides, também foram observados na lâmina própria ao longo do intestino delgado, sendo mais freqüentes e de maior tamanho no íleo, onde se associam e formam as placas de Peyer na porção caudal deste segmento.

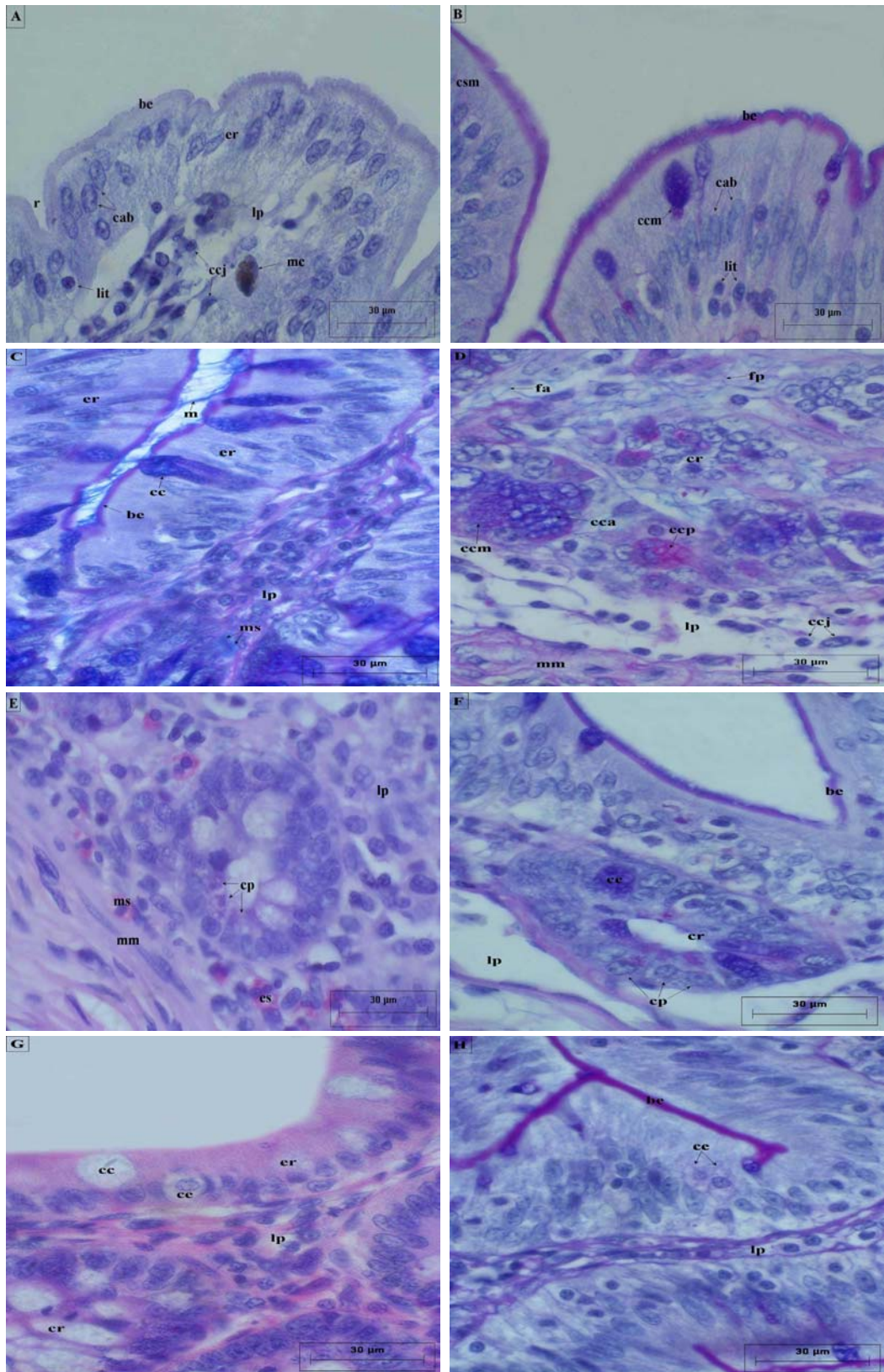


Figura 4: Secções histológicas do epitélio de revestimento e da lâmina própria do intestino delgado da capivara *H. hydrochaeris*, enfatizando a presença das células absorptivas e da borda estriada (A e B), das células caliciformes (C e D), das células de Paneth (E e F) e das células endócrinas (G e H). Figuras A, E e G: H-E; Figuras B, C, D, F e H: AB-PAS. be- borda estriada; cab- célula absorptiva; cc- célula caliciforme; cca- célula caliciforme AB+; ccj- células do conjuntivo; ccm- célula caliciforme mista AB-PAS+; ccp- célula caliciforme PAS+; ce- célula endócrina; cp- célula de Paneth; cr- cripta; er- epitélio de revestimento; es- eosinófilo; fa- fibras AB+; fp- fibras PAS+; lit- linfócito intraepitelial; lp- lâmina própria; mc- macrófago; mm- muscular da mucosa; ms- mastócito; r- reentrância.

A muscular da mucosa (Figuras 1B, 2B) é constituída por duas camadas delgadas de fibras musculares lisas, a interna, disposta circularmente e a externa, posicionada longitudinalmente em relação ao tubo digestivo. Em determinadas regiões a muscular da mucosa apresenta-se composta por apenas uma camada, geralmente a longitudinal externa, podendo ser descontínua em alguns trechos da porção cranial do duodeno, em virtude da penetração das glândulas de Brünner na camada mucosa (Figuras 5A, 6A), assim como nos trechos ao longo do intestino delgado em que existem nódulos linfóides associados.

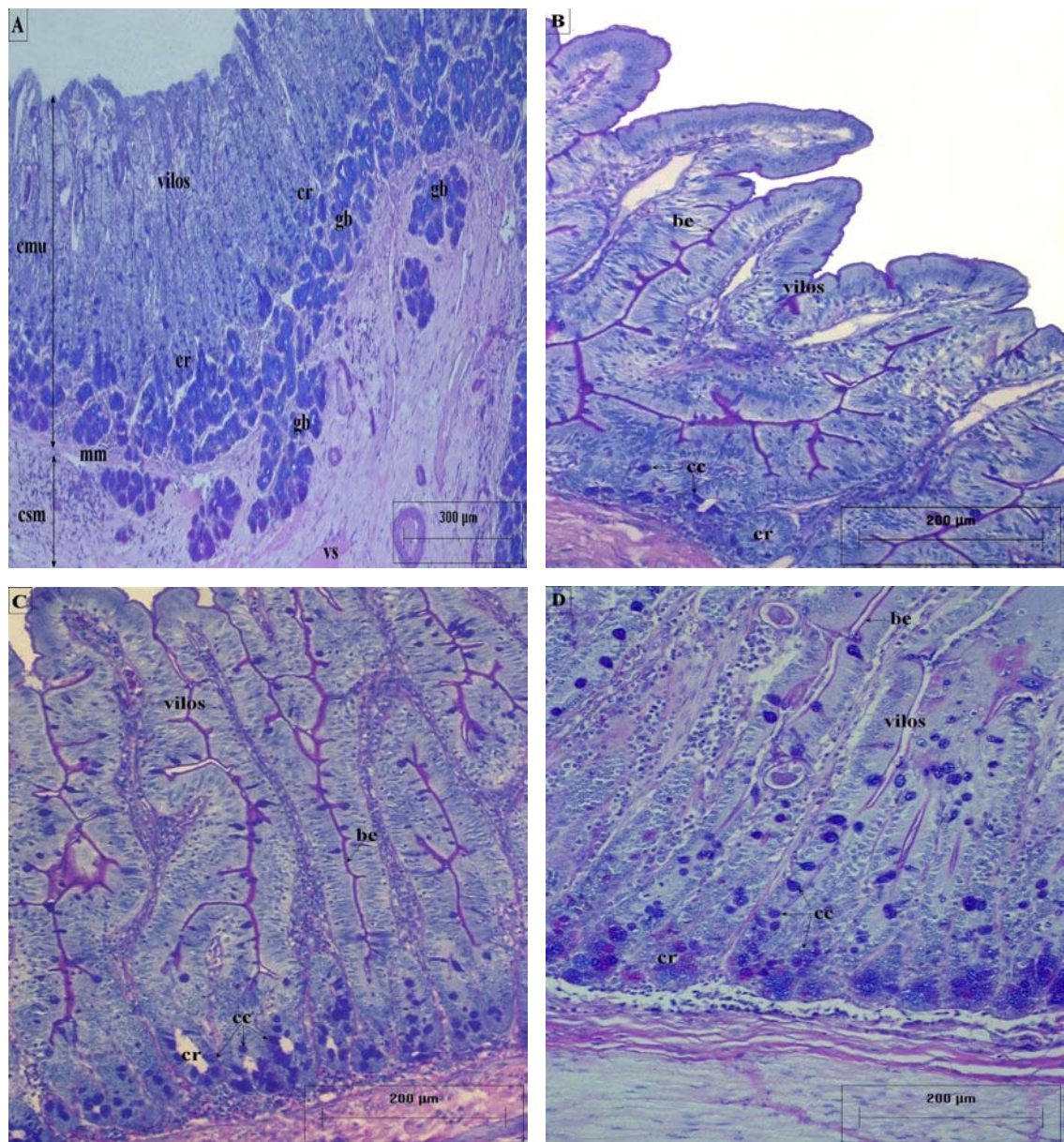


Figura 5: Secções histológicas das camadas mucosa e submucosa do intestino delgado da capivara *H. hydrochaeris*, enfatizando a distribuição e densidade das células caliciformes. AB-PAS. A) Células caliciformes nas criptas e vilos do duodeno cranial; presença das glândulas de Brünner na submucosa e na região basal da mucosa. B) Células caliciformes nas criptas e vilos do jejunum. C) Células caliciformes nas criptas e vilos do íleo. be- borda estriada; cc- células caliciformes; cmu- camada mucosa; cr- criptas; csm- camada submucosa; gb- glândulas de Brünner; mm- muscular da mucosa; vs- vaso sanguíneo.

A camada submucosa (Figuras 1 e 6) é formada por tecido conjuntivo frouxo, sendo moderadamente denso em algumas regiões, em particular naquelas próximas à muscular da mucosa. Apresenta vasos sanguíneos e linfáticos de calibre médio (Figura 6A), podendo apresentar glândulas, nódulos linfóides e gânglios nervosos.

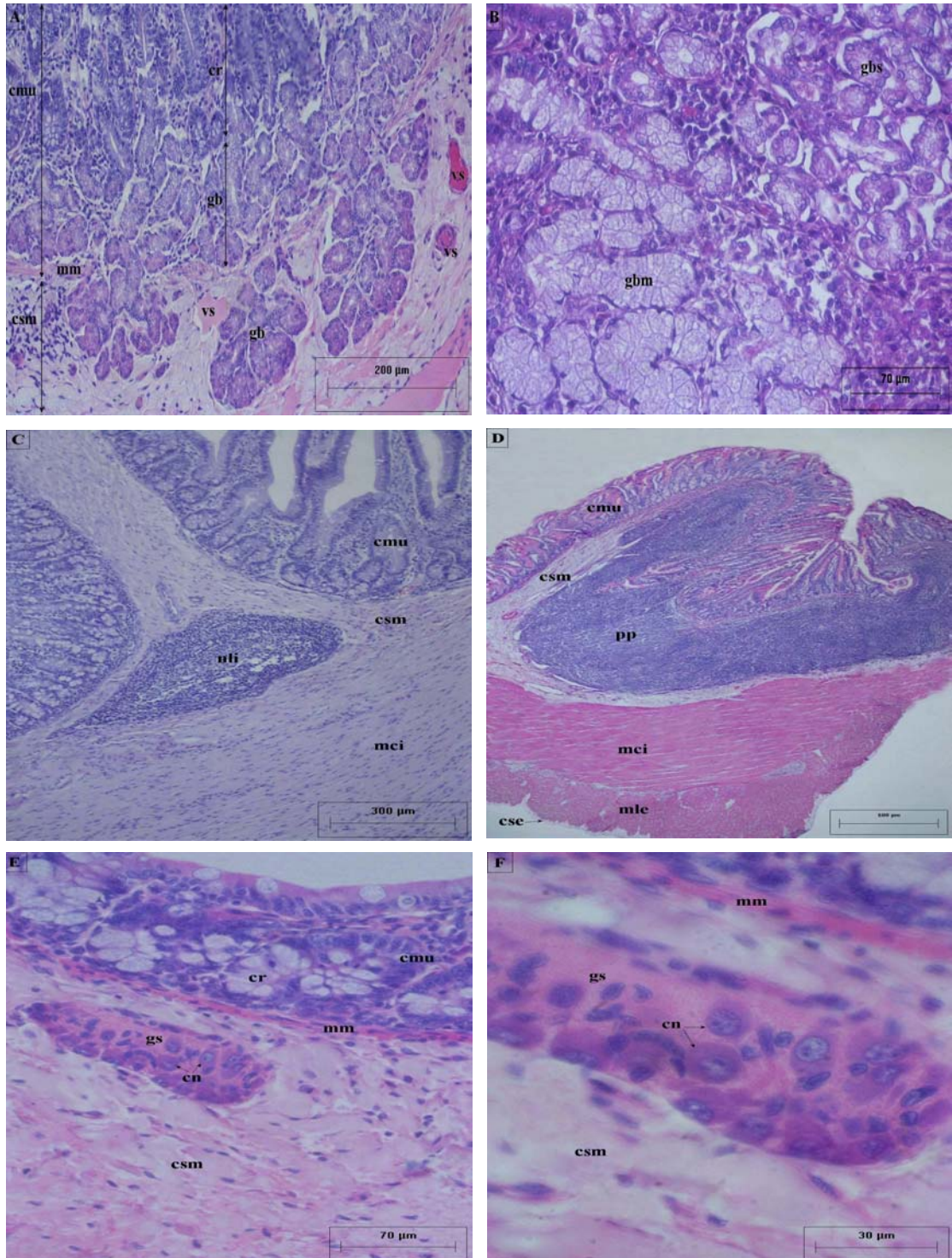


Figura 6: Secções histológicas da camada submucosa do intestino delgado da capivara *H. hydrochaeris*. H-E. A) Glândulas de Brünner (gb). B) Detalhe das glândulas de Brünner com ácidos mucosos (gbm) e serosos (gbs). C) Nódulo linfóide isolado (nli). D) Placas de Peyer (pp). E) Gânglio nervoso submucoso (gs). F) Detalhe do gânglio nervoso submucoso, evidenciando os corpos de neurônios (cn). cmu- camada mucosa; cr- criptas; csm- camada submucosa; mci- subcamada muscular circular interna; mle- subcamada muscular longitudinal externa; mm- muscular da mucosa; vs- vaso sanguíneo.

As glândulas duodenais ou de Brünner (Figuras 5A; 6A, B) estão presentes na camada submucosa das porções cranial e média do duodeno, mais abundantes na porção cranial. Elas não se restringem à submucosa e penetram na camada mucosa, na sua região basal. Estas glândulas são tubulosas enoveladas, sendo observadas glândulas com ácinos mucosos e outras com ácinos serosos (Figura 6B), com predomínio das primeiras. As glândulas de Brünner apresentam grande número de células do tipo mista, ricas em glicoconjugados ácidos e neutros (AB e PAS positivas), com o citoplasma corado em roxo, além de algumas raras AB positivas, com o citoplasma corado em azul, e outras raras PAS positivas, em magenta. As poucas células AB positivas são predominantes nas glândulas de Brünner localizadas na região basal da mucosa, enquanto aquelas poucas PAS positivas predominam nas glândulas presentes na submucosa.

Os nódulos linfóides foram vistos ao longo de todo intestino delgado, estando isolados (Figura 6C) ou associados, particularmente na porção caudal do íleo, em que formam as placas de Peyer (Figura 6D), como mencionado anteriormente. Nódulos linfóides associados foram vistos, ainda, no jejuno e no duodeno.

Os gânglios nervosos do plexo submucoso (Figuras 6E, F) estão presentes na camada submucosa de todo o intestino delgado, sendo aparentemente maiores no interior das pregas. Estes gânglios possuem muitos corpos de neurônios, os quais são definidos na coloração pela H-E, sendo seu citoplasma acentuadamente basófilo. Em relação à espessura da camada submucosa, não houve variação significativa ao longo do intestino delgado, considerando as porções e segmentos analisados (Tabela 5; Gráfico 1).

Tabela 5: Espessura da camada submucosa (média \pm desvio padrão) nas porções e segmentos do intestino delgado da capivara *H. hydrochaeris*.

Porções	Espessura da submucosa (mm)	Segmentos	Espessura da submucosa (mm)
Duodeno cranial	0,21 \pm 0,06 ^A	Duodeno	0,19 \pm 0,05 ^A
Duodeno médio	0,17 \pm 0,05 ^A		
Duodeno caudal	0,18 \pm 0,06 ^A		
Jejuno cranial	0,17 \pm 0,05 ^A	Jejuno	0,16 \pm 0,05 ^A
Jejuno médio	0,17 \pm 0,07 ^A		
Jejuno caudal	0,14 \pm 0,04 ^A		
Íleo cranial	0,13 \pm 0,03 ^A	Íleo	0,14 \pm 0,04 ^A
Íleo médio	0,13 \pm 0,04 ^A		
Íleo caudal	0,16 \pm 0,04 ^A		

Médias seguidas por letras iguais, dentro da mesma coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey ao nível de 5% de significância.

A camada muscular (Figuras 1A, C; 7A) é subdividida em uma camada interna, com feixes de fibras musculares orientados circularmente, e outra externa, com feixes orientados longitudinalmente, em relação à parede intestinal. Quanto à espessura dessa camada, não houve variação significativa entre as porções de cada segmento do intestino delgado, nem mesmo entre os segmentos (Tabela 6; Gráfico 1).

Tabela 6: Espessura da camada muscular (média \pm desvio padrão) nas porções e segmentos do intestino delgado da capivara *H. hydrochaeris*.

Porções	Espessura da muscular (mm)	Segmentos	Espessura da muscular (mm)
Duodeno cranial	1,04 \pm 0,06 ^A	Duodeno	1,02 \pm 0,05 ^A
Duodeno médio	1,03 \pm 0,05 ^A		
Duodeno caudal	0,99 \pm 0,06 ^A		
Jejuno cranial	0,89 \pm 0,05 ^A	Jejuno	0,93 \pm 0,05 ^A
Jejuno médio	1,02 \pm 0,07 ^A		
Jejuno caudal	0,88 \pm 0,03 ^A		
Íleo cranial	0,98 \pm 0,07 ^A	Íleo	0,96 \pm 0,09 ^A
Íleo médio	0,96 \pm 0,09 ^A		
Íleo caudal	0,93 \pm 0,11 ^A		

Médias seguidas por letras iguais, dentro da mesma coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey ao nível de 5% de significância.

A subcamada muscular circular interna mostrou-se aparentemente mais espessa e variável entre os animais analisados, em relação à subcamada longitudinal externa, que foi quase sempre mais delgada que a circular interna, além de menos variável (Figura 1C). Estatisticamente, as subcamadas musculares não apresentaram diferença significativa entre as porções de cada segmento do intestino delgado, nem entre os próprios segmentos (Tabelas 7 e 8; Gráfico 3).

Tabela 7: Espessura da subcamada muscular circular interna (média \pm desvio padrão) nas porções e segmentos do intestino delgado da capivara *H. hydrochaeris*.

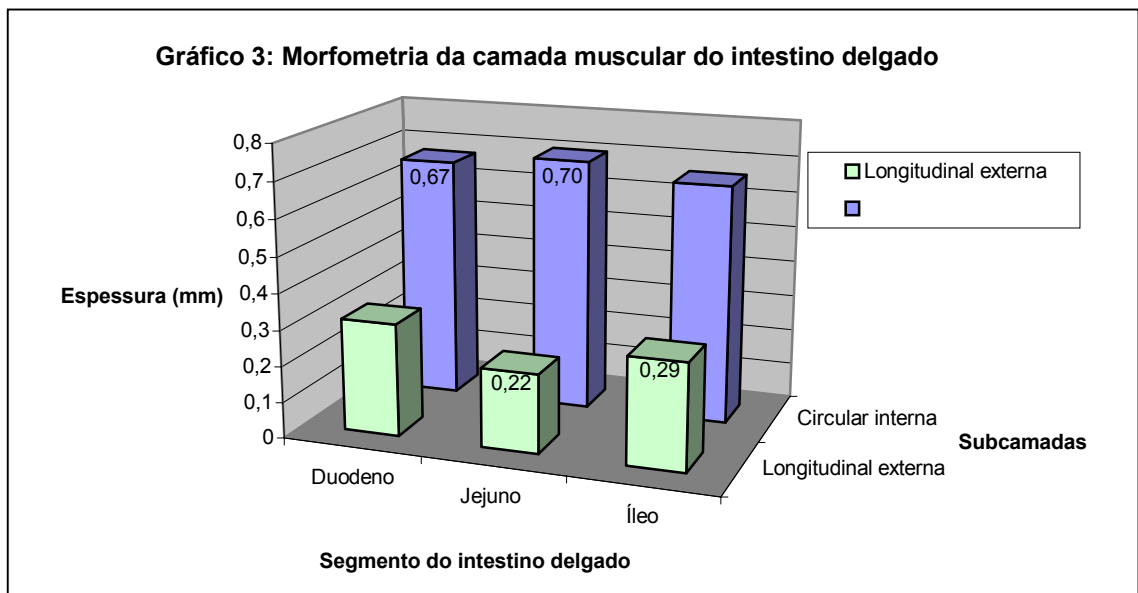
Porções	Espessura da muscular circular interna (mm)	Segmentos	Espessura da muscular circular interna (mm)
Duodeno cranial	0,62 \pm 0,06 ^A	Duodeno	0,67 \pm 0,05 ^A
Duodeno médio	0,71 \pm 0,05 ^A		
Duodeno caudal	0,69 \pm 0,06 ^A		
Jejuno cranial	0,64 \pm 0,05 ^A	Jejuno	0,70 \pm 0,05 ^A
Jejuno médio	0,79 \pm 0,07 ^A		
Jejuno caudal	0,67 \pm 0,03 ^A		
Íleo cranial	0,67 \pm 0,07 ^A	Íleo	0,66 \pm 0,08 ^A
Íleo médio	0,65 \pm 0,08 ^A		
Íleo caudal	0,66 \pm 0,10 ^A		

Médias seguidas por letras iguais, dentro da mesma coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey ao nível de 5% de significância.

Tabela 8: Espessura da subcamada muscular longitudinal externa (média \pm desvio padrão) nas porções e segmentos do intestino delgado da capivara *H. hydrochaeris*.

Porções	Espessura da muscular longitudinal externa (mm)	Segmentos	Espessura da muscular longitudinal externa (mm)
Duodeno cranial	0,37 \pm 0,06 ^A	Duodeno	0,31 \pm 0,05 ^A
Duodeno médio	0,31 \pm 0,05 ^A		
Duodeno caudal	0,25 \pm 0,06 ^A		
Jejuno cranial	0,20 \pm 0,05 ^A	Jejuno	0,22 \pm 0,05 ^A
Jejuno médio	0,22 \pm 0,07 ^A		
Jejuno caudal	0,23 \pm 0,03 ^A		
Íleo cranial	0,28 \pm 0,07 ^A	Íleo	0,30 \pm 0,05 ^A
Íleo médio	0,29 \pm 0,04 ^A		
Íleo caudal	0,32 \pm 0,04 ^A		

Médias seguidas por letras iguais, dentro da mesma coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey ao nível de 5% de significância.



Entre as duas subcamadas musculares há uma estreita faixa de tecido conjuntivo frouxo, em que foi verificada a presença do plexo nervoso mioentérico (Figura 7). Este plexo apresenta gânglios nervosos evidentes, aparentemente maiores em largura que os do plexo submucoso, porém com menor número de corpos celulares de neurônios que esse último.

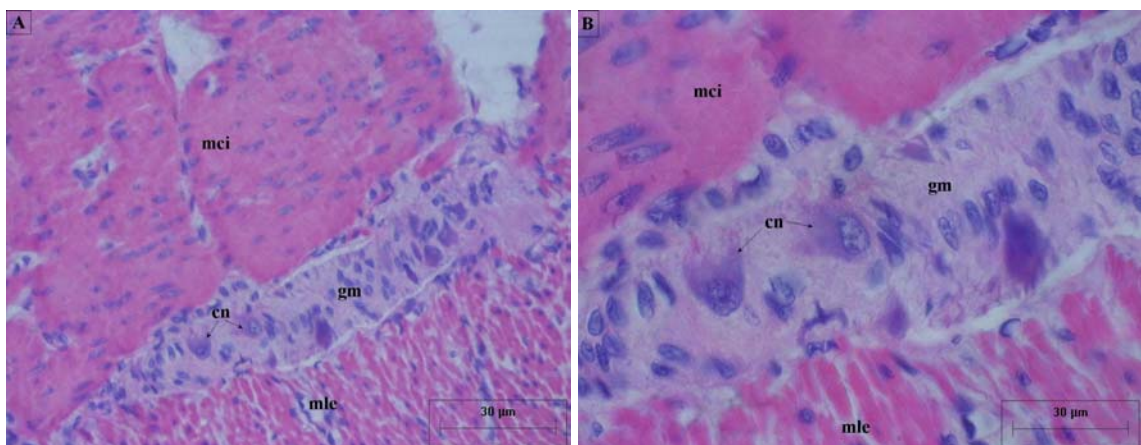


Figura 7: Secções histológicas da camada muscular do intestino delgado da capivara *H. hydrochaeris*. H-E. A) Gânglio nervoso mioentérico (gm). B) Detalhe do gânglio nervoso mioentérico, evidenciando os corpos de neurônios (cn). mci- subcamada muscular circular interna; mle- subcamada muscular longitudinal externa.

A camada serosa (Figuras 1A, C) é constituída de tecido conjuntivo frouxo, revestido por mesotélio simples pavimentoso, sendo delgada em toda sua extensão ao longo do intestino delgado. Ela apresenta, em determinados trechos, pequenos vasos sanguíneos e linfáticos.

3.4 - DISCUSSÃO

A parede do intestino delgado da capivara *H. hydrochaeris* é similar à de outros mamíferos quanto a sua constituição, estando presentes as camadas mucosa, submucosa, muscular e serosa. De acordo com VELÁSQUEZ et al. (2003), a espessura da parede intestinal da capivara *H. hydrochaeris* é variável ao longo de sua extensão, sendo maior no duodeno, cujas camadas mucosa, submucosa e muscular interna são mais espessas que as do jejuno e íleo. No presente trabalho, entretanto, não foi observada variação estatisticamente significativa na espessura da parede ao longo do intestino delgado da capivara, embora houvesse uma variação aparente como a observada por VELÁSQUEZ et al. (2003).

De acordo com DELLMANN e BROWN (1982) e BANKS (1992), as pregas permanentes (*plicae circulares*), constituídas de evaginações da submucosa, podendo ser vistas a olho nu no revestimento interno do intestino delgado, apresentam forma semilunar, circular ou espiral. GEORGE et al. (1998) relataram que essas pregas são, em geral, paralelas entre si e percorrem um trajeto circular oblíquo ao longo do intestino. Conforme esses mesmos autores, tais pregas não ocorrem na região inicial do duodeno, são mais altas no jejuno e muito menos proeminentes no íleo, à medida que se aproximam do cólon. HAMMERSEN (1978) chama a atenção para o sentido no qual o fragmento intestinal é incluído e seccionado, pois, em corte transversal, as pregas podem estar ausentes, uma vez que se dispõem circularmente em relação à parede intestinal.

No presente trabalho, as pregas observadas a olho nu no revestimento interno do intestino delgado da capivara, assim como em cortes histológicos, apresentam trajeto em espiral, como relatado para outros mamíferos (DELLMANN e BROWN, 1982; BANKS, 1992; GEORGE et al., 1998; JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004), existindo também pregas menores, em rede, não relatadas por tais autores. Diferentemente do afirmado por GEORGE et al. (1998), as pregas permanentes estão presentes na porção cranial do duodeno da capivara, sendo, inclusive, aparentemente mais altas e ramificadas nas porções do duodeno que nas do jejuno e íleo. Resultado semelhante foi encontrado por VELÁSQUEZ et al. (2003), que observaram no intestino delgado da capivara pregas circulares mais desenvolvidas no duodeno, diminuindo gradativamente em direção ao íleo.

De acordo com ANDREW e HICKMAN (1974), os vilos digitiformes são as únicas estruturas em relevo sobre a superfície interna do intestino de camundongos,

enquanto no homem e em muitos outros grandes mamíferos ocorrem também as pregas circulares, que incluem projeções da mucosa e submucosa. Assim, embora a capivara seja também da ordem Rodentia, como o camundongo, ela se mostrou diferente deste e similar ao homem e a outros grandes mamíferos no que se refere à presença de pregas permanentes no intestino delgado. Em mamíferos de grande porte, portanto, a presença dessas pregas constitui mais uma forma de adaptação do intestino delgado para ampliação da sua superfície absorptiva e secretora.

De acordo com JUNQUEIRA e CARNEIRO (2004), os vilos são projeções digitiformes ou evaginações da membrana mucosa, com o comprimento variando de 0,5 a 1,5 mm. Os vilos têm uma rede de capilares fenestrados, imediatamente abaixo da superfície epitelial, e um capilar linfático, que termina em fundo de saco, denominado quilífero central. Os vasos quilíferos, acompanhados por células musculares lisas, estendem-se para dentro dos vilos, partindo da rede dos vasos linfáticos que circunda a muscular da mucosa (DELLMANN e BROWN, 1982; BANKS, 1992; HENRIKSON et al., 1999). Entre as bases dos vilos abrem-se as glândulas intestinais (criptas ou glândulas de Lieberkühn), que se aprofundam na lâmina própria até o nível da muscular da mucosa (GEORGE et al., 1998; JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004).

Assim como nos demais mamíferos estudados (DELLMANN e BROWN, 1982; BANKS, 1992; GEORGE et al., 1998; HENRIKSON et al., 1999; JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004), a camada mucosa do intestino delgado da capivara apresenta vilos e criptas, sendo constituída por epitélio de revestimento, pela lâmina própria e pela muscular da mucosa. Além de vilos digitiformes encontrados no intestino delgado da maioria dos mamíferos estudados (BANKS, 1992; GEORGE et al., 1998), o intestino delgado da capivara também apresenta vilos com formas diferenciadas, similarmente ao relatado por WIESE et al. (2003). Estes autores verificaram a presença de vilos digitiformes, foliares e em forma de língua no intestino delgado de leitões desmamados, com predominância dos últimos; e no íleo foram detectados também vilos semelhantes a pregas, formando meandros. Eles observaram, ainda, a existência de ramificações e dilatações laterais nos vilos do intestino destes animais. Igualmente, ramificações foram observadas em alguns vilos do intestino delgado da capivara, chegando a formar redes em determinadas regiões, em especial no íleo.

Os vilos da capivara apresentam altura média próxima ao intervalo indicado por JUNQUEIRA e CARNEIRO (2004), sendo o maior valor médio encontrado no duodeno cranial ($0,49 \pm 0,06$ mm) e o menor, no jejuno médio ($0,38 \pm 0,07$ mm), não existindo, entretanto, diferença significativa entre as porções intestinais estudadas.

Embora estes valores sejam relativamente baixos, vale ressaltar que muitos dos vilos presentes no intestino delgado da capivara, em especial os do duodeno, são ramificados, implicando em maior área superficial para digestão e absorção.

De acordo com BRENNAN et al. (1999), a altura dos vilos no intestino delgado de camundongos diminui caudalmente. Embora não houvesse diferença significativa quanto a esse parâmetro entre as porções intestinais da capivara, a altura dos vilos foi aparentemente maior no duodeno e jejuno cranial, diminuindo em sentido caudal. ROBISON et al. (1977), por sua vez, relataram que o jejuno de cães e de ratos apresenta maior proporção de mucosa que o íleo, possuindo vilos mais altos e mais largos e criptas mais profundas que no íleo. No entanto, diferentemente do observado por ROBISON et al. (1977) em cães e ratos, não houve variação significativa entre o jejuno e o íleo da capivara quanto à altura dos vilos e profundidade das criptas, existindo somente diferença entre esses segmentos em relação ao duodeno. BRENNAN et al. (1999), em seu trabalho com camundongos, verificaram uma relação direta entre o número de criptas e a altura dos vilos ao longo do intestino delgado. Similarmente, no presente trabalho foi verificada aparente relação entre a altura dos vilos e a profundidade das criptas ao longo do intestino delgado, sendo os vilos mais altos encontrados freqüentemente em locais de criptas mais profundas.

De acordo com GEORGE et al.(1998), o epitélio de revestimento da mucosa intestinal é do tipo simples prismático, no qual distinguem-se vários tipos celulares. As células mais comuns são as de revestimento ou absortivas, seguidas pelas células caliciformes e as células enteroendócrinas (BANKS, 1992). As células de Paneth, células M (HENRIKSON et al., 1999; JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004), células intermediárias e células tronco (ou indiferenciadas) (HENRIKSON et al., 1999) também podem ser encontradas. De acordo com VELÁSQUEZ et al. (2003), o epitélio de revestimento do intestino delgado da capivara é simples cúbico próximo à base dos vilos e simples prismático nas laterais e ápice dos mesmos. No presente trabalho, o epitélio que reveste o intestino delgado da capivara apresenta-se similar ao descrito por BANKS (1992), ou seja, é do tipo simples prismático, constituído de células absortivas, células caliciformes produtoras de muco, células de Paneth e células endócrinas, sendo as primeiras, predominantes nos vilos e as demais, nas criptas. No entanto, as células M, células intermediárias e células tronco não foram pesquisadas neste trabalho, dada a dificuldade de detectá-las por meio das técnicas empregadas.

As células absortivas (enterócitos) são células prismáticas que se caracterizam pela presença de uma condensação em sua superfície apical, a borda estriada, que ao

microscópio eletrônico se apresenta como uma camada de microvilos densamente agrupados (DELLMANN e BROWN, 1982; BANKS, 1992; HENRIKSON et al., 1999; JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004). A superfície dos microvilos possui enzimas que hidrolisam os dissacarídeos e os dipeptídeos em, respectivamente, monossacarídeos e aminoácidos, que são facilmente absorvidos (SWENSON e REECE, 1996; LLANOS, 1996; JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004). No intestino delgado da capivara, as células absorptivas apresentam forma prismática, núcleo oval e borda estriada em seu ápice, assim como descrito para os demais mamíferos pelos autores citados anteriormente. ROBISON et al. (1977) relataram que o jejuno de cães e de ratos possui enterócitos mais altos que os do íleo. Embora não tenha sido observada variação aparente na altura dos enterócitos ao longo do intestino delgado da capivara, a borda estriada, PAS positiva, é ligeiramente mais espessa no jejuno e íleo da capivara, em especial no íleo. Tal característica pode representar uma adaptação desses segmentos para ampliação da sua superfície absorptiva, característica importante para um herbívoro que realiza fermentação cecal e possivelmente assimila nutrientes que retornam do ceco para o íleo por retroperistalse (SWENSON e REECE, 1996).

As células caliciformes se distribuem entre as células absorptivas e são consideradas glândulas unicelulares (DELLMANN e BROWN, 1982; BANKS, 1992; ROSS e ROMRELL, 1993; GEORGE et al., 1998; JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004). Conforme estes mesmos autores, as células caliciformes são menos frequentes no duodeno e aumentam em número, progressivamente, do jejuno ao íleo, à medida que se aproxima do cólon. São células produtoras de muco (glicoconjugados), cuja principal função é lubrificar e proteger o epitélio intestinal. VELÁSQUEZ et al. (2003) em seu trabalho com a capivara verificaram que a quantidade de células caliciformes é menor no ápice que nas laterais dos vilos e aumenta em direção ao íleo. Similarmente, no presente trabalho, o número de células caliciformes no intestino delgado da capivara aumentou do duodeno ao íleo, sendo encontradas predominantemente nas criptas. A predominância de células caliciformes do tipo mista (AB- PAS positivas) no intestino delgado da capivara é confirmada pela presença de muco de reação mista sobre a borda estriada, no lúmen intestinal.

As células de Paneth são células piramidais presentes na região basal das glândulas intestinais. São típicas células exócrinas, com grânulos de secreção acidófilos na porção apical do citoplasma e núcleo situado na região basal (HENRIKSON et al., 1999; JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004). Estudos realizados com métodos imunocitoquímicos demonstraram a presença da enzima lisozima nos grânulos

secretoras destas células. Como a lisozima secretada digere a parede celular de algumas bactérias do lúmen, acredita-se que elas desempenham um papel na regulação da flora do intestino delgado (BANKS, 1992; HENRIKSON et al., 1999; JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004). Além do seu papel na regulação da flora intestinal tem sido estudada a importância das células de Paneth na defesa do intestino delgado contra bactérias patogênicas (BEVINS, 2004). De acordo com BANKS (1992), estas células estão presentes nos ruminantes, eqüinos e no homem, mas estão ausentes em outras espécies domésticas. As capivaras analisadas no presente trabalho são semelhantes aos ruminantes, eqüinos e ao homem quanto à presença das células de Paneth no intestino delgado, com características e localização similares às descritas pelos autores citados anteriormente, estando envolvidas, provavelmente, no controle da flora intestinal e na defesa contra microrganismos invasores.

De acordo com ALMARAZ (1995) e SANTOS e ZUCOLOTO (1996), as células enteroendócrinas, quando observadas em microscopia eletrônica, podem ter conformação triangular, oval ou piriforme, seu citoplasma é claro e a sua superfície apical freqüentemente possui microvilosidades bem desenvolvidas, podendo apresentar pólo apical estreito que se estende entre as células epiteliais adjacentes para alcançar a superfície luminal. Técnicas empregando sais de prata, como as técnicas de Masson, Davenport, Sevier Munger e Grimelius, vêm sendo bastante utilizadas na identificação das células enteroendócrinas, uma vez que elas podem reduzir diretamente os sais de prata (células argentafins) ou mediante um agente redutor (células argirófilas), ficando seus grânulos de secreção escurecidos (GRIMELIUS e WILANDER, 1980). No entanto, técnicas rotineiras de coloração não são usuais para caracterização das células enteroendócrinas, uma vez que não têm RNA suficiente para impor basofilia e nem membrana suficiente para impor acidofilia, de modo que, em razão deste seu comportamento histológico diferenciado, são designadas como células claras. (HASSAN e SHAFI, 2002). Embora estas células concentrem-se na porção inferior da cripta, migram para todos os níveis do vilos e são lançadas na luz (BANKS, 1992; GARTNER e HIATT, 1993; GEORGE et al., 1998; JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004). No presente trabalho, embora sejam de difícil caracterização por meio das técnicas utilizadas, as células enteroendócrinas foram observadas ao longo do intestino delgado da capivara, sendo predominantes nas criptas em relação aos vilos, assim como o relatado pelos autores mencionados anteriormente.

De modo semelhante ao relatado por BANKS (1992) e GEORGE et al. (1998) para outros mamíferos, a lâmina própria da mucosa intestinal na capivara é constituída

por tecido conjuntivo frouxo, que ocupa a porção central dos vilos e preenche os espaços entre as glândulas intestinais, apresentando nódulos linfóides isolados. NICKEL et al. (1973) relataram que as placas de Peyer, nódulos linfóides associados, variam em comprimento de poucos centímetros a alguns metros, chegando a alcançar 3,5m no intestino de suínos. Este mesmo autor afirmou ainda que o número, o tamanho e a forma dos nódulos linfóides, estando eles isolados ou associados, variam com a espécie, idade, região intestinal e com a dieta do animal. No intestino delgado da capivara, o tamanho e número dos nódulos linfóides isolados aumentam do duodeno ao íleo, onde se associam e chegam a formar as placas de Peyer, particularmente na porção caudal do íleo, embora nódulos linfóides associados estejam presentes também em outras porções intestinais.

Na lâmina própria do intestino delgado dos mamíferos estão presentes vasos sangüíneos e linfáticos, fibras nervosas e fibras musculares lisas (DELLMANN e BROWN, 1982; BANKS, 1992; GEORGE et al., 1998; JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004). De acordo com BANKS (1992), a lâmina própria apresenta grande acúmulo de fibras reticulares, granulócitos e agranulócitos, o que levou alguns autores a classificar este tecido como tecido conjuntivo reticular. Há também grande quantidade de linfócitos, plasmócitos e macrófagos na lâmina própria, importantes na defesa contra a penetração de microrganismos, visto que a superfície da mucosa intestinal é extensa e está exposta a muitos deles, principalmente bactérias, potencialmente invasivas (JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004). A lâmina própria no intestino delgado da capivara apresenta características padrão e está de acordo com o relatado para os demais mamíferos estudados, ou seja, é constituída de tecido conjuntivo frouxo e apresenta vasos sanguíneos e linfáticos, células musculares lisas, células do conjuntivo e células imunitárias, especialmente linfócitos.

A muscular da mucosa, assim como as células musculares lisas presentes na lâmina própria, são importantes para os processos de absorção, uma vez que, graças à contração dessas células musculares lisas os vilos se contraem ritmicamente, bombeando o conteúdo dos capilares linfáticos na direção dos vasos linfáticos do mesentério (BANKS, 1992; JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004). A muscular da mucosa do intestino delgado da capivara é similar à descrita por BANKS (1992) e BACHA e BACHA (2000), sendo constituída por feixes de músculo liso que, em certos pontos, se interdigitam com as criptas e penetram no eixo dos vilos. Por outro lado, na capivara ela nem sempre é constituída por camada dupla de feixes musculares, como descrito para muitos mamíferos (DELLMANN e BROWN, 1982; BANKS, 1992;

GEORGE et al., 1998), pois apresenta, por vezes, somente uma das camadas, geralmente a longitudinal. Assim como descrito por ALOGNINOUIWA et al. (1996), trabalhando com o intestino delgado do roedor *Thryonomys swinderianus* (Thryonomyidae), a muscular da mucosa é interrompida nas porções iniciais do duodeno da capivara, em virtude do tamanho e número das glândulas de Brünner, que penetram na camada mucosa.

HENRIKSON et al. (1999) relataram que a submucosa é uma camada de tecido conjuntivo denso, no entanto, BANKS (1992) e GEORGE et al. (1998) descreveram essa camada como sendo constituída por tecido conjuntivo frouxo, apresentando, inclusive, os maiores vasos sangüíneos e linfáticos em relação às demais camadas. A camada submucosa do intestino delgado da capivara é, por sua vez, constituída de tecido conjuntivo frouxo, porém, quando próxima da camada muscular da mucosa, apresenta tecido conjuntivo moderadamente denso. Conforme DELLMANN e BROWN (1982), GEORGE et al. (1998) e JUNQUEIRA e CARNEIRO (2004), a submucosa do duodeno apresenta acúmulos de glândulas tubulosas, ramificadas e enoveladas, as glândulas duodenais (de Brünner), que se abrem nas criptas. As células dessas glândulas são do tipo mucoso no homem, em ruminantes e nos cães, mistas nos gatos e serosas nos cavalos e suínos (BANKS, 1992). Conforme AINSWORTH et al. (1995), nos ratos as glândulas de Brünner se restringem à região proximal do duodeno, e em coelhos elas se estendem ao longo deste segmento. De acordo com GÓMEZ-ÁLVAREZ e SERRANO (1983), nos carnívoros, pequenos ruminantes, roedores e no homem elas estão restritas à região inicial ou média do duodeno, enquanto nos cavalos, suínos e grandes ruminantes, elas se estendem para o jejuno. Da mesma forma, NICKEL et al. (1973) relataram que as glândulas de Brünner estendem-se distalmente do piloro 1,5 a 2cm nos carnívoros; 20 a 25cm, em caprinos; 60 a 70cm, em ovinos; 3 a 5m, nos suínos; 4 a 5m, em bovinos; e 5 a 6m, em eqüinos.

O produto de secreção dessas glândulas é alcalino (pH 8,2 e 9,3) na maioria dos mamíferos estudados (GEORGE et al., 1998; JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004), admitindo-se que proteja a mucosa intestinal contra a acidez do suco gástrico e, além disso, que seja responsável pelo pH adequado para a ação das enzimas pancreáticas. De acordo com REECE (1996), a neutralização do pH no intestino delgado é efetuada pelo suco pancreático lançado no duodeno, contendo, além de enzimas digestivas, grande volume de bicarbonato, em particular nos herbívoros não-ruminantes, pois grande volume de líquido tamponante é necessário para a digestão microbiana que ocorre no

ceco e cólon. Conforme este mesmo autor, o grande volume de líquido e bicarbonato secretado pelo pâncreas desempenha uma função similar àquela da saliva no ruminante.

Além disso, AINSWORTH et al. (1995) detectaram maiores taxas de bicarbonato no duodeno proximal que no distal e no jejuno proximal de ratos e coelhos, sendo que os gradientes proximal-distal da secreção de bicarbonato no duodeno foram similares nas duas espécies, apesar da espessura das glândulas de Brünner serem significativamente diferentes. Em coelhos, inclusive, não houve correlação entre gradientes de secreção de bicarbonato e espessura das glândulas de Brünner ao longo do duodeno, levando os autores a concluírem que as maiores taxas de secreção de bicarbonato no duodeno proximal são independentes das glândulas de Brünner.

As glândulas de Brünner do intestino delgado da capivara, neste trabalho, estão presentes na submucosa e, ainda, na região basal da camada mucosa, similarmente ao mencionado por ALOGNINOUIWA et al. (1996) em sua pesquisa com o trato digestivo do roedor *T. swinderianus* e contrariamente às observações de GONZÁLEZ-JIMÉNEZ (1995) e VELÁSQUEZ et al. (2003) para a capivara, uma vez que tais autores não encontraram glândulas de Brünner no duodeno desta espécie. No presente trabalho, as glândulas de Brünner da capivara apresentaram-se semelhantes às de outros roedores (GÓMEZ-ÁLVAREZ e SERRANO, 1983; ALOGNINOUIWA et al., 1996) e às de pequenos ruminantes (NICKEL et al., 1973; GÓMEZ-ÁLVAREZ e SERRANO, 1983) quanto a sua localização, restringindo-se às porções cranial e média do duodeno, o que justifica a divergência entre o atual resultado e aqueles dos autores GONZÁLEZ-JIMÉNEZ (1995) e VELÁSQUEZ et al. (2003), citados anteriormente, uma vez que eles coletaram fragmentos em porções mais caudais do duodeno, em que não há glândulas de Brünner, chegando à conclusão equivocada de que elas não existem no intestino da capivara. Quanto à morfologia dessas glândulas, as da capivara são semelhantes às do gato (BANKS, 1992), sendo tubulosas enoveladas do tipo mista, com ácinos serosos e mucosos.

Embora as glândulas de Brünner sejam conhecidas por produzir uma secreção alcalina (BANKS, 1992; JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004), elas apresentaram, no duodeno da capivara, grande número de células do tipo mista (AB-PAS positivas), ricas em glicoconjugados ácidos e neutros, possuindo, provavelmente, pH ligeiramente mais baixo do que aquele relatado para o conteúdo destas células em outras espécies de mamíferos. Entretanto, esta característica pode ser compensada pela eficiência do suco pancreático que, conforme REECE (1996), possui grande quantidade de líquido tamponante, rico em bicarbonato, em herbívoros não-ruminantes. A este fato pode ser

acrescentado, ainda, o relato de AINSWORTH et al. (1995), revelando que as maiores taxas de secreção de bicarbonato no duodeno proximal são independentes das glândulas de Brünner.

De acordo com HUDSON et al. (2000), na camada submucosa existe um conjunto de gânglios nervosos, constituindo o plexo nervoso submucoso ou de Meissner, envolvido com o controle do transporte transepitelial de íons, do fluxo de sangue na mucosa e de funções secretomotoras. Conforme HENRIKSON et al. (1999), outro plexo nervoso pode ser visto entre as subcamadas musculares, denominado plexo nervoso mioentérico ou de Auerbach, envolvido com o controle da motilidade intestinal. Conforme JUNQUEIRA e CARNEIRO (2004), os plexos mioentérico e submucoso contêm neurônios sensoriais que recebem informações de terminações nervosas próximas ao revestimento epitelial e da musculatura lisa, relacionadas com a composição do conteúdo intestinal (quimiorreceptores) e o grau de distensão da parede intestinal (mecanorreceptores). Outras células nervosas destes plexos são efectoras e inervam a musculatura lisa e as células secretoras de hormônios. Assim como observado por VELÁSQUEZ et al. (2003), em seu trabalho com o tubo digestivo da capivara, no presente trabalho foram observados gânglios nervosos submucosos e mioentéricos desenvolvidos, com grandes corpos de neurônios, sendo maiores e mais evidentes os mioentéricos.

A constituição da camada muscular do intestino delgado da capivara é similar àquela descrita para a maioria dos mamíferos (DELLMANN e BROWN, 1982; BANKS, 1992; HENRIKSON et al., 1999; JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004), sendo constituída por uma subcamada circular interna e outra longitudinal externa. De acordo com KENT e MILLER (1997), a camada circular interna, por meio de contrações e relaxamentos das fibras musculares lisas, constringe e dilata o intestino, enquanto a camada longitudinal externa promove o encurtamento do intestino ao se contrair. Assim, a ação coordenada destas duas camadas da musculatura é responsável pelos movimentos peristálticos e de segmentação do intestino. De acordo com o trabalho de VELÁSQUEZ et al. (2003), a camada circular interna é aparentemente mais espessa no duodeno da capivara, diminuindo caudalmente, enquanto a longitudinal externa espessa-se em direção caudal. No presente trabalho, no entanto, foram obtidos resultados estatísticos diferentes da observação aparente do trabalho de VELÁSQUEZ et al. (2003), pois a espessura das subcamadas musculares não apresentou diferença significativa ao longo do intestino delgado da capivara, embora a circular interna seja ligeiramente mais espessa no jejuno e a longitudinal externa seja aparentemente mais

espessa no duodeno e no íleo. A espessura da camada muscular do intestino delgado da capivara também diferiu daquela observada para coelhos, alimentados com uma dieta comercial, cuja camada muscular mostrou-se mais espessa no jejuno em relação ao íleo (YU e CHIOU, 1997).

No intestino delgado da capivara, a camada serosa apresentou-se similar à da maioria dos mamíferos (BANKS, 1992; GEORGE et al., 1998; JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004), sendo composta de tecido conjuntivo frouxo revestido por mesotélio, embora HENRIKSON et al. (1999) tenham descrito essa camada como sendo constituída de tecido conjuntivo denso.

3.5 – CONCLUSÕES

Os resultados encontrados neste trabalho permitem concluir que:

- ⇒ a espessura da parede e das camadas constituintes não varia significativamente ao longo do intestino delgado;
- ⇒ pregas espessas e ramificadas estão presentes ao longo do revestimento interno do intestino delgado, sendo mais desenvolvidas no duodeno;
- ⇒ existem vilos com formas e tamanhos diferenciados, inclusive ramificados;
- ⇒ a borda estriada é espessa, especialmente no jejuno e íleo;
- ⇒ as glândulas de Brünner estão presentes na submucosa e na região basal da mucosa, são restritas às porções cranial e média do duodeno e apresentam secreção rica em glicoconjugados ácidos e neutros;
- ⇒ as células caliciformes são numerosas e concentradas na região das criptas, a maioria delas possui secreção mista, constituída tanto de glicoconjugados neutros (PAS+) quanto de glicoconjugados ácidos (AB+);
- ⇒ os nódulos linfóides estão isolados no conjuntivo da mucosa e submucosa, ou associados formando placas, particularmente na porção caudal do íleo;
- ⇒ as células de Paneth e as células enteroendócrinas estão presentes;

3.6 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AINSWORTH, MA.; KOSS, MA.; HOGAN, DL.; ISENBERG, JI. Higher proximal duodenal mucosal bicarbonate secretion is independent of Brunner's glands in rats and rabbits. **Gastroenterology**. 109 (4): 1160-6, 1995.

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. **Fisiología Veterinária**. Madrid (España): McGraw-Hill-Interamericana. 1.ed. 1995. 1074p.

ALOGNINOUIWA, K.C.; AGBA, E.A.; KPODEKON, M. Anatomical, Histological and Functional Specificities of the digestive tract in the male Grasscutter (*Thryonomys swinderianus*, Temminck 1827). **Anat. Histol. Embryol**. 25: 15-21, 1996.

ANDREW, W.; HICKMAN, C.P. **Histology of the vertebrates. A comparative text**. Saint Louis: The C. V. Mosby Company. 1974. 291p.

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

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

BEVINS, C.L. The Paneth cells and the innate immune response. **Current Opinion in Gastroenterology**. 20(6): 572-80, 2004.

BRENNAN, P.C.; McCULLOUGH, J.S.; CARR, K.E. Variations in cell and structure populations along the length of murine small intestine. **Cells Tissues Organs**. 164 (4): 221-226, 1999.

CUNNINGHAM, J.G. **Tratado de fisiologia veterinária**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1993. 454p.

DELLMANN, H.D.; BROWN, E.M. **Histologia Veterinária**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1982. 397p.

DYCE, K.M.; SACK, W.O.; WENSING, C.J. **Tratado de Anatomia Veterinária**. 2. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1997. 663p.

GARTNER, L.P.; HIATT, J.L. **Atlas de Histologia**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1993. 322p.

GEORGE, L.L.; ALVES, C.E.R.; CASTRO, R.R.L. **Histologia Comparada**. 2.ed., São Paulo: Ed. Roca, 1998. 286p.

GÓMEZ-ÁLVAREZ, R.P.; SERRANO, M.N.M. **Introducción a la histología animal comparada - atlas-libro de la estructura microscópica de los animales**. 1.ed. Barcelona: Labor, 1983. 438p.

- GONZÁLEZ-JIMÉNEZ, E. **El Capibara (*Hydrochoerus hydrochaeris*): Estado Actual de su Producción**. Roma: FAO, 1995. 110p.
- GRIMELIUS, L.; WILANDER, E. Silver stains in the study of endocrine cells of the gut and pancreas. **Invest. Cell. Pathol.** 3: 3-12, 1980.
- HAMMERSEN, F. **Atlas de Histologia. Citologia, Histologia e Anatomia microscópica**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1978. 202p.
- HASSAN, G.; SHAFI, M. Diffuse endocrinology the (APUD- system) anatomical, histological and clinical perspectives. **JK-Practitioner.** 9(4): 260-261. 2002.
- 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.** 24: 299-307, 2000.
- JUNQUEIRA, L.C.; CARNEIRO, J. **Histologia básica**. 10.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2004. 623p.
- KENT, G.C. e MILLER, L. **Comparative anatomy of the vertebrates**. 8ed. Dubuque: The McGraw-Hill Companies, Inc., 1997. 487p.
- LLANOS, J.A.P. Secreción intestinal. IN: SACRISTÁN, A.G.; MONTIJANO, F.C.; PALOMINO, L.F.C.; GALLEGRO, J.G.; SILANES, M.D.M.L.; RUIZ, G.S. **Fisiología Veterinária**. 1.ed. Madrid (España): McGraw-Hill-Interamericana, 1996. 1074p.
- NICKEL, R.; SCHUMMER, A.; SEIFERLE, E. **The viscera of the domestic mammals**. Berlim: Ed. Verlag Paul Parey, Hamburg, 1973. 511p.
- REECE, W.O. **Fisiologia de animais domésticos**. 1^a ed. São Paulo: Editora Roca LTDA, 1996. 351p.
- ROBINSON, J.W.; MENGE H.; SEPULVEDA F.V.; MIRKOVITCH V. Functional and structural characteristics of the jejunum and ileum in the dog and the rat. **Digestion.** 15(3):188-99, 1977.
- RODRIGUES, S.S; PEIXOTO, J.V.; FONSECA, C.C. Quantificação de células endócrinas argentafins no intestino delgado da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris* (Mammalia, Rodentia, Hydrochaeridae). In: MOSTRA CIENTÍFICA DA PÓS-GRADUAÇÃO, 4, 2004, Viçosa. **Anais...** Viçosa: UFV, 2004. CD-Rom não paginado.
- ROSS, M.H.; ROMRELL, L.J. **Histologia: texto e atlas**. 2.ed. São Paulo: Editorial Panamericana, 1993. 779p.

SANTOS, G.C.; ZUCOLOTO, S. Células endócrinas gastrointestinais: Breve histórico e principais métodos de identificação à microscopia óptica. **Arq. Gastroenterol.** 33(1): 36-43, 1996.

SWENSON, M.J.; REECE, W.O. **Fisiologia dos animais domésticos.** 11^a ed., Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1996. 856p.

VELÁSQUEZ, J.C.C.; FONSECA, C.C.; MENIN, E.; PAULA, T.A.R. Estudo histológico do intestino delgado de capivaras adultas (*Hydrochoerus hydrochaeris*). **Arq. Ciên. Vet. Zool. UNIPAR.** 6(1): 21-25, 2003.

WIESE, F.; SIMON, O.; WEYRAUCH, K.D. Morphology of the Small Intestine of Weaned Piglets and a Novel Method for Morphometric Evaluation. **Anat. Histol. Embryol.** 32: 102-109, 2003.

YU, B.; CHIOU, W.S. The morphological changes of intestinal mucosa in growing rabbits. **Laboratory Animals.** 31: 254-263, 1997.

**4 – ASPECTOS NEURO-ENDÓCRINOS DO INTESTINO DELGADO DA
CAPIVARA *Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766
(MAMMALIA, RODENTIA, HYDROCHAERIDAE)**

RESUMO

A distribuição e frequência das células endócrinas argirófilas, argentafins e imunorreativas à serotonina e dos gânglios nervosos dos plexos submucoso e mioentérico foram estudadas no intestino delgado da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris*, buscando verificar a existência de possíveis correlações numéricas entre as células endócrinas e os gânglios nervosos estudados. Foram coletados fragmentos do duodeno, jejuno e íleo de animais adultos, sendo processados conforme técnicas histológicas rotineiras. Para estudo dos gânglios nervosos foi empregado o método de coloração da Hematoxilina-Eosina; e para as células endócrinas argirófilas, argentafins e imunorreativas à serotonina foram usadas técnicas específicas de coloração: Grimelius, Masson Fontana modificada e peroxidase anti-peroxidase, respectivamente. As células endócrinas são mais abundantes na região das criptas e, quanto à sua morfologia, predominam as do “tipo aberto”. A população de células endócrinas argirófilas é maior que das células argentafins e, destas, maior que das células imunorreativas à serotonina, ao longo do intestino delgado da capivara. O número médio de cada tipo celular endócrino não variou significativamente entre as porções cranial, média e caudal de cada segmento intestinal. Por outro lado, a frequência de células endócrinas foi aparentemente maior no duodeno, tendo em vista a importância deste segmento intestinal nas funções digestivas e absorptivas. Foram observados gânglios nervosos proeminentes nos plexos submucoso e mioentérico, sendo maiores e mais frequentes os do plexo mioentérico. A correlação numérica verificada entre as células endócrinas, particularmente as argentafins e imunorreativas à serotonina, e os gânglios nervosos mioentéricos pode significar um reflexo das interações fisiológicas entre os sistemas endócrino e nervoso para o controle das atividades intestinais.

Palavras-chave: capivara, intestino delgado, células enteroendócrinas, serotonina, gânglios nervosos entéricos.

ABSTRACT

Neuroendocrine aspects of small intestine of the capybara *Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766 (MAMMALIA, RODENTIA, HYDROCHAERIDAE). The distribution and frequency of the argyrophil, argentaffin and serotonin immunoreactive endocrine cells and of the nervous ganglia of the submucosal and myenteric plexus were studied in the small intestine of the capybara *Hydrochoerus hydrochaeris*, looking for to verify the existence of possible numeric correlations between the endocrine cells and the nervous ganglia. Fragments of the duodenum, jejunum and ileum of adult animals were collected, being processed according to routine histological techniques. For study of the nervous ganglia the method of coloration of the Hematoxilina-Eosina was used; and for the study of the argyrophil, argentaffin and serotonin immunoreactive endocrine cells specific techniques of coloration were used: Grimelius, Masson Fontana modified and peroxidase anti-peroxidase, respectively. The endocrine cells are more abundant in the area of the crypts and, in relation to its morphology, the one of the "open type" prevail. The population of argyrophil cells is larger than of the argentaffin cells and, of these, larger than of the serotonin immunoreactive cells, along the small intestine of the capybara. The medium number of each endocrine cellular type didn't vary significantly among the cranial, medial and caudal portions of each intestinal segment. On the other hand, the frequency of endocrine cells was apparently larger in the duodenum, tends in view the importance of this intestinal segment in the digestive and absorptive functions. Prominent nervous ganglia were observed in the submucosal and myenteric plexus, being larger and more frequent the one of the myenteric plexus. The numeric correlation verified among the endocrine cells, particularly the argentaffin and serotonin immunoreactive cells, and the myenteric nervous ganglia can mean a reflex of the physiologic interactions among the endocrine and nervous systems for the control of the intestinal activities.

Key-words: capybara, small intestine, enteroendocrine cells, serotonin, enteric nervous ganglia.

4.1 - INTRODUÇÃO

Os eventos motores, secretores e absorptivos do trato gastrointestinal (TGI) devem ser integrados para permitir que os nutrientes, contidos no alimento ingerido, possam ser digeridos, com redução a partículas mais simples, e assim serem absorvidos (SWENSON e REECE, 1996). Esta integração é efetivada por ações e interações dos sistemas nervoso e endócrino, o que possibilita controlar a motilidade e a velocidade de trânsito da digesta, assim como as várias secreções do TGI, de modo que as enzimas possam ser secretadas, ativadas e agir sobre os nutrientes, no momento certo, nas quantidades adequadas e em um meio com pH ideal.

As funções do TGI são reguladas por uma complexa rede de mecanismos mediadores, envolvendo os mensageiros químicos, que podem ser peptídeos ou aminas biogênicas, presentes em neurônios e fibras nervosas do sistema nervoso entérico (SNE) e em células endócrinas do tubo digestivo e das glândulas anexas (RAYBOULD, 1998; REHFELD, 1998). As ações dos sistemas nervoso e endócrino, assim como as interações entre eles, são realizadas por meio, principalmente, dos mecanismos telócrino (ou endócrino), em que o mensageiro químico (hormônio) é liberado na corrente sangüínea e age à distância; parácrino, o mensageiro (autacóide) é liberado localmente e estimula células vizinhas; ou neurócrino, liberando localmente os mensageiros químicos (neurotransmissores) contidos em terminações nervosas (POLAK et al., 1993).

A regulação neural das funções gastrointestinais está a cargo de um controle nervoso extrínseco, exercido pelo sistema nervoso autônomo simpático e parassimpático, e por um controle nervoso intrínseco, representado pelo sistema nervoso entérico, que é constituído por plexos nervosos interconectados na parede do TGI (FURNESS e COSTA, 1980; GUYTON e HALL, 1996; HUDSON et al., 2000). Essa regulação neural das funções gastrointestinais ocorre via “circuitos reflexos”, existindo um neurônio sensorial aferente que carrega atividade elétrica da periferia para o centro de integração, que pode ser tanto um gânglio como uma região especializada do cérebro, onde os sinais aferentes são processados e informações são retornadas via neurônios motores para modificar a atividade do intestino (RAYBOULD, 1998).

O sistema nervoso entérico é representado, principalmente, pelos plexos mioentérico e submucoso. O plexo mioentérico, também chamado de plexo de Auerbach, está localizado entre as subcamadas musculares circular interna e longitudinal externa; enquanto o plexo submucoso, conhecido por plexo de Meissner, localiza-se no interior do conjuntivo da camada submucosa (FURNESS e COSTA,

1980; GUYTON e HALL, 1996). Estes plexos consistem de cadeias lineares de neurônios interconectadas e distribuídas por todo o comprimento do tubo digestivo (GUYTON e HALL, 1996). Os neurônios podem ser sensoriais, respondendo às alterações químicas e de estiramento; motores, que inervam os músculos lisos; secretores, que regulam as secreções endócrinas e exócrinas da mucosa; ou interneurônios (GANONG, 1998).

O sistema nervoso extrínseco, por sua vez, atua modulando as atividades do sistema nervoso intrínseco (GUYTON e HALL, 1996; FURNESS et al, 1999). Há, ainda, uma classe pouco comum de neurônios, os intestínofugais, com corpos celulares na parede intestinal e projeções para fora dela, fazendo sinapses com o gânglio simpático prevertebral. Estes neurônios estão relacionados com o controle da motilidade intestinal no sentido distal-proximal e com a inibição da secreção de água e eletrólitos no intestino (FURNESS et al, 1999; SZURSZEWSKI et al., 2002).

A regulação endócrina é exercida pelo sistema endócrino difuso do aparelho digestório, também conhecido por sistema gastroenteropancreático (GEP), que representa uma complexa rede regulatória cujas funções incluem o controle local da secreção, absorção, motilidade, proliferação das células da mucosa e possivelmente o controle da barreira imune (RINDI et al., 2004). As células do sistema GEP têm sido classificadas de várias maneiras, de acordo com a sua morfologia (FUJITA e KOBAYASHI, 1977; SJÖLUND et al., 1983; DAYAL et al., 1987), com a sua capacidade de absorver determinados sais (GRIMELIUS e WILANDER, 1980; SANTOS e ZUCOLOTO, 1996; RODRIGUES et al., 2004), com o tipo de produto secretor que sintetizam (GRANNER, 1988; REHFELD, 1998), com a morfologia dos seus grânulos secretores (POLAK et al., 1993; FONSECA et al., 1998) e, mais recentemente, com base na abundância de moléculas marcadoras específicas e na capacidade de expressar certos transgenes (RINDI et al., 2004; SCHONHOFF et al., 2004)

De acordo com a comunicação apical com o lúmen, foram diferenciados dois tipos celulares: um grupo de células cujo ápice alcança a superfície luminal (“tipo aberto”) e outro sem continuidade com o lúmen (“tipo fechado”). As células de “tipo fechado” são encontradas principalmente no corpo e no fundo gástricos, e as de “tipo aberto”, no restante do tubo digestivo (FUJITA e KOBAYASHI, 1977). Acredita-se que as células de “tipo fechado” respondem à distensão ou à estimulação humoral, enquanto que as células de “tipo aberto” detectam pequenas alterações do pH ou da composição do conteúdo luminal do intestino (DAYAL et al., 1987).

De acordo com POLAK et al. (1993), as células endócrinas podem ser classificadas em argentafins, capazes de reduzir diretamente soluções de prata, e argirófilas, capazes de absorver sais de prata que, então, podem ser reduzidos por adição de uma substância química com capacidade redutora. Conforme SANTOS e ZUCOLOTO (1996), todas as células argentafins do tubo digestivo apresentam reação argirófila positiva, ou seja, toda célula argentafim é também argirófila.

As técnicas empregando sais de prata são rotineiramente usadas para determinar a densidade populacional das células enteroendócrinas, assim como a sua localização e distribuição ao longo do tubo digestivo (GRIMELIUS e WILANDER, 1980). Porém, como essas técnicas detectam vários tipos de células enteroendócrinas, a discriminação de determinado tipo celular e seu produto secretor tem sido feita por meio de técnicas imunohistoquímicas e de imunofluorescência.

Deste modo, foi verificado que a distribuição das células enteroendócrinas é muito variável ao longo do tubo digestivo, existindo, todavia, populações celulares que usualmente predominam em uma região específica (SJÖLUND et al., 1983). As células produtoras de serotonina, denominadas células enterocromafins (EC) em razão da sua afinidade por sais de cromo, são encontradas na mucosa de quase todo o tubo digestivo e constituem a população predominante do sistema GEP. Embora o principal produto de secreção das células EC seja a serotonina, têm sido descritas imunorreações para peptídeos, tais como a substância P e motilina (FUJITA e KOBAYASHI, 1977; SJÖLUND et al., 1983), leucina-encefalina (SJÖLUND et al., 1983), colecistocinina (WANG et al., 1995), uroguanilina (PERKINS et al., 1997), orexina A (SANCHEZ e BURREL, 2002) e secretina (SCHONHOFF et al., 2004), na maioria das vezes coexistindo com a serotonina.

A serotonina (5-hidroxitriptamina, 5-HT) é uma amina biogênica derivada do triptofano, sendo sintetizada dentro do citosol e armazenada em grânulos secretores pelas células EC (SANTOS e ZUCOLOTO, 1996). A serotonina também pode estar presente no sistema nervoso central e nos neurônios serotoninérgicos dos gânglios mioentéricos intestinais, que podem mediar reflexos locais (LI et al., 2000). RACKE et al. (1996) verificaram que a secreção de serotonina pelas células EC ocorre predominantemente do lado intersticial, sendo controlada por um complexo mecanismo neuroendócrino, mediado por receptores.

A serotonina é secretada espontaneamente em resposta a uma ampla variedade de estímulos no lúmen duodenal, incluindo acidificação, instilação de glicose hipertônica ou solução de sacarose, estimulação vagal, aumento da pressão intraluminal,

obstrução mecânica do intestino e isquemia intestinal (LI et al., 2000). As células EC são consideradas os sensores primários da glicose no lúmen intestinal, sendo que a liberação de serotonina em resposta à glicose ativaria receptores sobre terminais nervosos aferentes para evocar alterações reflexas na motilidade e esvaziamento gástricos (RAYBOULD et al., 2003).

A serotonina também é conhecida por estimular a contração da musculatura lisa do trato gastrointestinal e por provocar a secreção exócrina (CECCARELLI et al., 1995), além de estimular os neurônios mioentéricos promovendo respostas vasodilatadoras na submucosa VANNER (2000). De acordo com TUO e ISENBERG (2003) e TUO et al. (2004), a serotonina é um potente ativador da secreção de bicarbonato pela mucosa duodenal em camundongos, via um caminho neural colinérgico. Ela também está envolvida no mecanismo de êmese, visto que drogas citotóxicas evocam a liberação de serotonina das células EC na mucosa intestinal, o que resulta na estimulação de nervos aferentes vagais adjacentes, que alcançam o centro do vômito no tronco encefálico e, conseqüentemente, induzem o reflexo do vômito (MINAMI et al., 2003).

Células imunorreativas à serotonina foram detectadas no epitélio do intestino de macaco *rhesus*, muitas das quais estavam em contato com, ou bem próximas a linfócitos CD3+ e CD20+, sugerindo uma interação entre as células produtoras de serotonina e os linfócitos no intestino, e um possível papel da serotonina na resposta imune na mucosa (GUI-BO e ANDREW, 2004).

A serotonina tem sido indicada como a causa da diarreia em muitos pacientes com síndrome carcinóide. Em coelhos tratados com serotonina, por meio de uma técnica de perfusão in vivo, observou-se aumento da secreção pela mucosa do íleo e diminuição da absorção de água e eletrólitos pelo jejuno médio (DONOWITZ, 1977). Tem sido proposto que a célula enterocromafín é uma célula epitelial sensorial que responde a estímulos nocivos dentro do lúmen, como a presença de toxina da cólera, por meio da secreção de serotonina. A serotonina inicia um reflexo neural através de um gânglio nicotínico para liberar um secretagogo que age sobre os enterócitos, causando aumento na secreção de fluido (HUBEL, 1985). Ainda, alterações fisiológicas nas células enterocromafíns no cólon estão envolvidas com o trânsito gastrointestinal acelerado em camundongos diabéticos não-obesos e com o trânsito intestinal diminuído em camundongos diabéticos obesos (EL-SALHY, 2002).

Assim, como há muitos trabalhos sobre fisiologia e patologia envolvendo as células enteroendócrinas, em especial as células produtoras de serotonina, faz-se

necessário ampliar o conhecimento sobre elas nas diferentes espécies animais, no que se refere à sua distribuição, frequência e morfologia. Da mesma forma, trabalhos sobre fisiopatologia também têm sido realizados envolvendo os plexos nervosos mioentérico e submucoso, sendo detectadas, por exemplo, alterações na morfofisiologia destes plexos em humanos e animais chagásicos (TAFURI e BRENNER, 1967; COSTA e LIMA FILHO, 1968; VILELA, 1983). Deste modo, estudos sobre aspectos básicos dos plexos nervosos mioentérico e submucoso representam uma contribuição para pesquisas aplicadas nas áreas de patologia e fisiologia digestivas.

Logo, o presente trabalho teve por objetivos analisar e quantificar as células endócrinas argirófilas, argentafins e imunorreativas à serotonina, além dos gânglios nervosos dos plexos submucoso e mioentérico, no intestino delgado da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris*, e verificar a existência de possíveis diferenças destes parâmetros entre os segmentos intestinais. Dada a interrelação fisiológica existente entre células endócrinas e neurônios para regulação local dos eventos digestivos, este trabalho teve por objetivo, ainda, verificar se essa interrelação é refletida no campo morfométrico, ou seja, se há correlação quantitativa entre as células endócrinas e os gânglios nervosos estudados.

4.2 – MATERIAL E MÉTODOS

O material biológico consistiu em nove exemplares adultos de capivara *Hydrochoerus hydrochaeris*, sendo seis machos e três fêmeas, com peso médio de 38 ± 8 kg e comprimento médio de $1,15\pm 0,11$ m (comprimento “snout-rump”, medido da extremidade do focinho à extremidade da cauda, ao longo do dorso do animal). Estes animais eram procedentes da Fazenda Cachoeirinha da Universidade Federal de Viçosa, no município de Viçosa – MG, onde foram eutanasiados sob autorização do IBAMA (Número da Licença: 060/04-NUFAS/MG). A eutanásia foi realizada por meio de métodos de abatedouro, após a qual os animais foram pesados, medidos e sexados.

A cavidade abdominal dos animais foi exposta, por meio de uma incisão longitudinal mediana no abdome, e os segmentos do intestino delgado (duodeno, jejuno e íleo) foram identificados “in situ”, de acordo com os critérios de DYCE et al. (1997), sendo os seus limites demarcados com auxílio de ligaduras. Assim, o duodeno foi considerado da extremidade cranial do intestino delgado até a flexura duodeno-jejunal; o jejuno, desta flexura até a porção cranial do íleo, na região da borda livre da prega íleocecal; o íleo, dessa região até a junção íleocecal.

Após a identificação e demarcação dos segmentos intestinais (duodeno, jejuno e íleo), foi coletado um fragmento de 2cm^2 das suas porções cranial, média e caudal. Cada fragmento foi dividido ao meio, sendo uma das metades fixada em solução aquosa de Bouin e a outra em solução aquosa de formol tamponado a 10%, ambos por 24 horas, à temperatura ambiente.

O processamento histológico dos fragmentos foi realizado no laboratório de Histopatologia do Departamento de Veterinária da Universidade Federal de Viçosa – UFV; e a técnica de imunohistoquímica foi realizada no laboratório de Patologia Digestiva e Neuroendócrina da Faculdade de Medicina da Universidade Federal de Minas Gerais - UFMG. Após a fixação, os fragmentos foram desidratados em série de concentrações crescentes de álcool etílico, diafanizados em xilol e incluídos em parafina histológica (ponto de fusão: $56-58^\circ\text{C}$), conforme processamento histológico de rotina (BANCROFT e STEVENS, 1996).

Com o auxílio de micrótomo rotativo manual (modelo Spencer, American Optical), foram obtidos cortes transversais de $5\mu\text{m}$ de espessura, que foram corados pelas seguintes técnicas: (1) Hematoxilina-Eosina (HE) (BANCROFT e STEVENS, 1996), para identificação e quantificação dos gânglios nervosos; (2) Grimelius (GRIMELIUS, 1968), para identificação e quantificação das células endócrinas

argirófilas; (3) Masson Fontana modificada (BARBOSA et al., 1984), para análise e quantificação das células endócrinas argentafins; e (4) imunohistoquímica pela peroxidase anti-peroxidase (PAP) (STERNBERGER, 1979), com soro monoclonal de camundongo anti-serotonina, e contracoloração pela hematoxilina (BANCROFT e STEVENS, 1996) diluída cinco vezes, para observação e quantificação das células imunorreativas à serotonina. As técnicas de Grimelius, Masson Fontana modificada e PAP estão descritas no Apêndice.

As células argirófilas foram analisadas e quantificadas no material fixado em solução de Bouin, enquanto as células argentafins e imunorreativas à serotonina, no material fixado em formol tamponado a 10%, uma vez que a técnica de Grimelius forneceu melhores resultados em material fixado em solução de Bouin, enquanto as técnicas de Masson Fontana modificada e PAP, no material fixado em solução de formol tamponado a 10%.

As análises qualitativas e morfométricas dos segmentos do intestino delgado foram realizadas com auxílio de microscópio (modelo Leitz Wetzlar), no laboratório de Histologia do Departamento de Veterinária da Universidade Federal de Viçosa - UFV. Para as análises morfométricas foram utilizados cortes das porções cranial, média e caudal dos segmentos intestinais em estudo (duodeno, jejuno e íleo). Com auxílio de ocular micrométrica (modelo Leitz Wetzlar), calibrada para os aumentos utilizados, foi contado o número de células endócrinas argirófilas, argentafins e imunorreativas à serotonina ao longo do eixo viló-cripta, por área e por volume da camada mucosa, assim como o número de gânglios nervosos dos plexos submucoso e mioentérico, por extensão linear, por área e por volume da camada submucosa e da camada muscular, respectivamente.

A contagem de cada tipo de célula endócrina foi realizada em nove campos aleatórios do corte da mucosa, delimitados pela extensão da régua da ocular micrométrica, equivalente a 300 μ m de extensão, utilizando-se a objetiva de 40x. A contagem dos gânglios nervosos submucosos e mioentéricos foi realizada, utilizando-se a objetiva de 10x, em cinco campos da camada submucosa e da camada muscular, respectivamente, sendo estes campos delimitados pela extensão da régua da ocular micrométrica, equivalente a 1210 μ m. Assim, foi obtido um número médio para cada tipo celular endócrino e para cada tipo de gânglio nervoso analisado nas diferentes porções do intestino delgado.

Nas lâminas coradas pela técnica de HE, em que as camadas da parede intestinal foram mais bem visualizadas, foi medida, por meio da ocular micrométrica, a altura das

camadas mucosa, submucosa e muscular em nove campos do corte, visando estimar a área utilizada para a quantificação das células endócrinas, dos gânglios nervosos submucosos e dos gânglios nervosos mioentéricos, respectivamente. Assim, a área das camadas mucosa, submucosa e muscular foi obtida a partir da altura média da respectiva camada multiplicada pela extensão da régua micrométrica, enquanto o volume das respectivas camadas foi obtido multiplicando-se o valor da área pela espessura dos cortes.

Como a altura das camadas intestinais é variável, foram obtidos diferentes áreas e volumes nos campos considerados. Os valores obtidos para cada parâmetro estudado foram, então, estimados para 1mm^2 de área e 1mm^3 de volume da respectiva camada, ou seja, foi encontrado um número médio de células endócrinas argirófilas, argentafins e imunorreativas à serotonina para cada 1mm^2 de área e 1mm^3 de volume da camada mucosa, de gânglios nervosos submucosos para cada 1mm^2 de área e 1mm^3 de volume da camada submucosa, e de gânglios nervosos mioentéricos para cada 1mm^2 de área e 1mm^3 de volume da camada muscular.

Também foram mensuradas as dimensões, altura e largura, dos gânglios submucosos e mioentéricos, assim como o número de corpos celulares de neurônios por área de gânglio (mm^2), obtida a partir das suas dimensões. Essas mensurações e quantificações foram feitas em cinco gânglios de cada corte, obtendo-se um número médio para esses parâmetros em cada porção do intestino delgado.

Os valores obtidos foram organizados em planilha eletrônica (EXCEL 97) e analisados estatisticamente por meio do programa Statistica, versão 5.0., sendo submetidos ao teste Tukey para comparação de médias dos parâmetros estudados, ao nível de 5% de significância, visando detectar possíveis diferenças entre duodeno, jejuno e íleo e, nesses, entre as suas porções cranial, média e caudal.

As fotos que ilustram o trabalho foram obtidas com auxílio de uma máquina fotográfica (modelo Fujix HC-300Zi) acoplada a um microscópio (modelo Nikon Eclipse E600) e a um computador, no laboratório de Biologia e Controle de Hematozoários e Vetores, Bioagro, Universidade Federal de Viçosa – UFV.

4.3 - RESULTADOS

Foram observadas células endócrinas argirófilas, argentafins e imunorreativas à serotonina ao longo do epitélio de revestimento do intestino delgado da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris*, estando dispersas e intercaladas com os demais tipos celulares do epitélio. Estas células são predominantes na região das criptas e menos freqüentes ao longo do eixo dos vilos. Elas não foram observadas nas glândulas de Brünner nem em qualquer outra região na parede do intestino delgado.

A maioria destas células é do “tipo aberto” e apresenta forma piramidal ou oval (Figura 1), podendo ser visualizado, algumas vezes, o seu prolongamento apical, longo e estreito, por entre outras células do epitélio de revestimento, alcançando o lúmen intestinal (Figuras 1A, B). Já a porção basal das células endócrinas apresenta-se, geralmente, dilatada e em contato com a porção basal de células adjacentes (Figuras 1D, F).

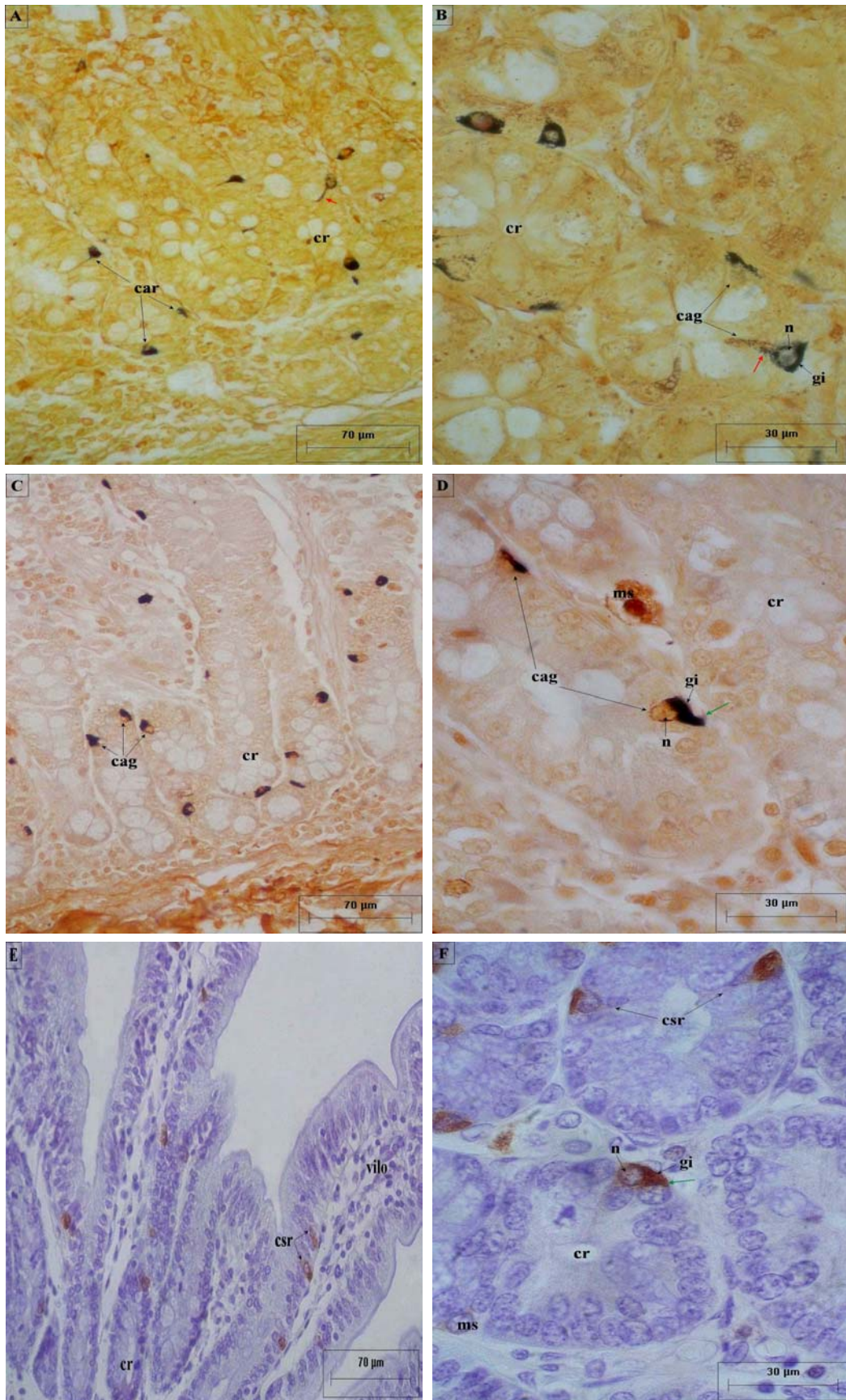


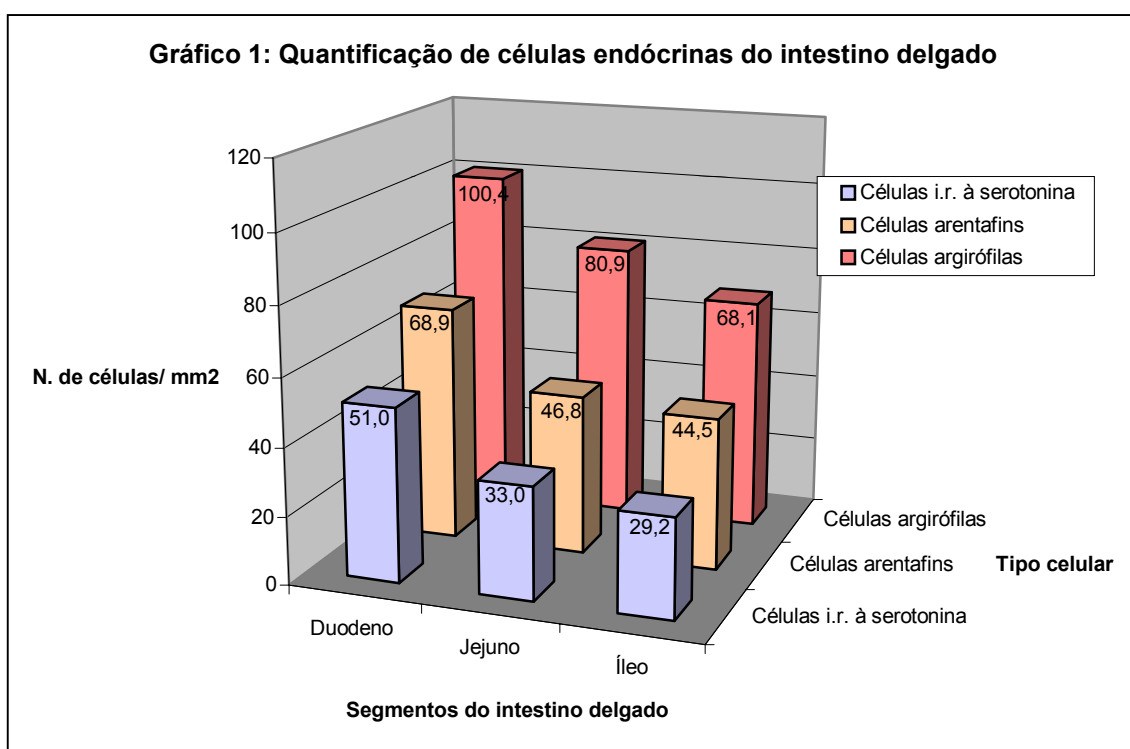
Figura 1: Secções histológicas da mucosa do intestino delgado da capivara *H. hydrochaeris*, enfatizando a distribuição e morfologia das células endócrinas. A e B) Células endócrinas argirófilas (car). Grimelius. C e D) Células endócrinas argentafins (cag). Masson Fontana modificado. E e F) Células endócrinas imunorreativas à serotonina (csr). PAP. cr- criptas; ms- mastócito; n- núcleo; gi- grânulos infranucleares. As setas vermelhas indicam o prolongamento apical da célula endócrina. As setas verdes indicam a porção basal dilatada da célula endócrina.

As células argirófilas do intestino delgado da capivara são predominantes em relação às células argentafins e, estas, predominantes em relação às células endócrinas imunorreativas à serotonina, em particular no duodeno (Tabela 1; Gráfico 1).

Tabela 1: Número de células endócrinas (média \pm desvio padrão) argirófilas, argentafins e imunorreativas (I.R.) à serotonina, por mm² da camada mucosa, no duodeno, jejuno e íleo da capivara, assim como no total do intestino delgado.

Células endócrinas	Duodeno	Jejuno	Íleo	Intestino delgado
argirófilas	100,4 \pm 28,2 ^A	80,9 \pm 23,6 ^A	68,1 \pm 20,2 ^A	83,1 \pm 24,0 ^A
argentafins	68,9 \pm 20,1 ^B	46,8 \pm 14,0 ^B	44,5 \pm 13,8 ^{AB}	53,4 \pm 16,0 ^B
I.R. à serotonina	51,0 \pm 14,3 ^B	33,0 \pm 8,8 ^B	29,2 \pm 8,8 ^B	37,7 \pm 10,7 ^C

Médias seguidas por letras iguais, dentro da mesma coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey, ao nível de 5% de significância.



As células endócrinas argirófilas (Figuras 1A, B) se apresentam com o citoplasma corado geralmente em preto, particularmente na região infranuclear, com o núcleo em imagem negativa, por meio da técnica de Grimelius. Quanto ao número de células endócrinas argirófilas, não houve diferença significativa entre as porções

(cranial, média e caudal) de cada segmento intestinal, nem mesmo entre os segmentos intestinais, duodeno, jejuno e íleo (Tabela 2; Gráfico 1).

Tabela 2: Número de células endócrinas argirófilas por mm^2 e por mm^3 da camada mucosa (média \pm desvio padrão), nas diferentes porções e segmentos do intestino delgado da capivara.

Porções	NCE/ mm^2	NCE/ mm^3	Segmentos	NCE/ mm^2	NCE/ mm^3
Duodeno cranial	83,6 \pm 27,8 ^A	2786,2 \pm 1030,4 ^A	Duodeno	100,39 \pm 28,2 ^A	3346,2 \pm 1224,1 ^A
Duodeno médio	114,9 \pm 30,9 ^A	3831,0 \pm 1296,5 ^A			
Duodeno caudal	102,6 \pm 25,9 ^A	3421,4 \pm 1345,4 ^A			
Jejuno cranial	102,1 \pm 23,1 ^A	3401,7 \pm 955,3 ^A	Jejuno	80,95 \pm 23,6 ^A	3089,9 \pm 848,3 ^A
Jejuno médio	73,4 \pm 25,8 ^A	2446,7 \pm 800,3 ^A			
Jejuno caudal	67,4 \pm 21,8 ^A	2246,7 \pm 789,5 ^A			
Íleo cranial	64,1 \pm 17,4 ^A	2137,4 \pm 665,4 ^A	Íleo	68,10 \pm 20,2 ^A	2269,9 \pm 648,7 ^A
Íleo médio	71,8 \pm 21,5 ^A	2394,0 \pm 583,1 ^A			
Íleo caudal	68,4 \pm 21,8 ^A	2278,2 \pm 697,5 ^A			

NCE – número de células endócrinas. Médias seguidas por letras iguais, dentro da mesma coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey, ao nível de 5% de significância.

As células endócrinas argentafins (Figuras 1C, D) apresentam citoplasma em marrom escuro, em especial na região infranuclear, quando coradas pela técnica de Masson Fontana modificada, sendo identificado o núcleo por sua imagem negativa, não corado pela técnica. Quanto ao número de células argentafins no intestino delgado da capivara, não houve diferença significativa entre as porções intestinais, mas, em geral, é maior no duodeno que no jejuno e íleo (Tabela 3; Gráfico 1).

Tabela 3: Número de células endócrinas argentafins por mm² e por mm³ da camada mucosa (média ± desvio padrão), nas diferentes porções e segmentos do intestino delgado da capivara.

Porções	NCE/ mm ²	NCE/ mm ³	Segmentos	NCE/ mm ²	NCE/ mm ³
Duodeno cranial	69,91±18,09 ^A	2330,6±959,5 ^A	Duodeno	68,95±20,17 ^A	2298,6±977,7 ^A
Duodeno médio	70,59±23,11 ^A	2353,3±1173,1 ^A			
Duodeno caudal	66,35±19,32 ^A	2211,9±800,6 ^A			
Jejuno cranial	57,50±16,39 ^A	1916,8±724,2 ^A	Jejuno	46,81±14,00 ^B	1874,0±553,3 ^B
Jejuno médio	44,80±14,09 ^A	1493,4±534,3 ^A			
Jejuno caudal	38,12±11,52 ^A	1271,0 401,5 ^A			
Íleo cranial	40,57±12,73 ^A	1352,5±455,5 ^A	Íleo	44,50±13,84 ^B	1483,3±426,6 ^B
Íleo médio	42,72±14,33 ^A	1424,1±419,2 ^A			
Íleo caudal	50,20±14,45 ^A	1673,4±405,1 ^A			

NCE – número de células endócrinas. Médias seguidas por letras iguais, dentro da mesma coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey, ao nível de 5% de significância.

As células imunorreativas à serotonina (Figuras 1E, F) apresentam o citoplasma corado em amarelo escuro, mediante a técnica imunohistoquímica de PAP, com o núcleo contracorado pela hematoxilina. Estatisticamente, não houve diferença significativa entre as porções de cada segmento intestinal quanto ao número de células imunorreativas à serotonina, mas foi verificada diferença entre os segmentos, sendo menor no íleo em relação ao duodeno e jejuno (Tabela 4; Gráfico 1).

O número de células endócrinas argirófilas, argentafins e imunorreativas à serotonina variou consideravelmente entre os campos observados no corte, bem como entre os animais utilizados. A intensidade de coloração nestas células também variou, havendo células com citoplasma mais ou menos corado pelas respectivas técnicas usadas para sua identificação.

Tabela 4: Número de células endócrinas imunorreativas à serotonina por mm² e por mm³ da camada mucosa (média ± desvio padrão), nas diferentes porções e segmentos do intestino delgado da capivara.

Porções	NCE/mm ²	NCE/mm ³	Segmentos	NCE/mm ²	NCE/mm ³
Duodeno cranial	48,54±15,50 ^A	1571,9±754,7 ^A	Duodeno	51,01±14,39 ^A	1600,3±870,6 ^A
Duodeno médio	57,10±17,03 ^A	1754,3±697,1 ^A			
Duodeno caudal	47,40±10,65 ^A	1474,8±1159,9 ^A			
Jejuno cranial	44,29±8,68 ^A	1460,9±837,4 ^A	Jejuno	33,02±8,83 ^{AB}	1085,7±585,0 ^{AB}
Jejuno médio	32,31±10,22 ^A	1096,2±699,7 ^A			
Jejuno caudal	22,48±7,60 ^A	699,8±218,0 ^A			
Íleo cranial	24,77±9,39 ^A	688,2±249,6 ^A	Íleo	29,23±8,85 ^B	912,0±423,7 ^B
Íleo médio	25,43±7,52 ^A	739,9±439,4 ^A			
Íleo caudal	37,49±9,64 ^A	1307,9±582,1 ^A			

NCE – número de células endócrinas. Médias seguidas por letras iguais, dentro da mesma coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey, ao nível de 5% de significância.

Os gânglios nervosos dos plexos submucoso e mioentérico (Figura 2) são proeminentes, apresentando grandes e numerosos corpos de neurônios, que mostram citoplasma intensamente basófilo e nucléolo evidente.

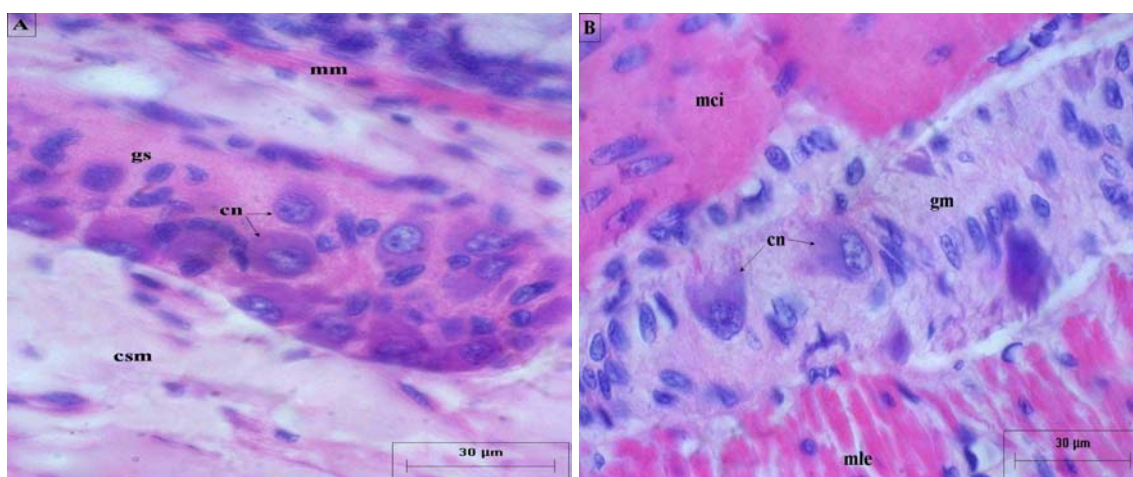


Figura 2: Secções histológicas dos plexos nervosos submucoso e mioentérico do intestino delgado da capivara *H. hydrochaeris*. H-E. A) Gânglio nervoso submucoso (gs). B) Gânglio nervoso mioentérico (gm). cn- corpos de neurônios; csm- camada submucosa; mci- subcamada muscular circular interna; mle- subcamada muscular longitudinal externa; mm- muscular da mucosa.

Os gânglios nervosos do plexo mioentérico são significativamente mais numerosos que os do plexo submucoso ao longo do intestino delgado da capivara, sendo encontrado um valor médio de $2,29 \pm 0,63$ gânglios mioentéricos a cada 1,2mm de

extensão da camada muscular, e de $0,69 \pm 0,26$ gânglios submucosos a cada 1,2mm de extensão da camada submucosa.

Os gânglios nervosos do plexo mioentérico são, ainda, significativamente maiores ($0,01 \pm 0,008\text{mm}^2$) que os do plexo submucoso ($0,006 \pm 0,0005\text{mm}^2$), este último possui, entretanto, gânglios com maior população de corpos de neurônios. Foram encontrados $1801,9 \pm 623,0$ corpos de neurônios por mm^2 de área do gânglio submucoso; enquanto o valor encontrado para os gânglios mioentéricos foi de $457,4 \pm 141,6$.

Os gânglios nervosos do plexo submucoso (Figura 2A) se concentram na região mais interna da submucosa, próxima à muscular da mucosa, sendo mais frequentes e maiores na submucosa que preenche o interior das pregas. Os gânglios nervosos do plexo mioentérico (Figura 2B), por sua vez, distribuem-se linearmente entre as subcamadas musculares, circular interna e longitudinal externa, sendo intercalados por feixes de fibras nervosas. O número de gânglios nervosos submucosos não variou significativamente ao longo do intestino delgado da capivara (Tabela 5; Gráfico 2), assim como o número de gânglios nervosos mioentéricos (Tabela 6; Gráfico 2).

Tabela 5: Número de gânglios nervosos submucosos (média \pm desvio padrão), por extensão da submucosa (1,2mm), por área da submucosa ($1,0\text{mm}^2$) e por volume da submucosa ($1,0\text{mm}^3$) nas diferentes porções e segmentos do intestino delgado da capivara.

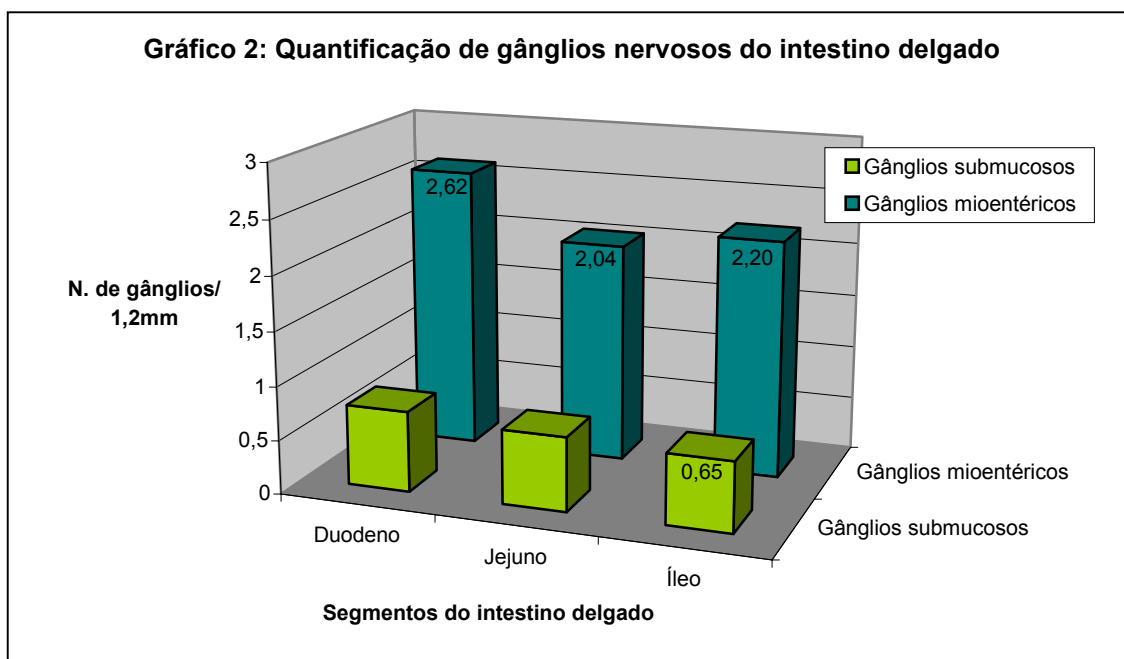
Porções	NGN/ ES	NGN/ AS	NGN/ VS	Segmentos	NGN/ ES	NGN/ AS	NGN/ VS
Duodeno cranial	$0,69 \pm 0,28^A$	$3,31 \pm 1,39^A$	$40,2 \pm 15,5^A$	Duodeno	$0,74 \pm 0,24^A$	$3,92 \pm 1,23^A$	$47,5 \pm 31,4^A$
Duodeno médio	$0,66 \pm 0,19^A$	$3,97 \pm 1,04^A$	$48,1 \pm 46,2^A$				
Duodeno caudal	$0,88 \pm 0,25^A$	$4,48 \pm 1,25^A$	$54,3 \pm 32,5^A$				
Jejuno cranial	$0,78 \pm 0,22^A$	$4,15 \pm 1,18^A$	$50,3 \pm 25,8^A$	Jejuno	$0,68 \pm 0,25^A$	$4,85 \pm 1,87^A$	$51,4 \pm 36,2^A$
Jejuno médio	$0,62 \pm 0,24^A$	$4,11 \pm 1,82^A$	$49,7 \pm 32,7^A$				
Jejuno caudal	$0,64 \pm 0,28^A$	$6,31 \pm 2,63^A$	$76,4 \pm 50,1^A$				
Íleo cranial	$0,62 \pm 0,24^A$	$4,51 \pm 1,96^A$	$54,6 \pm 29,8^A$	Íleo	$0,64 \pm 0,27^A$	$4,93 \pm 2,13^A$	$59,0 \pm 39,9^A$
Íleo médio	$0,66 \pm 0,32^A$	$5,53 \pm 2,67^A$	$65,0 \pm 48,4^A$				
Íleo caudal	$0,66 \pm 0,24^A$	$4,74 \pm 1,77^A$	$57,5 \pm 41,3^A$				

NGN/ ES – número de gânglios nervosos por 1,2mm de extensão da submucosa; NGN/ AS - número de gânglios nervosos por $1,0\text{mm}^2$ de área da submucosa; NGN/ VS - número de gânglios nervosos por $1,0\text{mm}^3$ de volume da submucosa. Médias seguidas por letras iguais, dentro da mesma coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey, ao nível de 5% de significância.

Tabela 6: Número de gânglios nervosos mioentéricos (média \pm desvio padrão) por extensão da camada muscular (1,2mm), por área da camada muscular (1,0mm²) e por volume da camada muscular (1,0mm³), nas diferentes porções e segmentos do intestino delgado da capivara.

Porções	NGN/ EM	NGN/ AM	NGN/ VM	Segmentos	NGN/ EM	NGN/ AM	NGN/ VM
Duodeno cranial	2,50 \pm 0,28 ^A	2,07 \pm 0,55 ^A	21,4 \pm 10,0 ^A	Duodeno	2,62 \pm 0,67 ^A	2,19 \pm 0,57 ^A	22,7 \pm 8,3 ^A
Duodeno médio	2,57 \pm 0,91 ^A	2,17 \pm 0,75 ^A	22,9 \pm 9,4 ^A				
Duodeno caudal	2,78 \pm 0,43 ^A	2,33 \pm 0,41 ^A	23,6 \pm 5,5 ^A				
Jejuno cranial	2,26 \pm 0,74 ^A	2,1 \pm 0,65 ^A	22,7 \pm 9,6 ^A	Jejuno	2,04 \pm 0,60 ^A	1,87 \pm 0,53 ^A	19,4 \pm 8,3 ^A
Jejuno médio	1,89 \pm 0,54 ^A	1,59 \pm 0,44 ^A	16,5 \pm 7,9 ^A				
Jejuno caudal	1,95 \pm 0,54 ^A	1,84 \pm 0,49 ^A	19,0 \pm 7,5 ^A				
Íleo cranial	1,86 \pm 0,56 ^A	1,61 \pm 0,50 ^A	16,9 \pm 4,7 ^A	Íleo	2,20 \pm 0,60 ^A	1,92 \pm 0,52 ^A	20,1 \pm 5,7 ^A
Íleo médio	2,35 \pm 0,73 ^A	2,04 \pm 0,61 ^A	21,2 \pm 7,6 ^A				
Íleo caudal	2,38 \pm 0,50 ^A	2,12 \pm 0,45 ^A	22,2 \pm 4,8 ^A				

NGN/EM - número de gânglios nervosos por 1,2mm de extensão da camada muscular; NGN/AM - número de gânglios nervosos por 1,0mm² de área da muscular; NGN/ VM - número de gânglios nervosos por 1,0mm³ de volume da muscular. Médias seguidas por letras iguais, dentro da mesma coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey, ao nível de 5% de significância.



Considerando os testes de correlação, foi verificada correlação positiva entre o número de células argirófilas e o número de células argentafins ($r = 0,83$), o de células I.R. à serotonina ($r = 0,88$), o de gânglios nervosos submucosos ($r = 0,62$) e o de gânglios nervosos mioentéricos ($r = 0,69$), ao longo do intestino delgado da capivara. Além das correlações mencionadas, foi detectada, ainda, correlação positiva entre o

número de células argentafins e o número de células I.R. à serotonina ($r = 0,97$), o de gânglios nervosos submucosos ($r = 0,56$) e o de gânglios nervosos mioentéricos ($r = 0,83$). O número de células I.R. à serotonina, por sua vez, esteve correlacionado com o número de gânglios nervosos submucosos ($r = 0,51$) e com o de gânglios nervosos mioentéricos ($r = 0,77$), existindo, também, correlação entre o número de gânglios nervosos submucosos e o de gânglios nervosos mioentéricos ($r = 0,68$) ao longo do intestino delgado da capivara. Entretanto, a maioria dessas correlações apresentou baixos coeficientes de correlação (r), principalmente entre as células endócrinas e os gânglios nervosos submucosos. As maiores correlações numéricas foram verificadas entre os tipos de células endócrinas.

4.4 - DISCUSSÃO

As células endócrinas no intestino delgado da capivara *H. hydrochaeris* estão distribuídas difusamente ao longo da mucosa do tubo digestivo e intercaladas com as células exócrinas, como o relatado por VELÁSQUEZ (2001), para essa mesma espécie, e por FUJITA e KOBAYASHI (1977), GRIMELIUS e WILANDER (1980), POLAK et al. (1993) e SANTOS e ZUCOLOTO (1996), para mamíferos em geral.

ALMARAZ (1995) relatou que as células enteroendócrinas, localizadas no epitélio de revestimento da mucosa do tubo digestivo, geralmente estão próximas a nervos e vasos sangüíneos adjacentes à lâmina basal. Desta forma, as células endócrinas no intestino delgado da capivara, com dilatação na sua base e em íntimo contato com a membrana basal, podem facilmente atuar por meio dos mecanismos endócrino, parácrino e/ou autócrino ao secretarem o conteúdo de seus grânulos para a face anti-luminal. Conforme POLAK et al. (1993), a dilatação na porção basal é típica de células que possuem função parácrina, pois amplia seu contato com as células vizinhas.

Conforme ALMARAZ (1995), SANTOS e ZUCOLOTO (1996) e HENRIKSON et al. (1999), as células enteroendócrinas podem ter conformação piramidal, oval ou piriforme e a maioria delas apresenta citoplasma claro, ápice estreito que se estende entre as células epiteliais adjacentes para alcançar o lúmen e, em microscopia eletrônica, microvilos bem desenvolvidos na superfície apical.

Conforme FUJITA e KOBAYASHI (1977) e DAYAL et al. (1987), as células endócrinas do “tipo fechado”, cujo ápice não tem contato com o lúmen intestinal, são encontradas principalmente no corpo e no fundo gástricos, enquanto aquelas do “tipo aberto”, com comunicação apical com o lúmen, predominam no restante do tubo digestivo. As células do “tipo aberto” apresentam forma piramidal ou formato de garrafa, enquanto as do “tipo fechado” são arredondadas (FUJITA e KOBAYASHI, 1977). Células endócrinas imunorreativas à serotonina foram identificadas por KU et al. (2003) no trato gastrointestinal de camundongos, sendo que a maioria daquelas presentes na porção intestinal era do “tipo aberto”, com formato piriforme ou oval, enquanto células do “tipo fechado”, com formato esférico, foram encontradas ocasionalmente nas regiões do estômago e nas glândulas intestinais.

As células endócrinas argirófilas, argentafins e imunorreativas à serotonina encontradas ao longo do intestino delgado da capivara, no presente trabalho, apresentam predominantemente características do “tipo aberto”, o que está de acordo com os relatos dos autores mencionados anteriormente e com o observado por VELÁSQUEZ (2001),

em seu estudo com o intestino da capivara. Acredita-se que as células de “tipo fechado” respondem a estímulos hormonais provenientes da corrente sanguínea e/ou ao estiramento da mucosa decorrente da passagem do quimo alimentar, enquanto que as células de “tipo aberto” detectam pequenas alterações do pH ou da composição do conteúdo luminal do intestino (DAYAL et al., 1987). As células do “tipo aberto” possuem microvilos sobre sua superfície apical, com receptores/transportadores específicos na membrana, sendo atribuído a elas a função sensorial para percepção do conteúdo luminal (BUCHAN, 1999). A percepção sensorial do meio luminal também tem sido atribuída à aferência nervosa primária e/ou a células epiteliais sensoriais intermediárias (“Brush cells”) presentes na mucosa gastrointestinal (BUCHAN, 1999; FURNESS et al., 1999; LUNDGREN, 2004).

As células endócrinas do tubo digestivo têm a capacidade de produzir peptídeos e algumas aminas biogênicas e são caracterizadas pela presença de numerosos grânulos secretores, frequentemente concentrados na região infra-nuclear (FUJITA e KOBAYASHI, 1977; DAYAL et al., 1987; POLAK et al., 1993; SANTOS e ZUCOLOTO, 1996; RINDI et al., 2004). Estudos ultra-estruturais confirmaram a natureza heterogênea dessas células, pela demonstração de que os grânulos diferem de um tipo celular para o outro com relação ao tamanho, forma e densidade eletrônica (POLAK et al., 1993). Ainda, a partir de estudos ultra-estruturais foi observado que os sais de prata absorvidos pelas células endócrinas, mediante técnicas de coloração pela prata, localizam-se principalmente nos grânulos secretores (GRIMELIUS e WILANDER, 1980).

No presente trabalho, a coloração no citoplasma das células argirófilas e argentafins e a imunorreação nas células produtoras de serotonina, em particular na região infranuclear, certamente são devidas à presença dos grânulos secretores, concentrados nesta região. Além disso, a diferença de intensidade de coloração entre células endócrinas de um mesmo corte, tanto argirófilas, argentafins ou imunorreativas à serotonina, possivelmente esteja relacionado com estágios de degranulação diferentes ou, ainda, com a existência de subtipos celulares específicos. Esta última hipótese é mais bem aplicável para as células endócrinas argirófilas e argentafins, particularmente as argirófilas, que representam uma população heterogênea de células endócrinas, apresentando diversos tipos de peptídeos e/ou aminas biogênicas como produto de secreção.

Em técnicas com sais de prata para detecção de neurônios também têm sido observadas diferenças na afinidade pelo corante, refletidas por diferenças na intensidade

da coloração, tendo sido sugerido que tais reações diferenciadas podem estar relacionadas com alterações temporárias no estado de atividade da célula ou com o seu conteúdo enzimático e que, neste último caso, além da morfologia, a coloração da célula mediante determinada técnica padrão de coloração poderia ser usada para classificar subtipos celulares dentre a população neuronal estudada (LEAMING e CAUNA, 1961).

Conforme BANKS (1992) e GEORGE et al. (1998), embora as células enteroendócrinas concentrem-se na porção inferior da cripta, migram para todos os níveis do vilos e se descamam no lúmen. EVANS e POTTEN (1988) relataram que a distribuição das células argirófilas é máxima na região das criptas do intestino delgado de camundongo, sendo encontradas cerca de 3 a 5 células endócrinas por cripta; por outro lado, não variam ao longo do comprimento do vilos, em que se encontram em menor número. Similarmente, FUJIMIYA et al. (1991) e EL-SALHY e MAHDAVI (1997) detectaram maior número de células contendo serotonina nas criptas do intestino delgado do rato e do camundongo, respectivamente, em relação aos vilos.

No presente trabalho, as células argirófilas, assim como as argentafins e imunorreativas à serotonina, também estão concentradas na região das criptas do intestino delgado da capivara. No entanto, VELÁSQUEZ (2001) relatou que as células endócrinas argirófilas e argentafins do intestino delgado desta espécie se encontram localizadas principalmente na base dos vilos e raramente nas glândulas intestinais. Tal divergência nos resultados deste autor pode ser explicada pela dificuldade de se distinguir a região das criptas em relação à base dos vilos, principalmente se o material não tiver sido bem preservado ou se o corte não tiver sido realizado longitudinalmente ao eixo dos vilos e, no duodeno, há ainda a dificuldade de se distinguir as criptas em relação às glândulas de Brünner, nas quais não há células endócrinas.

WOLTER (1986), em estudos sobre a ultraestrutura das glândulas de Brünner no duodeno de ratos, revelou que essas não possuem células endócrinas. Igualmente, não foram observadas células endócrinas nas glândulas de Brünner do duodeno da capivara.

A considerável variação na densidade de células endócrinas entre os animais analisados também foi verificada por FUJIMIYA et al. (1991) que, estudando as células produtoras de serotonina na mucosa duodenal de ratos, detectaram grande variação entre os animais quanto ao número destas células, sendo a menor variação individual encontrada no segmento proximal do duodeno (10-16mm do piloro).

ITO et al. (1987) identificaram células endócrinas argirófilas no aparelho digestório de embriões de camundongos, verificando cerca de 80 a 160 células/mm² no intestino proximal. O número médio de células endócrinas argirófilas encontrado no

presente estudo para o intestino delgado da capivara foi de $83,14 \pm 24,05$ células/mm² da mucosa, valor próximo ao encontrado por ITO et al. (1987) para o intestino proximal de embriões de camundongos.

De acordo com VELÁSQUEZ (2001), as células endócrinas argirófilas e argentafins no intestino delgado da capivara estão distribuídas em maior quantidade no duodeno que no jejuno e íleo. EVANS e POTTEN (1988), de modo similar, observaram redução na frequência de células argirófilas da porção proximal à distal do intestino do camundongo. Ainda, células argirófilas e imunorreativas à serotonina foram detectadas por KITAMURA e YAMADA (1985) ao longo de todo o trato gastrointestinal de bezerros e vacas, sendo, dentre os segmentos do intestino delgado, mais numerosas no duodeno. Resultado semelhante foi obtido no presente estudo, embora estatisticamente tal diferença na frequência de tais células ao longo do intestino delgado da capivara só tenha sido verificada para as células argentafins, mais numerosas no duodeno que no jejuno e íleo.

A maior densidade de células endócrinas argentafins por mm² da mucosa duodenal ($68,95 \pm 20,17$) da capivara, assim como a maior densidade aparente de células argirófilas ($100,39 \pm 28,23$ células/ mm² da mucosa) e imunorreativas à serotonina ($51,01 \pm 14,39$ células/ mm² da mucosa) no duodeno, pode estar relacionada com a importância deste segmento intestinal nas funções digestivas e absorptivas, necessitando de diversos mecanismos fisiológicos envolvendo as células endócrinas para o controle das atividades gastrointestinais.

De acordo com SANTOS e ZUCOLOTO (1996), toda célula argentafim é também argirófila. GRIMELIUS e WILANDER (1980), por sua vez, relataram que a reação argentafim, propiciada pela técnica de Masson Fontana, aparece somente nas células enterocromafins, seja do tipo I (estoque de serotonina + substância P) ou do tipo II (estoque de serotonina + motilina), enquanto a técnica de Grimelius cora quase todas as células endócrinas do trato gastrointestinal, exceto as células I, produtoras de colecistocinina, e as células D, produtoras de somatostatina.

Assim, os resultados numéricos das células endócrinas obtidos no presente trabalho estão de acordo com os relatos de SANTOS e ZUCOLOTO (1996) e de GRIMELIUS e WILANDER (1980), sendo encontrada uma maior população de células argirófilas ($83,14 \pm 24,05$ células/mm² da mucosa), seguida das argentafins ($53,40 \pm 16,00$ células/mm² da mucosa) e imunorreativas à serotonina ($37,76 \pm 10,70$ células/mm² da mucosa) no intestino delgado da capivara.

O fato de as células argentafins serem também argirófilas (SANTOS e ZUCOLOTO, 1996) e as células imunorreativas à serotonina serem argentafins (GRIMELIUS e WILANDER, 1980) esteve refletido, ainda, no estudo de correlação quantitativa entre estas células endócrinas ao longo do intestino delgado da capivara, uma vez que foi verificada boa correlação (acima de 80%) entre elas, em particular entre as células argentafins e as imunorreativas à serotonina ($r = 97$).

GRIMELIUS e WILANDER (1980) discutiram as interações envolvidas na reação argentafim e argirófila. Segundo eles, estudos químicos e histoquímicos têm revelado que o produto da reação entre serotonina (5-HT) e aldeído causa a reação argentafim nas células enterocromafins. Já a reação das células argirófilas não depende do conteúdo de aminas (serotonina) nem de hormônios polipeptídeos, visto que estudos ultraestruturais demonstraram, após coloração, a presença de grãos de prata na periferia dos grânulos secretores de células produtoras de glucagon, e não no centro, onde está localizado o hormônio. SOLCIA et al. (1976) sugeriram que o ácido sialoglicopeptídeo, com ligações β -glicosídicas, contribui para a argirofilia dos grânulos secretores das células endócrinas.

Embora se acredite que a reação argentafim está relacionada com o conteúdo de serotonina nos grânulos secretores, ela é de baixa especificidade química e provavelmente está relacionada também com a presença de outras substâncias, enquanto a imunorreação contra serotonina é específica, o que pode explicar a não equivalência numérica das células argentafins e imunorreativas à serotonina, havendo maior quantidade das primeiras em relação às segundas no intestino delgado da capivara.

Em estudos sobre o tubo digestivo de cervos (*Dama dama*), CECCARELLI et al. (1995b) verificaram que aproximadamente 80% das células endócrinas pesquisadas no duodeno são células imunorreativas à serotonina. Estes mesmos autores (1995a) observaram que as células enterocromafins são numerosas na região pilórica do estômago de cavalos, no entanto, poucas foram encontradas no duodeno. No presente estudo, a população de células imunorreativas à serotonina representa cerca de 50% da população total de células endócrinas (argirófilas) do duodeno.

Conforme FUJIMIYA et al. (1991), o número de células contendo serotonina varia pouco ao longo da mucosa duodenal do rato. No presente estudo com o intestino delgado da capivara, também não houve variação quanto ao número de células endócrinas, seja imunorreativas à serotonina, argirófilas ou argentafins, ao longo da mucosa de cada segmento intestinal.

Quanto ao estudo dos plexos mioentérico e submucoso, a disposição dos seus respectivos gânglios nervosos na parede do intestino delgado da capivara é semelhante à dos demais mamíferos estudados (BANKS, 1992; GEORGE et al., 1998). De acordo com GUYTON e HALL (1996) e HUDSON et al. (2000), o controle nervoso das funções gastrointestinais é exercido principalmente pelos plexos mioentérico e submucoso, sendo que o primeiro está relacionado com o controle dos movimentos peristálticos e o segundo, com o controle, sobretudo, da secreção gastrointestinal e do fluxo sanguíneo. Entretanto, HENS et al. (2002) relataram que a motilidade intestinal não é exclusivamente regulada por neurônios mioentéricos, como era pensado inicialmente, tendo sido demonstrado que neurônios submucosos também participam na inervação da camada circular de músculo liso em grandes mamíferos. Ainda, VANNER (2000) relatou que o gânglio mioentérico, em cobaias, pode participar da regulação de eventos fisiológicos na mucosa, por meio da modulação de reflexos vasodilatadores dos gânglios submucosos.

Conforme FURNESS e COSTA (1980), os gânglios do plexo submucoso são menores que aqueles do plexo mioentérico em cobaias, o que também foi observado no presente trabalho com o intestino delgado da capivara, em termos de área dos referidos gânglios, sendo encontrado o valor médio de $0,01 \pm 0,008\text{mm}^2$ para o gânglio mioentérico e $0,006 \pm 0,0005\text{mm}^2$ para o gânglio submucoso. Além de maiores, os gânglios mioentéricos também são mais numerosos que os submucosos no intestino delgado da capivara, tendo sido encontrado $2,29 \pm 0,63$ gânglios mioentéricos a cada 1,2mm de extensão da camada muscular, e de $0,69 \pm 0,26$ gânglios submucosos a cada 1,2mm de extensão da camada submucosa. Tal amplitude no desenvolvimento dos gânglios mioentéricos reflete, possivelmente, a importância do controle nervoso sobre a motilidade intestinal.

De acordo com ALCÂNTARA e OLIVEIRA (1964), a população neuronal do plexo mioentérico é sempre maior que a do plexo submucoso nos diferentes órgãos do tubo digestivo do rato Wistar. Da mesma forma, FURNESS e COSTA (1980) relataram que os gânglios do plexo mioentérico de cobaias apresentam, em média, 43 neurônios, enquanto os do plexo submucoso possuem cerca de oito neurônios. No intestino delgado da capivara, por outro lado, o número de neurônios/ área do gânglio mioentérico foi menor que o número de neurônios/ por área do gânglio submucoso.

O número de gânglios nervosos mioentéricos e de neurônios nos diversos segmentos do TGI é muito variável ao longo do tubo digestivo (TAFURI e BRENNER, 1967), sendo mais frequentes nas porções de maior motilidade (JUNQUEIRA e

CARNEIRO, 2004). Desta forma, não tendo variado significativamente o número de gânglios mioentéricos ao longo do intestino delgado da capivara, pode-se dizer que, possivelmente, não existam grandes diferenças entre duodeno, jejuno e íleo quanto à capacidade de peristaltismo da sua musculatura.

De acordo com SANTOS e ZUCOLOTO (1996), estudos imunohistoquímicos e de biologia molecular têm mostrado interrelações funcionais entre células endócrinas e neurônios, constituindo o sistema neuro-endócrino, responsável pela integração dos eventos secretores, motores e de absorção no trato gastrointestinal. Como exemplo desta interrelação funcional entre células endócrinas e neurônios, pode-se citar a detecção do conteúdo luminal. Os neurônios sensoriais intrínsecos que detectam alterações no conteúdo luminal podem fazê-lo diretamente ou indiretamente, por meio da liberação de mediadores químicos pelas células enteroendócrinas (FURNESS et al., 1999). A serotonina, neste caso, é um dos possíveis intermediários para a transdução de sinais da mucosa, visto que é um potente estimulante das terminações nervosas dos neurônios aferentes intrínsecos, sendo liberada a partir de estímulos mecânicos da mucosa (FURNESS et al., 1999).

No presente trabalho, as correlações obtidas entre o número das respectivas células endócrinas e de gânglios nervosos ao longo do intestino delgado da capivara foram, em sua maioria, baixas. As células endócrinas, em especial as argentafins e imunorreativas à serotonina, estiveram mais correlacionadas numericamente com os gânglios mioentéricos que com os submucosos, o que reflete, possivelmente, a interação fisiológica entre eles para o controle da motilidade intestinal. Por sua vez, BRESSAN (2003), ao estudar o ceco da capivara, não encontrou correlação numérica entre as células endócrinas e os gânglios nervosos dos plexos mioentérico e submucoso.

4.5 – CONCLUSÕES

Os resultados encontrados no presente trabalho permitem concluir que:

- ⇒ as células endócrinas são mais abundantes na região das criptas e apresentam morfologia predominantemente do “tipo aberto”;
- ⇒ a frequência de células endócrinas foi aparentemente maior no duodeno;
- ⇒ a população de células endócrinas argirófilas é maior que das células argentafins e, destas, maior que das células imunorreativas à serotonina;
- ⇒ os gânglios nervosos dos plexos submucoso e mioentérico são proeminentes, sendo maiores e mais frequentes os do mioentérico.

4.6 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALCÂNTARA, F.G.; OLIVEIRA, J.A.M. Avaliação quantitativa dos neurônios dos plexos mioentérico e submucoso no rato Wistar. **O Hospital**. 66 (1): 137-42, 1964.
- 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. **Fisiologia Veterinária**. Madrid (España): McGraw-Hill-Interamericana. 1.ed. 1995. 1074p.
- BANCROFT, J.D.; STEVENS, A. **Theory and practice of histological techniques**. 4. ed. New York: Churchill Livingstone, 1996. 766p.
- BANKS, W.J. **Histologia veterinária aplicada**. São Paulo: Manole, 1992. 629p.
- BARBOSA, A.J.A.; CASTRO, L.P.F.; NOGUEIRA, A.M.F. A simple and economical modification of the Masson-Fontana method for staining melanin granules and enterochromaffin cells. **Stain Technol**. 59(4): 193-196, 1984.
- BRESSAN, M. S. **Aspectos anátomo-histológicos e neuroendócrinos do ceco da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766 (Mammalia, Rodentia)**. Viçosa, MG: UFV, Dissertação (Mestrado em Veterinária) – Universidade Federal de Viçosa, 56p., 2003.
- BUCHAN, A.M.J. Nutrient Tasting and Signaling Mechanisms in the Gut III. Endocrine cell recognition of luminal nutrients. **Am. J. Physiol. Gastrointest. Liver Physiol**. 277 (40): G1103-G1107, 1999.
- CECCARELLI, P.; PEDINI, V.; GARGIULO, M. The endocrine cells in the gastroenteric tract of adult fallow deer (*Dama dama* L.). **Anat. Histol. Embryol**. 24: 171-174, 1995b.
- CECCARELLI, P.; PEDINI, V.; GARGIULO, M.. Serotonin-containing cells in the horse gastrointestinal tract. **Anat. Histol. Embryol**. 24: 97-99, 1995a.
- COSTA, R.B.; LIMA FILHO, E.C. Plexos submucoso e mioentérico no cólon humano na moléstia de Chagas. **R. Goiana Méd**. 174: 115-125, 1968.
- DAYAL, Y.; DELELLIS, R.A.; WOLF, H.J. Hiperplastic lesion of the gastrointestinal endocrine cells. **Am. J. Surg. Pathol.**, 11: p.87, 1987.
- DONOWITZ, M.; CHARNEY, A.N.; HEFFERNAN, J.M. Effect of serotonin treatment on intestinal transport in the rabbit. **Am. J. Physiol. Gastrointestinal and Liver Physiology**. 232 (1): G85-94, 1977.
- DYCE, K.M., SACK, W.O., WENSING, C.J. **Tratado de Anatomia Veterinária**. 2. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1997. 663p.

- EL-SALHY, M. Gastrointestinal transit in relation to gut endocrine cells in animal models of human diabetes. **Ups J Med Sci.** 107 (1): 23-33, 2002.
- EL-SALHY, M., MAHDAVI, J. Image analysis of the duodenal endocrine cells in mice with particular regard to optical densitometry. **Ups. J. Med. Sci.** 102 (3): 175-184, 1997.
- EVANS, G.S.; POTTEN, C.S. The distribution of endocrine cells along the mouse intestine: a quantitative immunocytochemical study. **Virchows Arch. B Cell Pathol. Incl. Mol. Pathol.** 56 (3): 191-199, 1988.
- FONSECA, C.C.; NOGUEIRA, J.C.; BARBOSA, A.J.A. Ultrastructural pattern of glucagon producing-cells in the mucosal of the developing opossum *Didelphis albiventris* (Marsupialia). **Annals of Anatomy.** 180: 477-80, 1998.
- FUJIMIYA, M.; MAEDA, T.; KIMURA, H. Serotonin-containing epithelial cells in rat duodenum. I. Quantitative morphometric study of the distribution density. **Histochemistry**, v.95, n.3, p.217-224, 1991.
- FUJITA, T.; KOBAYASHI, S. Structure and Function of Gut Endocrine Cells. **Int. Rev. Cytol.** Suppl.6: 187-233, 1977.
- FURNESS, J.B.; COSTA, M. Types of nerves in the enteric nervous system. **Neuroscience.** 5: 1-20. 1980.
- FURNESS, J.B.; KUNZE, W.A.A.; CLERC, N. Nutrient tasting and signaling mechanisms in the gut II. The intestine as a sensory organ: neural, endocrine, and immune responses. **Am. J. Physiol. Gastrointest. Liver Physiol.** 277 (40): G922-928. 1999.
- GANONG, W.F. **Fisiologia Médica.** 17a ed. Rio de Janeiro: Editora Guanabara Koogan. 1998. 578p.
- GEORGE, L.L.; ALVES, C.E.R.; CASTRO, R.R.L. **Histologia Comparada.** 2.ed., Ed. Roca, São Paulo, 1998. 286p.
- GRANNER, D.K. Gastrointestinal hormones. In: **Haper's Biochemistry.** Editores R.K. Murray; D.K. Granner; P.A. Mayes e V.W. Rodwell; 21a edition, 1988, p.564-569.
- GRIMELIUS, L. A silver nitrate for α_2 cells in human pancreatic islets. **Acta Soc. Med. Upsal.** 73: 243-270, 1968.
- GRIMELIUS, L.; WILANDER, E. Silver stains in the study of endocrine cells of the gut and pancreas. **Invest. Cell. Pathol.** 3: 3-12, 1980.
- GUI-BO, Y.; ANDREW, L.A. proximity between 5HT secreting enteroendocrine cells and lymphocytes in the gut mucosa of rhesus macaques (*Macaca mulatta*) is suggestive

of a role for enterochromaffin cell 5HT in mucosal immunity. **Journal of Neuroimmunology**. 146 (1-2): 46-9, 2004.

GUYTON, A.C.; HALL, J.E. **Tratado de fisiologia médica**. 9.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1996. 1014p.

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

HENS, J.; GAJDA, M.; SCHEUERMANN, D.W.; ADRIAENSEN, D. The longitudinal smooth muscle layer of the pig small intestine is innervated by both myenteric and submucous neurons. **Histochemistry and Cell Biology**. 117 (6): 481-92, 2002.

HUBEL, K.A. Intestinal nerves and ion transport: stimuli, reflexes, and responses. **AJP: Gastrointestinal and Liver Physiology**. 248 (3): G261-271, 1985.

HUDSON, N. P.H.; PEARSON, G.T.; MAYHEW, I.G. Tissue Culture of the Enteric Nervous System from Equine Ileum. **Veterinary Research Communications**. 24: 299-307, 2000.

ITO, H.; HASHIMOTO, Y.; KITAGAWA, H.; KON, Y.; KUDO, N. Ontogeny of gastroenteropancreatic (GEP) endocrine cells in mouse and porcine embryos. **Jpn. J. Vet. Sci**. 50: 99-110, 1987.

JUNQUEIRA, L.C.; CARNEIRO, J. **Histologia básica**. 10.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2004.

KITAMURA, N.; YAMADA, J. Histologic and immunocytochemical study of endocrine cells in the gastrointestinal tract of the cow and calf. **Am. J. Res**. 46 (6): 1381-1384, 1985.

KU, S.K.; LEE, H.S.; LEE, J.H. Na immunohistochemical study of the gastrointestinal endocrine cells in the C57BL/6 mice. **Anatomia Histologia Embriologia**. 32 (1): 21-8, 2003.

LEAMING, D.B.; CAUNA, N. A qualitative and quantitative study of the myenteric plexus of the small intestine of the cat. **Journal of Anatomy**. 95 (part 2): 160-9, 1961.

LI, Y.; HAO, Y.; ZHU, J.; OWYANG, C. Serotonin released from intestinal enterochromaffin cells mediates luminal non-cholecystokinin-stimulated pancreatic secretion in rats. **Gastroenterology**. 118: 1197-1207, 2000.

LUNDGREN, O. Interface between the intestinal environment and the nervous system. **Gut**. 53 (suppl II): ii16-18, 2004.

MINAMI, M. et al. Pharmacological aspects of anticancer drug-induced emesis with emphasis on serotonin release and vagal nerve activity. **Pharmacol**. 99 (2): 149-65, 2003.

- PERKINS, A.; GOY, M.F.; LI, Z. Uroguanylin is expressed by enterochromaffin cells in the rat gastrointestinal tract. **Gastroenterology**. 113 (3): 1036-8, 1997.
- POLAK, J.M.; BIHOP, A.E.; BARBOSA, A.J.; BLOOM, S.R. Hormônios gastrointestinais. In: **Gastroenterologia Clínica**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. 3.ed. 1993. p.1446-1465.
- RACKE, K. et al. Regulation of 5-HT release from enterochromaffin cells. **Behav. Brain. Res.** 73 (1-2): 83-7, 1996.
- RAYBOULD, H.E. Does your gut taste? Sensory transduction in the gastrointestinal tract. **News Physiology Science**. 13: 275-280, 1998.
- REHFELD, J.F. The New Biology of Gastrointestinal Hormones. **Physiol. Rev.** 78: 1087-1108, 1998.
- RINDI, G. et al. Targeted ablation of secretin-producing cells in transgenic mice reveals a common differentiation pathway with multiple enteroendocrine cell lineages in the small intestine. **Development Cambridge**, 126 (18): 4149-4156, 1999.
- RODRIGUES, S.S.; PEIXOTO, J.V.; FONSECA, C.C. Quantificação de células endócrinas argentafins no intestino delgado da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris* (Mammalia, Rodentia, Hydrochaeridae). In: MOSTRA CIENTÍFICA DA PÓS-GRADUAÇÃO, 4, 2004, Viçosa. **Anais...** Viçosa: UFV, 2004. CD-Rom não paginado.
- SANCHEZ, M.M.J.; BURREL, M.A. Immunocytochemical detection of orexin A in endocrine cells of the developing mouse gut. **Journal of Histochemistry and Cytochemistry**. 50(1): 63-9, 2002.
- SANTOS, G.C.; ZUCOLOTO, S. Células endócrinas gastrointestinais: Breve histórico e principais métodos de identificação à microscopia óptica. **Arq. Gastroenterol.** 33(1): 36-43, 1996.
- SCHONHOFF, S.E.; GIEL-MOLONEY, M.; LEITER, A.B. Minireview: Development and Differentiation of Gut Endocrine Cells. **Endocrinology**., 145 (6): 2639-2644, 2004.
- SJÖLUND, K.; SANDÉN, G.; HAKANSON, R.; SUNDLER, F. Endocrine cells in human intestine: an immunocytochemical study. **Gastroenterology**. 85: 1120, 1983.
- SOLCIA, E.; CAPELLA, C.; BUFA, R.; FRIGERIO, B. Histochemical and ultrastructural studies on the argentaffin and argyrophil cells of the gut. In: COUPLAND, R.E.; FUJITA, T. (Eds.). **Chromaffin, Enterochromaffin and Related Cells**. Amsterdam, Elsevier Scientific Publishing Company, 1976. p.209-225.
- STERNBERGER, L.A. **Immunocytochemistry**. 2^a ed., New York: Ed. John Wiley & Sons, 1979.

- SWENSON, M.J.; REECE, W.O. **Fisiologia dos animais domésticos**. 11^a ed., Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1996. 856p.
- SZURSZEWSKI, J.H.; ERMILOV, L.G.; MILLER, S.M. Prevertebral ganglia and intestinofugal afferent neurons. **Gut**. 51 (suppl 1): i6-i10, 2002.
- TAFURI, W.L.; BRENNER, Z. Lesões dos plexus de Meissner e de Auerbach do intestino do camundongo albino na fase crônica da tripanosomiose cruzi experimental. **Rev. Inst. Med. Trop.** 9: 149-154, 1967.
- TUO, B.G.; ISENBERG, J.I. Effect of 5-hydroxytryptamine on duodenal mucosal bicarbonate secretion in mice. **Gastroenterology**. 125 (3): 805-14, 2003.
- TUO, B.G.; SELLERS, Z.; PAULUS, P.; BARRETT, K.E.; ISENBERG, J.I. 5-HT induces duodenal mucosal bicarbonate secretion via camp- and Ca²⁺-dependent signaling pathways and 5-HT₄ receptors in mice. **Am. J. Physiol. Gastrointest. Liver Physiol**. 286 (3): G444-51, 2004.
- VANNER, S. Myenteric neurons activate submucosal vasodilator neurons in guinea pig ileum. **Am. J. Physiol Gastrointest Liver Physiol**. 279: G380-G387, 2000.
- 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 Veterinária) – Universidade Federal de Viçosa, 132p., 2001.
- VILELA, M.J. Estudo quantitativo e qualitativo dos neurônios do plexo mioentérico (Auerbach), em preparados por delaminação, do ceco do camundongo albino (*Mus musculus*) na Tripanosomose Cruzii Experimental. **Belo Horizonte: UFMG, 1983. 113p. Dissertação (Mestrado em Anatomia Patológica e Medicina Legal) – Universidade Federal de Minas Gerais, 1983.**
- WANG, R.A.; CAI, W.Q.; SU, H.C. Immunohistochemical localization and distribution of cholecystokinin octapeptide in porcine, rat and guinea pig intestinal tract. **Acta Zoologica Sinica**. 41(2): 181-184, 1995.
- WOLTER, H.J. Endocrine cell do not exist in rat brunner's glands. An electron microscopic study. **Elsevier Science B.V.** 367 (1-2): 141-150, 1986.

5 - CONCLUSÕES GERAIS

Os resultados encontrados neste trabalho, referentes aos aspectos histológicos e morfométricos do intestino delgado da capivara, permitem concluir que: o intestino delgado dessa espécie apresenta comprimento e capacidade volumétrica expressivos, típicos de herbívoros; as pregas espirais são espessas e ramificadas e estão presentes ao longo de todo o revestimento interno do intestino delgado; existem vilos com formas e tamanhos diferenciados; a borda estriada é espessa; as glândulas de Brünner estão presentes e se estendem para a região basal da mucosa, sendo restritas às porções cranial e média do duodeno; as células caliciformes aumentam em frequência caudalmente e são ricas em glicoconjugados ácidos e neutros; as células de Paneth estão presentes e se localizam exclusivamente na base das criptas; as células endócrinas são mais abundantes na região das criptas e apresentam morfologia predominantemente do “tipo aberto”; a frequência de células endócrinas é aparentemente maior no duodeno; a população de células endócrinas argirófilas é maior que das células argentafins e, destas, maior que das células imunorreativas à serotonina; e os gânglios nervosos dos plexos submucoso e mioentérico são proeminentes, sendo maiores e mais frequentes os do mioentérico.

6 – PERSPECTIVAS

O intestino delgado da capivara apresenta adaptações morfológicas para o hábito alimentar herbívoro, como comprimento e capacidade volumétrica expressivos, assim como presença de pregas oblíquas e proeminentes na sua superfície interna, resultando em diminuição da velocidade de passagem da digesta que, somada aos mecanismos de fermentação cecal e cecotrofia, implica maior aproveitamento dos nutrientes.

A existência de longas vilosidades e de borda estriada espessa na mucosa intestinal proporciona ampliação na superfície digestiva e absorviva, pois implica, provavelmente, na existência de mais enzimas digestivas e transportadores transepiteliais.

As glândulas de Brünner e as células caliciformes, embora apresentem secreção mista, com glicoconjugados neutros e ácidos, possivelmente auxiliam na neutralização do pH do lúmen intestinal e na proteção da superfície da mucosa.

A presença de vários tipos celulares do sistema imune, tais como macrófagos, eosinófilos, mastócitos, plasmócitos e, principalmente, linfócitos, evidencia o papel do intestino delgado na defesa do organismo.

A presença de numerosas células endócrinas e de gânglios nervosos submucosos e mioentéricos desenvolvidos demonstra a importância dos sistemas endócrino e nervoso no controle dos processos envolvidos na digestão e absorção dos nutrientes.

A predominância de células endócrinas do “tipo aberto” sugere a participação destas células na percepção do conteúdo luminal.

A maior frequência aparente de células endócrinas no duodeno indica a importância deste segmento intestinal nas funções digestivas e absorvivas e a importância do sistema endócrino na regulação das atividades gastrointestinais.

O predomínio das células endócrinas argirófilas em relação às argentafins é um indicativo de que toda célula argentafim é também argirófila, mas nem toda célula argirófila é argentafim.

A discrepância numérica das células argentafins em relação às células imunorreativas à serotonina pressupõe que nem toda célula argentafim possui serotonina, embora as células produtoras de serotonina sejam argentafins.

A correlação numérica verificada entre as células endócrinas e os gânglios mioentéricos pode significar um reflexo das interações fisiológicas entre os sistemas endócrino e nervoso para o controle das atividades intestinais, em especial a motilidade da musculatura lisa.

7 - APÊNDICE

1. Técnica de Grimelius

1. Vidraria utilizada:

- 2 pipetas 100ml
- 3 Erlenmeyers 250ml
- 2 cubas “mantegueira”
- 3 cubas de coloração

2. Lavar vidrarias:

- em água corrente por 1 hora
- em água destilada 3 vezes

3. Pesar os reagentes:

- AgNO_3 ----- 80mg
- Hidroquinona ----- 1g
- Sulfito de sódio anidro ----- 5g

4. Preparar solução de prata

- AgNO_3 ----- 80mg
- Tampão acetato 0,2M (pH 5,6) ----- 10ml
- Água dd ----- 90ml

5. Preparar banho-maria (60°C)

- Colocar 2 cubas com solução de prata (sendo uma para uso e outra de reserva)
- Colocar uma cuba vazia para a solução reveladora
- Ligar o banho-maria

6. Preparar as lâminas

Desparafinizar (xilol I e II por 15min) e hidratar (álcoois absoluto I e II, 95%, 80%, 70% por 3 min cada e água dd por 10 min)

7. Incubar as lâminas na solução de AgNO_3 a 60°C por 3 horas (controlar ao microscópio após este período).

8. Preparo da solução reveladora:

Esta deve ser preparada +/- 30 min antes de usar e transferida para a cuba vazia no banho-maria.

- hidroquinona -----1g
- sulfito de sódio anidro ----- 5g
- água dd em vidro ----- 100ml

9. Após 3h de incubação na solução de prata, mergulhar as lâminas na solução reveladora por 1 min e observar ao microscópio, se estiver como esperado colocar as lâminas na água destilada para interromper a reação.
10. Montagem: desidratar e passar nos xilol I e II rapidamente. Em seguida, montar com bálsamo do Canadá.

2. Técnica Masson-Fontana modificada

1. Lavar vidrarias por uma hora em água corrente.
 - 2 pipetas 100ml
 - 3 Erlenmeyer 200ml
 - 2 cubas de coloração
 - 2 cubas “mantegueiras”
 - 2 conta-gotas
2. Preparar solução de nitrato de prata (AgNO_3)
 - Dissolver 500mg de nitrato de prata em 100ml de água destilada
 - Separar 10 ml desta solução
 - Adicionar NH_4OH (hidróxido de amônio) gota a gota até que o precipitado marrom desapareça e a solução torne-se ligeiramente turva
 - Caso passe do ponto de viragem, ou seja, se a cor ligeiramente turva ficar incolor, adicionar gota a gota a solução de nitrato de prata separada, até que a solução fique ligeiramente turva
 - Filtrar a solução em papel filtro

Levar a solução para o banho-maria a 60°C
3. Iniciar a desparafinização e a hidratação
4. Colocar as lâminas na solução a 60°C por 60 min
5. Interromper a coloração em água dd
6. Observar ao microscópio. Se houver muita precipitação e/ou o “background” estiver escuro, fazer uso do tiosulfato de sódio anidro 5% (5g para 100 ml de água dd) por poucos segundos.
7. Desidratar e passar rapidamente no xilol I e II; montar as lâminas em bálsamo.

3. Peroxidase anti-peroxidase (PAP)

Soros utilizados:

Soro normal de coelho (soro normal) → 1:50

Soro monoclonal de camundongo anti-serotonina (soro primário) → 1:50

Soro de coelho anti-camundongo, conjugado com o complexo PAP (soro secundário) → 1:100

Protocolo:

1. Desparafinar e hidratar os cortes.
2. Banho em tampão PBS (10%, pH 7,2-7,4) por 5'.
3. Bloqueio da peroxidase endógena: banho em solução de H₂O₂ 30V a 3,5% em PBS (3,5 ml H₂O₂ 30V para 100ml de PBS/ 10ml H₂O₂ 30V para 250ml PBS) por 20 - 30'.
4. Três banhos em PBS por 5' cada.
5. Bloqueio dos sítios de ligação antigênica inespecíficos.
 - enxugar em torno dos cortes. Pingar o soro normal (1:50)
 - incubar em câmara úmida por 20 – 30' à temperatura ambiente.
6. Enxugar o excesso - pingar o soro primário (1:50).
 - incubar em câmara úmida a 4°C por 16h ou à temperatura ambiente por 2h.
7. Três banhos em PBS por 5' cada.
8. Enxugar o excesso. Pingar soro secundário (1:100) por 30' à temperatura ambiente.
9. Dois banhos em PBS por 5' cada.
10. Revelação: 25mg DAB em 100ml de PBS.
 - Pesar na hora ou usar solução concentrada congelada (25mg/ml)
 - Homogeneizar.
 - Adicionar 200µl de H₂O₂ 40V.
 - Incubar por 5'.
 - Controlar ao microscópio.
11. Colocar as lâminas em PBS para interromper a revelação.
12. Contracorar com hematoxilina diluída 5X por 1'.
13. Lavar, desidratar e montar.

Obs.: Nas três técnicas descritas (Grimelius, Masson Fontana modificada e PAP) foram utilizadas lâminas controle, com corte de estômago de suíno.