

MICHELLE SOARES BRESSAN

ASPECTOS ANÁTOMO-HISTOLÓGICOS E
NEUROENDÓCRINOS DO CECO DA CAPIVARA *Hydrochoerus*
hydrochaeris Linnaeus, 1766 (Mammalia, Rodentia)

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

2003

Dedico este trabalho aos meus pais
que a todo momento, favorecem
meu crescimento profissional.

AGRADECIMENTOS

À Universidade Federal de Viçosa (UFV), através do Departamento de Veterinária e Conselho de Pós-Graduação, pela oportunidade.

Ao meu orientador Prof. Cláudio César Fonseca, por me apresentar de maneira generosa ao mundo da Histologia Veterinária, bem como, pela sua paciência e atenção.

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.

Aos professores e funcionários do Departamento de Veterinária, em especial à, Rosi e Heloísa.

À Prof. Marlene pelo apoio e atenção.

Ao Cláudio e Adão pela amizade, boa vontade e apoio.

Aos meus colegas e amigos, que tornaram essa trajetória mais alegre e especial: Adriana, Amélia, Cláudia, Prof. Cláudio Mafra, Cristiano, Esther, Fabiana, Fernanda, Irma, Leonardo, Lucinda, Luiz Márcio, Marcel, Mário, Paulo Ricardo, Policarpo, Priscilla, Richard, Sandra, Sidimar, Tatiana, Trícia.

Aos meus pais, Waleska e Antonio, por tamanha dedicação, incentivo e carinho.

Às minhas irmãs Larissa e Waleska.

Ao Guilherme.

Ao Deus de minha vida, agradeço.

BIOGRAFIA

MICHELLE SOARES BRESSAN, filha de Antonio Bressan Filho e Waleska Martins Soares Bressan, nasceu em 21 de Novembro de 1975, em Linhares – ES.

Em março de 2000, graduou-se em Medicina Veterinária pela Universidade de Alfenas, Minas Gerais.

Em agosto de 2001, iniciou o Curso de Mestrado, Programa de Pós-Graduação em Medicina Veterinária, área de concentração Morfologia, junto ao Departamento de Veterinária, nessa mesma instituição.

CONTEÚDO

RESUMO	vi
ABSTRACT	vii
1.0- INTRODUÇÃO GERAL	1
2.0- REVISÃO DE LITERATURA	
2.1- Aspectos zoológicos e ecológicos da capivara	3
2.2- Aspectos anátomo-fisiológicos do ceco mamíferos	4
2.3- Aspectos neuro-endócrinos do tubo digestivo de mamíferos	7
3.0- REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	13
4.0- Estudo anátomo-histológico do ceco da capivara (<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>)	
Resumo	18
Introdução	19
Material e Métodos	20
Resultados e Discussão	21
Figuras	25
Referências Bibliográficas	28
5.0- Identificação e quantificação de gânglios nervosos, células argentafins, argirófilas e imunorreativas à serotonina no ceco da capivara (<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>)	
Resumo	31
Introdução	32
Material e Métodos	33
Resultados e Discussão	35
Figuras	38
Referências Bibliográficas	43
6.0- CONCLUSÕES GERAIS	45
7.0- APÊNDICE	46

RESUMO

BRESSAN, Michelle Soares, M.S., Universidade Federal de Viçosa, agosto de 2003. **Aspectos anátomo-histológicos e neuroendócrinos do ceco da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766 (Mammalia, Rodentia)**. Orientador: Cláudio César Fonseca. Conselheiros: Tarcízio Antônio Rêgo de Paula e Eliane Menin.

A capivara, um roedor herbívoro de estômago simples, vem sendo apontada no mercado de carnes por ter um excelente desempenho zootécnico. Sua carne é apreciada e sua carcaça valiosa, apresenta elevado potencial reprodutivo e manifesta eficiente aproveitamento dos alimentos. Este, provavelmente seja consequência da realização da cecotrofia, que faz do ceco, importante órgão na fisiologia digestiva deste animal. Neste trabalho, utilizaram-se dez capivaras adultas, provenientes do criatório da Fazenda Cachoeirinha localizada no município de Viçosa-MG, das quais obtiveram-se dados a respeito da anatomia, histologia e quantificação de células endócrinas e gânglios nervosos do ceco. Foram coletados fragmentos do ápice, corpo, base, da ténia cranial e da região de transição íleo-cecal. Macroscopicamente, o ceco é volumoso, saculado, apresentando capacidade volumétrica média de $3,6 \pm 1,7$ l e comprimento médio de $70 \pm 16,2$ cm correspondente a 25% do intestino grosso com média de 280 ± 60 cm. Histologicamente, o ceco apresentou glândulas simples tubulosas de tamanho médio de $0,2 \pm 0,02$ mm, com epitélio simples cilíndrico secretor de muco, uma túnica submucosa altamente vascularizada contendo gânglios nervosos de fácil visualização, uma túnica muscular desenvolvida e com numerosos gânglios mioentéricos. Quantitativamente o ceco apresentou um número médio de $2,0 \pm 1,0$ gânglios submucosos/mm², $6,7 \pm 3,0$ gânglios mioentéricos/mm², $173,1 \pm 60,8$ células argirófilas/mm², $207,8 \pm 68,3$ células argentafins/mm² e $55,7 \pm 27,4$ células imunorreativas à serotonina/mm².

ABSTRACT

BRESSAN, Michelle Soares, M.S., Universidade Federal de Viçosa, August, 2003.
Anatomohistological and neuroendocrine aspects of cecum of the capybara
Hydrochoerus hydrochaeris Linnaeus, 1766 (Mammalia, Rodentia). Advisor: Cláudio César Fonseca. Committer members: Tarcízio Antônio Rêgo de Paula and Eliane Menin.

The capybara, an herbivorous rodent of simple stomach, has been pointed out in the market of meats for having an excellent zootechnical performance. It has appreciated meat, valuable carcass, high reproductive potential and presents efficient food usage. The last item must be a consequence of the cecotrophy, which makes the cecum, an important organ in the digestive physiology of such animal. To carry out this study, ten adult capybaras from Cachoeirinhas` Farm in Viçosa-MG, were used. From them it was obtained data regarding the anatomy, histology and quantification of endocrine cells and nervous ganglia of the cecum. Fragments of the apex, body and base of the cranial taenia and of the area of ileocecal transition were collected. Macroscopically, the cecum is voluminous, sacciform, presenting a medium volumetrical capacity of $3,6 \pm 1,7$ l, and a medium length of $70 \pm 16,2$ cm completing a total of 25% of whole large intestine that measured $2,8 \pm 0,6$ m on the average. The cecum histologically showed straight tubulous glands with average length of $0,2 \pm 0,02$ mm, of prismatic simple mucous secretor epithelium, a highly vascularized submucosal tunic with nervous ganglia observed clearly, a developed and with numerous myenterics ganglia muscular tunic. Quantitatively, the cecum presented a medium number of $2,0 \pm 1,0$ submucosals ganglia/mm², $6,7 \pm 3,0$ myenterics ganglia/mm², $173,1 \pm 60,8$ argyrophylics cells/mm², $207,8 \pm 68,3$ argentaffins cells/mm² and $55,7 \pm 27,4$ serotonin immunoreactive cells/mm².

1.0- INTRODUÇÃO GERAL

A capivara, considerada o maior roedor conhecido, pertence a família Hydrochaeridae, que inclui apenas uma espécie no Brasil, *Hydrochoerus hydrochaeris*. É considerado um animal semi-aquático e essencialmente herbívoro, chegando a ingerir de 3 a 4 kg de vegetação fresca e/ou vegetais aquáticos diariamente, e chega a digerir mais da metade da matéria orgânica, inclusive fibras (DEUTSCH & PUGLIA, 1988).

Várias espécies de roedores são alvo de caça ou de criação, por sua carne ou pele valiosa e, dentre elas, a capivara caracteriza-se por ser sua carne apreciada e bem consumida (KOWALSKI, 1981; STORER, 1995). Podendo ser preparada fresca, congelada, seca ou salgada, inclusive sob a forma de lingüiças e salsichas (SILVA, 1986). 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. É um roedor herbívoro monogástrico que realiza fermentação cecal, vive em grupos sociais bem estruturados e apresenta-se altamente eficiente no aproveitamento dos alimentos, tendo digestibilidade similar ou superior a de coelhos e ovinos, tanto com volumoso quanto concentrados.

Este animal reúne várias vantagens para a produção zootécnica, dentre as quais destaca-se a sua natureza não-agressiva, podendo ser criada consorciada com outros animais, favorecendo ao produtor que tem pastagens já estabelecidas (ESCOBAR & GONZÁLEZ, 1973). A sua criação é vantajosa também, por ser a capivara cerca de seis vezes mais eficiente que o bovino na capacidade reprodutiva, nas condições naturais dos campos (DEUTSCH & PUGLIA, 1988). 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).

CUNHA (2000) afirmou que animais herbívoros que realizam a ingestão de fezes (cecotrofia) têm relativamente ao seu peso corporal, necessidades nutritivas muito elevadas, cuja satisfação com alimentos fibrosos de baixa digestibilidade é naturalmente limitada pela capacidade do seu compartimento de digestão microbiana e/ou pela velocidade do trânsito digestivo. A cecotrofia permite uma repetitiva exposição da digesta às ações físicas e químicas do processo digestivo.

O aparelho digestório da capivara reflete a sua alimentação natural. É bem desenvolvido, particularmente o ceco, que segundo MENDES *et al.* (2000), representa 74% de todo o tubo digestivo. Estes autores afirmaram também que as capivaras se alimentam preferencial e principalmente de pasto, que é digerido através de processo fermentativo realizado por microorganismos celulolíticos (bactérias e protozoários) que se alojam no ceco.

VELÁSQUEZ (2001) afirmou que o ceco da capivara caracteriza-se por ser relativamente grande, apresentando mucosa com epitélio simples prismático com elevado número de células caliciformes.

Este órgão possui uma peculiar morfologia, que de acordo com BANKS (1992), caracteriza-se principalmente pela ausência de vilosidades, presença evidente de células caliciformes e de nódulos linfóides e tecidos linfóide difusos. Outra característica relatada pelo autor é a de que nos herbívoros de estômago simples, o ceco apresenta feixes espessos de músculo liso e de fibras elásticas longitudinalmente orientadas na túnica muscular.

Objetivando a obtenção de dados morfológicos relacionados com a função essencial do ceco na digestão da capivara, torna-se relevante à execução de estudos que visem ampliar o número de informações a respeito deste órgão, atentando para sua morfologia geral e em particular, a anatomia e os aspectos histológicos e funcionais.

2.0- REVISÃO DE LITERATURA

2.1- Aspectos zoológicos e ecológicos da capivara

A capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*), pertence à família Hydrochaeridae e à ordem Rodentia (FUERBRINGER *et al.*, 1987). De acordo com FERRAZ & VERDADE (2001), este animal encontra-se amplamente distribuído nos mais variados tipos de ambiente, desde matas ciliares até savanas sazonalmente inundáveis. São animais normalmente diurnos, com pico de atividades concentrado nos períodos vespertino e crepuscular. 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. Os grupos sociais são de tamanhos variáveis dependendo do tipo de ambiente. Em áreas pouco alteradas, os grupos variam de três a 14 indivíduos em média. Já em áreas antropizadas, os grupos podem conter mais de 40 indivíduos adultos. Em geral, o tamanho médio das unidades sociais mantém-se estável ao longo do tempo.

DEUTSCH & PUGLIA (1988), citaram que a capivara atinge maturidade sexual entre 15 e 24 meses de vida, quando o animal pesa entre 30 e 40 kg, dependendo da época em que nasce e das qualidades de seu habitat. Em cativeiro, este período de maturação costuma ser mais curto. Embora possam cruzar o ano todo, foi observado que os acasalamentos tendem a ser intensos no início do ano, principalmente nos primeiros dias de janeiro. COSTA *et al.* (2002) afirmaram que a diferenciação sexual em capivaras só é possível em animais adultos, graças à presença da glândula nasal na face do macho, visto que as genitálias masculina e feminina são extremamente semelhantes externamente, apresentando uma prega cutânea denominada de saco paranal.

Durante a estação seca, as capivaras se alimentam de forragem, da mesma forma que o gado, provavelmente devido a baixa disponibilidade de pasto. Plantas aquáticas e um pouco de arbustos das matas, como o gravatá, joá e ataléa, são consumidas em pequena quantidade, talvez como elementos para balancear as necessidades nutricionais delas, ou onde o pasto é menos disponível (MOREIRA, 1995). ANDRADE *et al.* (1996), afirmaram que a capivara é extremamente seletiva na escolha dos vegetais que consome provavelmente para manter o equilíbrio protéico e, possivelmente, utiliza mecanismo semelhante a cecotrofia em coelhos. CUNHA (2000), descreve que a cecotrofia (cecotrofia) é um processo particular da

coprofagia, sendo observada nos 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: os animais que realizam tal processo produzem dois tipos de fezes – as duras e as moles – ingerindo apenas as últimas. Estas por terem uma composição química muito semelhante à do conteúdo do ceco, têm sido denominadas cecotrofos (EDEN, 1940) e o fenômeno, cecotrofia.

2.2- Aspectos anatomo-fisiológicos do ceco de mamíferos

A ordem *Rodentia* apresenta uma grande variedade de formas de ceco encontradas nas diferentes espécies de roedores além da capivara. O arganzaz (*Microtus agrestis*), roedor da subfamília *Microtinae*, possui ceco muito volumoso, saculado e com pregas espiraladas. É um animal de hábitos alimentares herbívoros, caracterizado por alto conteúdo de celulose na sua alimentação, o que requer intensa atividade microbiana no ceco. Animais puramente herbívoros possuem ceco grande e diferenciado, entretanto, um importante exemplo de exceção é o panda, que embora seja estritamente herbívoro carece de um ceco (SNIPES, 1979).

MOREIRA (1995) afirmou que a capivara apresenta o ceco bastante desenvolvido, estimado em 3/4 do volume total do aparelho digestório, ocupando, no arganzaz, a maior parte da porção média ventral do abdômen (SNIPES, 1979). Em coelhos, o intestino grosso inicia-se pelo ceco, órgão muito desenvolvido, com 40 cm de comprimento, representando cerca de 40% do tubo digestivo (CUNHA, 2000). Na capivara, conforme descreveram MENDES *et al.* (2000), o ceco parece participar de processos importantes na digestão e absorção de nutrientes: (a) cecotrofia – a ingestão do conteúdo cecal após a fermentação durante uma repetição de digestão enzimática (no estômago) e absorção no duodeno, jejuno e íleo; (b) autólise – digestão e absorção de proteína microbiana no intestino grosso.

O processo da digestão microbiana dos vegetais ingeridos pela capivara, conforme MENDES *et al.* (2000), ocorre no ceco, onde o pH fica em torno de $6,03 \pm 0,29$, fornecendo um ambiente favorável para a fermentação microbiana de carboidratos estruturais, como a celulose e hemicelulose, liberando ácidos graxos voláteis que são fonte de energia para o hospedeiro. ARGENZIO *et al.* (1988), afirmaram que o intestino grosso do equino e o do suíno formam uma estrutura capacitada para a digestão da celulose por enzimas microbianas. O cavalo, em sua dieta normal, recebe a maior parte de sua energia pelo intestino grosso, isto porque a digestão enzimática não degrada a celulose, e assim, somente a digestão efetuada pelos microorganismos do ceco e cólon lhe conferem energia proveniente de fibras.

O aparelho digestório no animal recém-nascido é relativamente destituído de microorganismos, mas eles são rapidamente adquiridos após o nascimento e logo desenvolvem uma população característica. Em animais herbívoros, os alimentos são desdobrados no aparelho digestório assim que ocorre o crescimento e evolução dos microorganismos (ARGENZIO *et al.*, 1988).

O ceco do arganaz, como o do coelho, é bastante desenvolvido, apresentando diferenciações na túnica mucosa que, provavelmente, estejam correlacionadas com a especialização funcional deste órgão no processo de fermentação, associado com o hábito alimentar herbívoro (SNIPES, 1979).

O coelho, à semelhança da capivara, é um animal de estômago simples, herbívoro, adaptado à ingestão de alimentos ricos em fibra. As características da sua fisiologia digestiva, em particular a prática da cecotrofia, com a rápida evacuação das partículas de maiores dimensões, menos digeríveis e a retenção das menores de maior digestibilidade, permitem-lhe tirar proveito dos alimentos disponíveis em seu habitat natural (CUNHA, 2000). MENDES *et al.* (2000), certificaram que esses animais, seletivamente retêm mais as menores partículas digeríveis, que são excretadas após a fermentação microbiana e são denominadas de fezes noturnas ou cecotrofos. Este material é totalmente reingerido diretamente do ânus. Este comportamento pode ser uma adaptação fisiológica por necessidades nutricionais que a simples digestão do alimento não lhe oferece. MENDES *et al.* (2000) observaram em seu estudo com seis capivaras fêmeas adultas criadas em cativeiro que a prática de cecotrofia foi notada 243 vezes durante 96 h.

JANIS (1976) supôs que a fermentação cecal é ineficiente em animais de estômago simples que não realizam cecotrofia, pois produtos da digestão são formados no intestino delgado, que é usualmente o local de absorção. Assim, lagomorfos e vários roedores têm este problema solucionado pela prática de autocoprofagia (cecotrofia), que proporciona uma segunda passagem da ingesta pelo intestino delgado, após fermentação na primeira passagem.

O ceco no cavalo, entre outros segmentos do intestino grosso, constitui um compartimento separado, com capacidade diferenciada para retenção da digesta e absorção de água. Este segmento aparentemente faz um paralelo com o de coelhos, uma espécie que se assemelha amplamente ao cavalo quanto à função do intestino grosso (DE OCAMPO & DYCE, 1995). Em coelhos, o ceco é o órgão fundamental da cecotrofia e comporta-se como uma câmara de fermentação similar ao rúmen dos animais com estômago compartimentalizado (BASSAN *et al.*, 1999).

A síntese de vários nutrientes ocorre em graus variados no intestino grosso da maioria dos animais, sendo que a síntese de vitaminas B e K é especialmente significativa. As vitaminas podem ser absorvidas pela mucosa ou podem ser eliminadas nas fezes. Neste caso, a coprofagia é um padrão comportamental que suplementa os requerimentos diários de vitaminas (BANKS, 1992).

Conforme GETTY *et al.* (1986), o ceco do cavalo apresenta um comprimento médio de 1,25 m sendo dividido anatomicamente por uma base, um corpo e um ápice e apresenta quatro tênias longitudinais situadas nas faces dorsal, ventral, direita e esquerda. SIMIC & ILIC (1976), citaram que o ceco dos eqüídeos apresenta uma forma de um grande saco cilindro-cônico, situado do lado direito da cavidade abdominal. E devido à sua forma, dimensões, posição topográfica, bem como função fisiológica, o ceco, apresenta uma participação fundamental na digestão em animais herbívoros de estômago simples. A capacidade deste órgão é enorme, podendo conter, no cavalo, 20 – 70 litros. De acordo com CUNHA (2000) o ceco de coelhos, é constituído por anéis saculiformes dispostos em espiral, com um diâmetro de 4 a 5 cm, diminuindo progressivamente na parte distal e terminando pelo apêndice vermiforme. A forma do ceco deve-se a um feixe de fibras musculares lisas que forma uma espécie de lâmina enrolada com cerca de 1 m de comprimento. A estrutura do ceco no arganaz tem uma parede interna com uma rede irregular de cristas orientadas tanto longitudinais quanto circunferencialmente (SNIPES, 1979). BANKS (1992) afirmou que as camadas externas da túnica muscular de suínos e cavalos têm feixes espessos de músculo liso e de fibras elásticas longitudinalmente orientados (*taeniae cecí*).

YU & CHIOU (1997) estudaram o desenvolvimento da mucosa intestinal durante o crescimento de coelhos e verificaram que esses animais com estômago simples a fonte e níveis de fibra dietética afetam a morfologia da mucosa intestinal, como a altura das vilosidades, profundidade das criptas e o número de células caliciformes. Os mesmos autores observaram que porções caudais do intestino, incluindo o ceco e o cólon, sofreram modificações importantes entre os estágios de amamentação e o de desmame, mas se estabilizaram após quatro semanas de idade. Isso porque os coelhos ingerem cada vez maiores quantidades de fibra na dieta após o desmame, que ocorre em torno de quatro semanas. Aumentando a ingestão de alimento, aumentará a fermentação no ceco e no cólon, ativando o metabolismo microbiano que talvez estimule o desenvolvimento cecal e do cólon. CUNHA (2000), afirmou que os pesos do ceco e do seu conteúdo aumentam rapidamente após o desmame, duplicando entre o 25º e o 36º dia de vida nos coelhos jovens como reflexo da alimentação exclusivamente sólida.

ARGENZIO (1988) assegurou que o desenvolvimento estrutural e funcional do intestino grosso coincide com o desenvolvimento da digestão microbiana.

De acordo com BANKS (1992) a organização dos elementos murais do intestino grosso se baseia na ausência de vilos, nas glândulas que são longas e retas e se abrem na superfície da borda luminal; nas células caliciformes que são uma característica evidente do epitélio; na ausência de pregas circulares que são substituídas por dobras longitudinalmente orientadas; no tecido linfóide difuso; e nos nódulos linfóides como características histológicas evidentes. O ceco é uma adaptação intestinal nos herbívoros com estômago simples (como o cavalo, coelho e cobaia) e as características histológicas descritas para o intestino grosso são, de formas gerais, aplicáveis ao ceco.

2.3- Aspectos neuro-endócrinos do tubo digestivo de mamíferos

De acordo com POLAK *et al.* (1993) e SANTOS & ZUCOLOTO (1996) decorreu tempo considerável para que o intestino fosse reconhecido como órgão endócrino. As células endócrinas gastrointestinais foram primeiramente descritas por Heidenhaim em 1870, citado por POLAK *et al.* (1993), quando observou que certas células da mucosa gástrica do cão possuíam grânulos que se coravam com sais de cromo. Posteriormente, em 1907, Ciaccio, citado por POLAK *et al.* (1993) usou o termo enterocromafim para descrever estas células, que sete anos mais tarde, Masson, citado por BARBOSA *et al.* (1984), mostraram ser capazes de reduzir a prata sem auxílio de agente redutor externo sendo esta reação denominada argentafim (POLAK *et al.*, 1993).

SANTOS & ZUCOLOTO (1996) preconizaram que as células distribuídas por toda mucosa do aparelho digestório apresentam características citoquímicas comuns, das quais, a mais evidente e constante é a produção de amins biogênicas e polipeptídeos e o seu conjunto denominado “sistema APUD” (*Amine Precursor Uptake and Decarboxylation*). O sistema APUD inclui as células endócrinas gastrointestinais, as células das ilhotas do pâncreas, entre outras células endócrinas.

ARGENZIO (1988) afirmou que o aparelho gastrointestinal é o maior órgão endócrino do corpo, assim como REHFELD (1998), ainda assegurou que tanto em termos de número de células endócrinas como em número de tipos hormonais este aparelho supera qualquer outro órgão. Células neuroendócrinas que se originam a partir das cristas neurais distribuem-se de forma difusa através de todo o tecido gástrico, intestinal e pancreático. Este último autor definiu que essas células são conhecidas como precursoras na captação de amins e células de

descarboxilação, ou seja, do sistema “APUD”, citado anteriormente e que sintetizam hormônios peptídicos e aminas que são liberadas a partir de células sob estimulação apropriada. Além dessas células endócrinas, foi estabelecido que vários peptídeos são liberados a partir de terminações nervosas no intestino (ARGENZIO, 1988).

BASSAN *et al.* (1999) reafirmaram que as células enteroendócrinas intraepiteliais do intestino são pertencentes ao sistema APUD e que este sistema enteroendócrino está constituído por um conjunto de células produtoras de hormônios relacionados com a motilidade, secreção e absorção de nutrientes. As células do sistema APUD apresentam em comum a capacidade de captar e descarboxilar precursores amínicos e conter grânulos secretores que reagem com soluções de prata amoniacal e com anticorpos monoclonais anti-cromogranina.

Feyrter citado por POLAK *et al.* (1993) foi o primeiro a reconhecer que o intestino e o pâncreas eram os principais órgãos onde se localizavam as células do sistema endócrino, o qual ele chamou de sistema endócrino difuso. Ele identificou as células neste sistema como sendo: 1) elementos corados convencionalmente em claro, chamados, portanto, de *hellezellen*, ou seja, células claras; 2) células argentafins – capazes de reduzir diretamente soluções de prata; 3) células argirófilas – capazes de absorver sais de prata, que então podem ser reduzidos por adição de uma substância química com capacidade redutora.

Diferentemente da reação argentafim, a reação argirófila, detecta outros tipos de células, identificando um grande número de células endócrinas no estômago, íleo, cólon e pâncreas do gambá *Didelphis albiventris* (FONSECA, 1996; FONSECA *et al.*, 1998; 2002) e em todo o tubo digestivo da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris*, como detectado por VELÁSQUEZ (2001).

Num estudo realizado com várias espécies de vertebrados, desde sapos até camundongos, foi observado que conforme a evolução, a quantidade de células endócrinas argirófilas e argentafins no epitélio do intestino grosso aumentou tanto nas partes inicial quanto na terminal (MUTOVKINA & IVANOVA, 1987).

Células argentafins de diferentes regiões do aparelho digestório de ratos foram examinadas ao microscópio eletrônico e, todas elas continham grânulos secretores redondos ou pleomórficos, que estão concentrados principalmente na zona infranuclear, exceto naquelas do antro gástrico, onde eles ocorrem com frequência na área perinuclear (PORTELA-GOMES *et al.*, 1984).

As células enterocromafins (células EC) que constituem população predominante no sistema de células endócrinas do aparelho digestório, são encontradas na mucosa de quase todo o tubo digestivo. Embora seu principal produto de secreção seja a serotonina,

imunorreatividades à peptídeos como substância P, leucina-encefalina e motilina, tem sido descritas. A serotonina nas células EC pode ser detectada por várias técnicas em secções de parafina após fixação pela formalina como a reação argentafim de Masson. Além da técnica de fluorescência induzida pela formalina e métodos imunohistoquímicos com anticorpos policlonais ou monoclonais contra serotonina. Procedimentos não imunológicos apresentam limitações. A reação argentafim é de baixa especificidade química e a fluorescência induzida pela formalina pode ser devido a outras aminas biogênicas (SANTOS & ZUCOLOTO, 1996).

De acordo com a biologia clássica, um hormônio do aparelho digestório é uma substância produzida por um tipo de célula distribuída em regiões relativamente bem definidas tanto do tubo digestivo como das glândulas anexas. Dessas, ela é liberada sob estímulos específicos para alcançar o órgão alvo, que subsequente obtém uma resposta podendo estar ligada à secreção ou à contração muscular. A nova biologia de hormônios deste aparelho está de acordo com os conceitos clássicos, sustentando a idéia de que os hormônios são peptídeos provenientes de células do aparelho digestório e lançados no sangue uma vez que haja estimulação adequada (REHFELD, 1998).

A serotonina é uma catecolamina com um peso molecular de 176 Daltons, formada em células endócrinas gastrointestinais, plaquetas, no cérebro e na medula espinhal (<http://www.biogenex.com/pdf/932-068p.pdf>). É bem conhecido que a 5-hidroxitriptamina (5-HT), a serotonina, é abundante em células intestinais enterocromafins, bem como, que uma ampla variedade de estímulos provoque a liberação desta substância pelas células EC. Além de a serotonina estar presente no sistema nervoso central e nas células enterocromafins, ela também é encontrada em neurônios serotoninérgicos no gânglio mioentérico intestinal que podem mediar reflexos locais (LI *et al.*, 2000). CECCARELLI *et al.* (1995a) afirmaram que células produtoras de monoaminas, tal como as EC que produzem serotonina, tem sido consideradas membros da grande família de células enteroendócrinas. Conforme SANTOS & ZUCOLOTO (1996), mensageiros químicos não peptídeos como a serotonina, são sintetizados dentro do citosol e armazenados em grânulos secretores.

Células EC secretam serotonina espontaneamente e 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). Conforme CECCARELLI *et al.* (1995b), a serotonina é conhecida por estimular a contração da musculatura lisa do aparelho gastroentérico e provocar a secreção exócrina. VANNER (2000)

afirmou que a serotonina estimula os neurônios mioentéricos promovendo respostas vasodilatadoras na submucosa.

Em estudo utilizando vacas e bezerros, KITAMURA *et al.* (1985) encontraram células imunorreativas à serotonina no intestino grosso, sendo mais freqüente no reto. Foi constatado por estes autores, que a distribuição de células endócrinas na vaca é semelhante à do cavalo. BALTAZAR *et al.* (1998) observaram em seu estudo do aparelho digestório de uma espécie de búfalo (*Bubalus bubalis*), que o número de células imunorreativas à serotonina foi escasso na região fúndica do estômago, mas aumentou progressivamente para moderado no duodeno, declinou um pouco no jejuno e íleo e eventualmente aumentou de forma moderada no ceco e cólon e finalmente, reduziu no reto.

De acordo com o estudo de CECCARELLI *et al.* (1995b), o tubo digestivo de cervos (*Dama dama*) possui células EC contendo serotonina em todas as regiões investigadas e foram mais numerosas no duodeno proximal, representando cerca de 80% das células endócrinas investigadas. Em outro estudo com cavalos, CECCARELLI *et al.* (1995a) verificaram que a freqüência de células contendo serotonina variou extremamente entre o estômago e o duodeno, sendo menor neste.

De acordo com SANTOS & ZUCOLOTO (1996) estudos imunohistoquímicos e de biologia molecular têm mostrado interrelações funcionais entre células endócrinas e neurônios, constituindo o sistema neuro-endócrino. No contexto atual, o termo neuro-endócrino não implica em uma origem embriológica comum a partir do neuroectoderma, mas tem conotação de compartilhamento de um fenótipo caracterizado pela expressão simultânea de múltiplos genes que codificam uma ampla variedade de características neuronais e endócrinas.

Conforme WIENBECK *et al.* (1987) o controle nervoso das secreções dos intestinos é influenciado por nervos do sistema periférico e central. O intestino grosso é tonicamente inibido pelo sistema nervoso entérico, em particular pelos gânglios submucosos.

A integração dos eventos secretores, motores e de absorção no trato gastrointestinal é ocasionada por ações e interações complexas dos sistemas neural e endócrino. O controle nervoso da função intestinal é realizado pelas porções intrínsecas e extrínsecas do sistema nervoso vegetativo (ARGENZIO, 1988). RAYBOULD (1998) citou que o sistema nervoso está eletricamente ligado em “circuitos reflexos”. Cada circuito neural contém um neurônio aferente que carrega atividade elétrica da periferia para o centro de integração que pode ser tanto o gânglio como uma região especializada do cérebro. Após os sinais aferentes serem processados, fluxo de informações retornam via neurônios motores para modificar a atividade do intestino, incluindo a motilidade entre outras. De acordo com HUDSON *et al.* (2000), o sistema nervoso

entérico (SNE) tem um papel central no controle da maioria das funções gastrointestinais. O SNE consiste de uma rede de neurônios organizados dentro dos gânglios submucosos e mioentéricos. O gânglio submucoso estende-se na região entre a mucosa e a túnica muscular da parede do intestino, e o gânglio mioentérico estende-se entre as camadas musculares circular e a longitudinal da túnica muscular. Este último está envolvido com a motilidade intestinal, enquanto que o primeiro com o transporte transepitelial de íons, com o fluxo de sangue da mucosa, bem como com funções secretomotoras. VANNER (2000) concluiu em estudos com porcos-da-índia, que o gânglio mioentérico pode desempenhar papel na regulação da mucosa por meio da modulação de reflexos vasodilatadores nos gânglios submucosos. Há evidências que neurônios submucosos recebem estímulos após a excitação de gânglios mioentéricos.

FURNESS *et al.* (1999) afirmaram que o SNE do homem contém uma ordem de 10^8 neurônios no sistema endócrino gastroenteropancreático. Os neurônios que detectam o comportamento dos tecidos são neurônios primários aferentes, sendo eles distintos em três classes: 1) neurônios intrínsecos primários aferentes (também conhecidos como neurônios sensoriais intrínsecos), com corpos celulares e conexões na parede do TGI; 2) neurônios primários aferentes extrínsecos, com corpos celulares nos gânglios das raízes vagais e espinhais dorsais; 3) neurônios intestínofugais, com corpos celulares no TGI e projeções dos neurônios para o lado de fora da parede do TGI.

Evidências experimentais citadas por RAYBOULD (1998) sugerem acima de tudo, que a mecanossensibilidade pode ser uma propriedade intrínseca de neurônios aferentes. Entretanto, outras células no TGI podem responder também à estímulos mecânicos. Considerando a observação de que um aumento na pressão libera serotonina causando a propulsão do conteúdo luminal pela iniciação do reflexo peristáltico. Bulbring & Lin (1958) citado por RAYBOULD (1998) propuseram que os receptores de pressão na mucosa são as células EC e que a serotonina liberada por estas células em resposta à pressão, estimula neurônios intrínsecos primários aferentes ao mesmo tempo em que o sistema nervoso entérico conduz a ativação do reflexo peristáltico.

Um possível intermediário para transdução de sinais da mucosa é a serotonina, que é um potente estimulante dos neurônios intrínsecos primários aferentes (NIPAs). A serotonina é liberada quando a mucosa é mecanicamente estimulada e conseqüentemente reações reflexas são antagonizadas por drogas que bloqueiam os receptores 5-HT (FURNESS *et al.*, 1999).

Os NIPAs reagem sob três tipos de estímulos: alterações químicas no lúmen intestinal, distensão intestinal e distorção mecânica da mucosa. Estes neurônios são necessários para geração de reflexos apropriados em reação ao conteúdo intestinal. Reflexos intrínsecos geram

movimentos de mistura e propulsão da musculatura, causam alteração local do fluxo sanguíneo e modulam a secreção de água e eletrólitos. Estes neurônios participam de uma coordenação integrada entre os órgãos, como por exemplo, entre o duodeno e estômago, pâncreas e sistema biliar (FURNESS *et al.*, 1999).

De acordo com FURNESS *et al.* (1999), os neurônios extrínsecos primários aferentes levam informações sobre o estado do aparelho gastrointestinal para o sistema nervoso central. Estão presentes no monitoramento de todos aspectos funcionais deste aparelho e também transportam informação nociceptiva. Os neurônios intestínofugais são uma classe não usual de neurônios. Seus corpos celulares estão na parede do TGI e seus processos formam sinapses no gânglio simpático paravertebral. Os corpos celulares destes neurônios estão no gânglio mioentérico sendo mais numerosos no intestino grosso. Suas funções estão quase que exclusivamente envolvidas com o controle da motilidade, entretanto eles também contactam neurônios simpáticos os quais tem a função de inibir a secreção de água e de eletrólitos no intestino.

3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALHO, C. J.. Capivaras uma vida em família. **Ciência Hoje**, v.4, n.23, p.64-68, 1986.

ANDRADE, P. C. M.; LAVORENTI, A.; NOGUEIRA, S. L. G.. Efeitos de Níveis de Proteínas e Energia em Rações para Capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris hydrochaeris* L. 1766) em Crescimento. In: REUNIÃO ANUAL DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ZOOTECNIA, 35, 1996, Fortaleza. **Anais...** Fortaleza: SBZ 1996 p. 248-251.

ARGENZIO, R. A.. **Introdução à Função Gastrintestinal**. In: SWENSON, M. J. *et al.* DUKES – Fisiologia dos Animais Domésticos. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. 10. Ed. 1988. p. 229 – 242.

BALTAZAR, E. T.; KITAMURA, N.; HONDO, E.; YAMADA, J.; MAALA, C. P.; SIMBORIO, L. T.. Immunohistochemical Study of Endocrine Cells en the Gastrointestinal Tract of the Philippine Carabao (*Bubalus bubalis*). **Anat. Histol. Embryol.**, v. 27, p. 407-411, 1998.

BANKS, W. J.. **Histologia Veterinária Aplicada**. Cap. 21. 2^a Ed. Manole, São Paulo, 1992. 329p.

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.**, v.59, n.4: p.193-196, 1984.

BASSAN, N.; VINUESA, M.; PÉREZ, F.; ROMA, S.; BERNARDI, S.. Células Enteroendocrinas intraepiteliales en ciego y apéndice de conejos sensibilizados com ovoalbumina. **Acta Gastroent. Latinoamer.** v. 29, n. 5, p. 313-317, 1999.

CECCARELLI, P.; PEDINI, V.; GARGIULO, M.. Serotonin-containing cells in the horse gastrointestinal tract. **Anat. Histol. Embryol.**, v. 24, p. 97-99, 1995a.

CECCARELLI, P.; PEDINI, V.; GARGIULO, M.. The endocrine cells in the gastro-enteric tract of adult fallow deer (*Dama dama* L.). **Anat. Histol. Embryol.**, v. 24, p. 171-174, 1995b.

COSTA, D. S.; PAULA, T. A. R.; FONSECA, C. C.; NEVES, M. T. D.. Reprodução de capivaras. **Arq.Ciências Veter. Zool da Unipar.** v. 5, p. 111-118, 2002.

CUNHA, L. F. <http://www.utad.pt/apez/APEZNorte/2000/Cunicultura/S2.htm> Parques naturais - Nutrição e Alimentação: Fisiologia Digestiva do Coelho. Aspectos mais relevantes. Instituto Superior de Agronomia, Tapada da Ajuda, 1399 Lisboa Codex, Portugal - Luísa Falcão e Cunha lfalcao@isa.utl.pt Acesso: 25/04/2002.

DE OCAMPO, G. D.; DYCE, K. M.. Histological and ultrastructural study of the surface columnar cells of the horse caecum and colon. **Phil. J. Vet. Med.**, v. 32, n. 2, p. 50-69, 1995.

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.

EDEN, A.. Coprophagy in the rabbit: origin of night faeces. **Nature**, v.145, p.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**, v.26, n.3, p.215-27, 1973.

FERRAZ, K. P. M. B.; VERDADE, L. M.. **Ecologia Comportamental da Capivara: Bases Biológicas para o Manejo da Espécie.** In: Mattos, W. R. S. *et al.* A produção animal na visão dos brasileiros.. Ecologia comportamental da capivara: bases biológicas para o manejo da espécie. [Ed.] FEALQ: Piracicaba. p.589-595, 2001.

FONSECA, C. C.. **Identificação imunocitoquímica e ultraestrutural das células produtoras de glucagon no pâncreas e nas mucosas do corpo do estômago, do íleo e do cólon durante o desenvolvimento do gambá *Didelphis albiventris* Lund, 1841 (MARSUPIALIA).** Belo Horizonte, UFMG, 1996, (tese Ds), 1996.

FONSECA, C. C., NOGUEIRA, J. C., BARBOSA, A. J. A.. Immunocytochemical and ultrastructural identification of the glucagon-producing-cell in the gastric mucosa of the developing opossum *Didelphis albiventris* (MARSUPIALIA). **Anat. Anz.**, v. 180, p. 477-480, 1998.

FONSECA, C. C., NOGUEIRA, J. C., BARBOSA, A. J. A.. Argyrophilic and glucagon-immunoreactive cells in the ileum and colon of the developing opossum *Didelphis albiventris*. **Cells Tissue Organs**, v. 170, n. 1, p. 29-33, 2002.

FUERBRINGER, J.; BOTERO DE LA ESPRIELLA, R.; GAONA, J. T.. **Manual Práctico: el chigüiro su cría e explotación racional**. 90ed., 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. **American Journal Physiology**. v. 277, p. 922-928, 1999.

GETTY, R., *et al.*. **Sisson/Grossman - Anatomia dos Animais Domésticos**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. 5.ed., v. 1, 1986. 1134 p.

<http://www.biogenex.com/pdf/932-068p.pdf>. Data Sheet – Polyclonal Antibody to Serotonin, BIOGENEX. Acesso: 05/06/2003.

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

JANIS, C.. Evolutionary strategy of the equidae and the origins of rumen and cecal digestion. **Evolution**, v. 30, p. 757-774, 1976.

KITAMURA, N.; YAMADA, J.; CALINGASAN, N. Y.; YAMASHITA, T.. Histologic and immunocytochemical study of endocrine cells in the gastrointestinal tract of the cow and calf. **Am. J. Vet. Res.** v. 46. n. 6, p. 1381-1386, 1985.

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

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

MENDES, A.; NOGUEIRA, S. S. C.; LAVORENTI, A.; FILHO, S. L. G. N.. A note on the cecotrophy behavior in capybara (*Hydrochaeris hydrochaeris*). **Applied Animal Behavior Science**, v. 66, n. 1-2, p. 161-167, 2000.

MOREIRA, J. R.. **The Reproduction, Demography and Management of Capybaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*) on Marajó Island – Brazil**. Trinity Term, Ox: University of Oxford, 1995. 18-19p. Thesis (Doctor of Philosophy) – University of Oxford, 1995.

MUTOVKINA, T. N.; IVANOVA, V. F.. Endocrine cells in the large intestine epithelium in various vertebrate species. **Arkhiv Anatomii Gistologii i Embriologii**, v. 92, p. 93-95, 1987.

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

PORTELA-GOMES, G. M.; GRIMELIUS, L.; BERGSTÖM, R.. Enterochromaffin (Argentaffin) cells of the rat gastrointestinal tract. An ultrastructural study. **Acta Pathol Microb et Immun Scandinavica**, v. 92, p. 83-89, 1984.

RAYBOULD, H. E.. Does your gut taste? Sensory transduction in the gastrointestinal tract. **News Physiology Science**. v. 13, p. 275-280, 1998.

REHFELD, J. F.. The new biology of gastrointestinal hormones. **Physiological Reviews**. v. 78, n. 4, p. 1087-1102, 1998.

SANTOS, G. C.; ZUCOLOTO, S.. Células Endócrinas Gastrointestinais: breve histórico e principais métodos de identificação à microscopia óptica. **Arquivo de Gastroenterologia**. v. 33, n. 1, p. 36-44, 1996.

SILVA, L. F. W.. **Criação de capivaras em cativeiro**. São Paulo: Nobel, 1986. 69p.

SIMIC, V.; ILIC, A.. Caractéristiques et différences essentielles comparatives, morphologiques, du caecum de l'homme et des mammifères domestiques. **Acta Anatomica**. v. 94, p. 299-310, 1976.

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

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

VANNER, S.. Myenteric neurons activate submucosal vasodilator neurons in guinea pig ileum. **Am. J. Physiol Gastrointest Liver Physiol.**, v. 279, p. 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)**. Tese Mestrado, UFV, 132p. , 2001.

WIENBECK, M.; KARAUS, M.; FRIELING, T.. Neural regulation of the secretion of the small and large intestines. **Zeitschrift Fur Gastroenterologie**, v. 25, p. 55-60, 1987.

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

4.0- Estudo anátomo-histológico do ceco da capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*)

Resumo

O ceco da capivara representa um importante órgão do aparelho digestório, sendo o principal local de fermentação da celulose, principal fonte de energia deste animal. Neste estudo com dez capivaras adultas os parâmetros, peso do animal, idade, comprimento vértice-caudal (VC), perímetro torácico e comprimento dos intestinos foram estimados em animais eutanasiados na Fazenda Cachoeirinha no município de Viçosa-MG. Os aspectos histológicos foram analisados de fragmentos coletados de cinco regiões do ceco das capivaras. Os animais pesaram em média 38,6 kg e seu comprimento VC foi em média 90,6 cm, o volume do ceco e seu comprimento foram em média de 3,6 l e 70 cm respectivamente. O ceco da capivara adulta mostrou ser volumoso apresentando saculações e quatro tênias. Histologicamente o ceco apresentou mucosa revestida por epitélio intestinal em todas as regiões, enquanto a túnica muscular apresentou diferença quanto à espessura conforme o local do ceco, como nas tênias, onde a camada externa se mostrou mais espessa que nas demais regiões.

Palavras-chave: ceco, anatomia, histologia, capivara.

INTRODUÇÃO

A capivara é um mamífero semi-aquático que se distribui amplamente por toda a América tropical, do Panamá ao Uruguai e noroeste da Argentina. Grandes populações ocorrem em regiões do Brasil, Colômbia, Guianas, Paraguai, Uruguai, nas partes amazônicas da Bolívia, Equador, Peru e no nordeste da Argentina. Este animal ocorre nos mais variados tipos de ambiente, desde matas ciliares a savanas sazonalmente inundáveis, inclusive em áreas com elevado grau de interferência antrópica (FERRAZ *et al.*, 2001b). A capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*), pertence à família Hydrochaeridae e à ordem Rodentia (FUERBRINGER *et al.*, 1987).

Várias espécies de roedores são alvo de caça ou de criação, por sua carne ou pele valiosa e, dentre elas, a capivara caracteriza-se por ser sua carne apreciada (KOWALSKI, 1981; STORER, 1995). Além disso, pode ser preparada fresca, congelada, seca ou salgada, inclusive sob a forma de lingüiças e salsichas (SILVA, 1986). ANDRADE *et al.* (1996) afirmaram que a capivara é a espécie de animal silvestre nativa que apresenta o maior potencial zootécnico para a produção de carne e couro. De acordo com FERRAZ & VERDADE (2001a), devido às suas características biológicas e comportamentais, a capivara tem sido vista como uma das espécies silvestres da América Latina com maior potencial para manejo. Tais características revelam-se tanto no seu ambiente natural como em regime de confinamento, desde que respeitadas as necessidades fisiológicas e comportamentais da espécie. Estes mesmos autores, afirmaram que a capivara tem sido vista como um recurso natural renovável abundante, cujo uso racional e econômico pode, além de gerar alta rentabilidade, reduzir seu impacto danoso e o risco na transmissão de doenças para o homem e para espécies domésticas.

De acordo com ANDRADE *et al.* (1996) a capivara é um roedor com estômago simples que realiza fermentação cecal. Altamente eficiente no aproveitamento dos alimentos, este animal tem digestibilidade similar ou superior a de coelhos e ovinos, tanto com volumosos quanto com concentrados.

VELÁSQUEZ (2001) afirmou que o ceco da capivara caracteriza-se por ser relativamente grande, apresentando morfologicamente base, corpo e ápice, nas quais se distinguem tênias e saculações ou haustros. A mucosa apresenta epitélio simples prismático com elevado número de células caliciformes PAS-positivas, localizadas em particular nas criptas. Túnica submucosa formada por tecido conjuntivo frouxo vascularizado apresentando gânglio submucoso desenvolvido e os nódulos linfóides. A muscular da mucosa é constituída por fibras de músculo liso dispostas em orientações circular interna e longitudinal externa.

Em herbívoros não-ruminantes (como cavalos, coelhos e roedores) o intestino grosso é um órgão fermentador, sendo que a digestão da celulose e a posterior absorção dos produtos da sua digestão ocorrem no ceco e no cólon destes animais. Os ácidos graxos voláteis produzidos pelo metabolismo anaeróbico da celulose, pela microflora cecal e do cólon, são absorvidos pelo intestino grosso (BANKS, 1992; DE OCAMPO & DYCE, 1995). SNIPES (1979) concluiu em suas observações com ceco do roedor herbívoro *Microtus agrestis*, que o epitélio cecal pode ser capaz de uma ativa absorção de ácidos graxos voláteis, produtos bacterianos, triglicerídeos, produtos dos carboidratos e água.

Visto que a capivara, animal silvestre da fauna brasileira que exhibe várias vantagens na sua criação tem como o ceco, órgão que desempenha importantes funções na digestão. Neste estudo visou-se obter informações sobre a morfologia macroscópica e microscópica do ceco de capivaras adultas.

MATERIAL E MÉTODOS

Para o estudo anatômico do ceco foram utilizadas dez capivaras adultas fêmeas e machos, provenientes do criatório da fazenda Cachoeirinha no município de Viçosa (MG) sob autorização do Ibama sob licença 13902 de número 1/31/2001/000027-7. Após a eutanásia, foram obtidos os seguintes parâmetros destes animais: sexo, peso corporal, peso seco da lente ocular (estimativa de idade), diâmetro da caixa torácica, comprimento vértice-caudal (VC), posição topográfica *in situ*, comprimentos do intestino delgado e do intestino grosso, comprimento do ceco, volume do ceco.

A estimativa da idade foi realizada conforme MOREIRA (1995), que preconizou que as lentes oculares retiradas após a morte do animal, devem ser desidratadas em estufa à 40° C durante 72h e pesadas em balança de alta precisão. A partir daí, a média dos valores obtidos é aplicada na seguinte fórmula:

$$L = 53.9528 \cdot x^{0.45158}$$

sendo L, o peso obtido das lentes (mg) e x, a idade (meses).

O comprimento VC estabelecido por NODEN & LAHUNTA (1985), mede o comprimento do animal desde a crista nugal do osso occipital até a base da cauda.

A documentação fotográfica do intestino grosso foi feita com câmara fotográfica digital marca Sony Mavica FD100, tomando-se o cuidado de se manter a integridade anatômica e topográfica *in situ* de seus constituintes.

Os intestinos delgado e grosso foram mensurados com trena mantendo-os esticados em local plano sem que houvesse distensão. O comprimento do ceco foi medido de extremidade a extremidade acompanhando a curvatura maior.

Para o estudo de capacidade volumétrica do ceco esvaziou-se seu conteúdo e preenchendo-se com água, de maneira que o órgão preservasse suas principais características, como tamanho original, forma, presença e integridade dos haustros. Em seguida, o volume de preenchimento foi medido em proveta, definindo sua volumetria.

No estudo histológico, foram utilizadas as mesmas dez capivaras adultas citadas no estudo anatômico macroscópico, das quais foram coletados três fragmentos da base, três do corpo, três do ápice, três da ténia dorsal e três da região de transição íleo-cecal, que foram submetidos ao processamento histológico rotineiro no laboratório de Histopatologia do DVT. Neste estudo foi efetuada a medida das glândulas intestinais nas diferentes regiões do ceco. Para isso, utilizou-se uma ocular graduada e calibrada por meio de micrômetro objetivo Olympus.

Cada fragmento foi fixado em líquido de Bouin por 48 horas. Após a fixação, os fragmentos foram desidratados em série de concentrações crescentes de álcool etílico (70 – 80 – 95 – 100%), diafanizados em xilol I e II e incluídos em parafina.

Os fragmentos foram seccionados no laboratório de Histopatologia do DVT e no laboratório de Histologia do DBA da UFV, à espessura de 4 µm, em micrótomo rotativo manual marca American Optical Co. e Olympus CUT 4055 respectivamente. Depois de fixados às lâminas, os cortes de cada região do ceco foram corados segundo a técnica de hematoxilina-eosina (H-E) conforme BANCROFT & STEVENS (1996).

Os cortes histológicos foram documentados no Laboratório de Biologia e Controle de Hematozoários – Bioagro, DVT, por meio de câmara digital marca FUJI HC – 300Zi com lente Nikon C – 0.6x acoplada ao microscópio Nikon Eclipse E 600 e ao computador.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os animais apresentaram em média peso corporal de $38,6 \pm 14,8$ kg e comprimento VC médio de $90,6 \pm 9,9$ cm (Tabela 1).

Os aspectos macroscópicos do ceco da capivara revelaram que o mesmo é volumoso, curvo e de forma cilindro-cônica, à semelhança ao do cavalo (SNIPES, 1976) ocupando grande parte da região ventro-caudal da cavidade abdominal, estendendo-se transversalmente de um

antímero ao outro (Figura 1). Apresenta uma extremidade cega (ápice), que é de forma cônica e fica situado no lado esquerdo da cavidade abdominal. A outra extremidade (base) situa-se no lado direito da cavidade abdominal, da mesma forma que os óstios íleo-cecal e ceco-cólico (Figura 2). Enquanto o corpo do ceco apresenta forma cilíndrica (Figura 2).

As saculações (haustros) limitadas por espessamentos da túnica muscular são estruturas evidentes, mas transicionais, dependendo do estado de contração desta túnica. Essas saculações dão a impressão de uma compartimentalização, que internamente, correspondem à depressões da parede cecal, que conforme ARGENZIO (1988) podem servir como um meio de prolongar a retenção da digesta. As saculações estão distribuídas de forma semelhante nas três regiões do ceco (ápice, corpo e base). O ceco possui quatro tênias que estão longitudinalmente orientadas nas regiões cranial, caudal, ventral e dorsal.

Internamente o ceco apresenta uma malha irregular de pregas da mucosa orientadas circular e longitudinalmente, nele se abrem dois óstios que correspondem a desembocadura do íleo que apresenta as bordas elevadas e a do cólon.

Foi observado que o ceco de animais adultos apresentou capacidade volumétrica média de $3,6 \pm 1,7$ l (Tabela 1). Em cavalos adultos, o ceco pode conter até 70 l (SNIPES, 1976; SIMIC & ILIC, 1976).

O comprimento do ceco, independente da idade ou do peso corporal, variou muito de um animal para o outro. O menor comprimento medido foi de 52 cm, enquanto o maior de 97 cm. Para um coelho adulto, o ceco apresenta comprimento médio de 40 cm, representando cerca de 28,2% do comprimento intestino grosso e 9,9% do comprimento intestinal total (CUNHA, 2000). Em eqüinos, o ceco tem aproximadamente 1,20 m (SNIPES, 1976; GETTY *et al.*, 1986.). Em animais herbívoros com estômago simples, o tamanho do ceco parece prover uma adequada área de superfície para absorção dos produtos da fermentação (JANIS, 1976). Na capivara os intestinos delgado e grosso apresentaram comprimento médio de $6,8 \pm 1,5$ m e $2,8 \pm 0,6$ m respectivamente, enquanto o ceco, $0,7 \pm 1,6$ m. Portanto, o ceco, representou cerca de 25% do comprimento do intestino grosso, e em relação ao comprimento total dos intestinos, mostrou um percentual de cerca de 7,3 %. Estes valores demonstram que a proporção morfométrica do ceco da capivara, se comparado a do mesmo órgão no coelho, apresenta dimensões semelhantes.

Tabela 1- Parâmetros anatômicos macroscópicos da capivara adulta.

Parâmetros	Média ± desvio padrão
Idade (meses)	29,8 ± 18,22
Peso corporal (kg)	38,6 ± 14,8
Perímetro torácico (cm)	74,5 ± 11,8
Comprimento VC (cm)	90,6 ± 9,9
Comprimento do ceco (cm)	70 ± 16,2
Volume do ceco (l)	3,6 ± 1,7
Comprimento do intestino delgado (m)	6,8 ± 1,5
Comprimento do intestino grosso (m)	2,8 ± 0,6

Microscopicamente, a mucosa não revelou diferença importante entre as regiões do ceco, apresentando glândulas simples tubulosas, que ocupam toda a lâmina própria e se abrem na superfície luminal. As células epiteliais glandulares são do tipo cilíndrico, dispostas em uma única camada, com o núcleo situado na região basal (Figuras 3C, 4B), semelhante às células colunares do ceco do cavalo (DE OCAMPO & DYCE, 1995). A presença de células caliciformes no epitélio mostrou-se abundante, independente da região analisada. Apresentou lâmina própria delgada de tecido conjuntivo frouxo contendo ou não nódulos e/ou tecido linfóides. Esses, quando encontrados localizaram-se principalmente nas regiões de transição do íleo para o ceco, sendo observados em menor número nas outras regiões (Figuras 4C, 4D). Segundo BANKS (1992) os nódulos linfóides podem ser proeminentes na abertura do íleo no ceco no caso de ruminantes, suínos e cães, à semelhança da capivara, ou podem estar distribuídos mais na extremidade cega do órgão, como ocorre em cavalo e gatos.

As glândulas não apresentaram variação significativa quanto à sua altura. Em todas as regiões analisadas, observou-se que a altura média foi de $0,2 \pm 0,02$ mm.

A muscular da mucosa foi observada em todos os cortes analisados apresentando feixes de fibras musculares lisas (Figuras 3B, 3D).

A submucosa apresentou-se em todas as regiões bastante vascularizada e rica em fibras do tecido conjuntivo (Figura 3B), nela situam-se os gânglios submucosos, relativamente numerosos no ceco destes animais.

Em todas as regiões do ceco, a túnica muscular, consiste de duas camadas e é mais espessa comparando-se com a do intestino delgado, a interna, circular e a externa, longitudinal. A camada muscular longitudinal externa espessa-se nas regiões do óstio íleo-cecal e nas tênias

(Figura 4A). Foi observada uma grande quantidade de gânglios mioentéricos entre as duas camadas de músculo liso.

Externamente, uma túnica serosa constituída de conjuntivo frouxo e mesotélio, com abundantes vasos sangüíneos, reveste o ceco.



Figura 1: Cavidade abdominal de *Hydrochoerus hydrochaeris*. Comparação entre o volume do ceco com porções do intestino grosso e delgado.

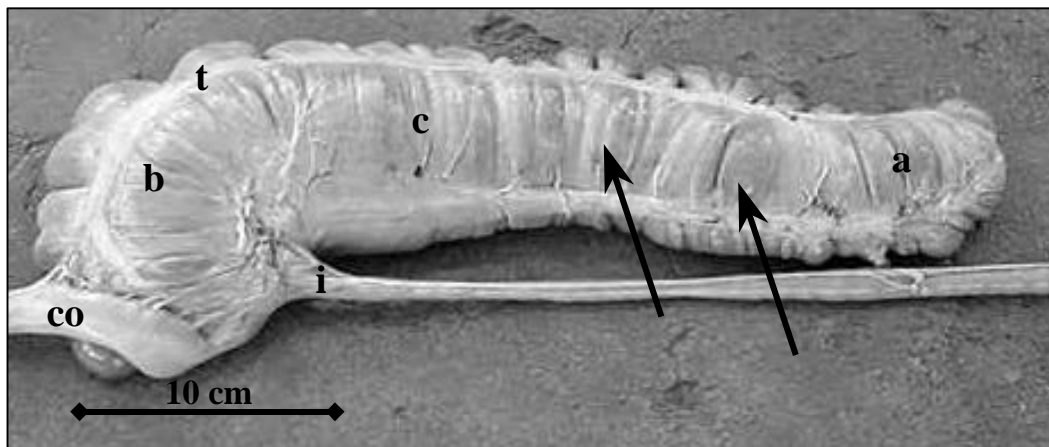


Figura 2: Ceco de *Hydrochoerus hydrochaeris*. **b-** base; **t-** ténia; **c-** corpo; **a-** ápice; **i-** íleo; **co-** cólon; haustros (setas).

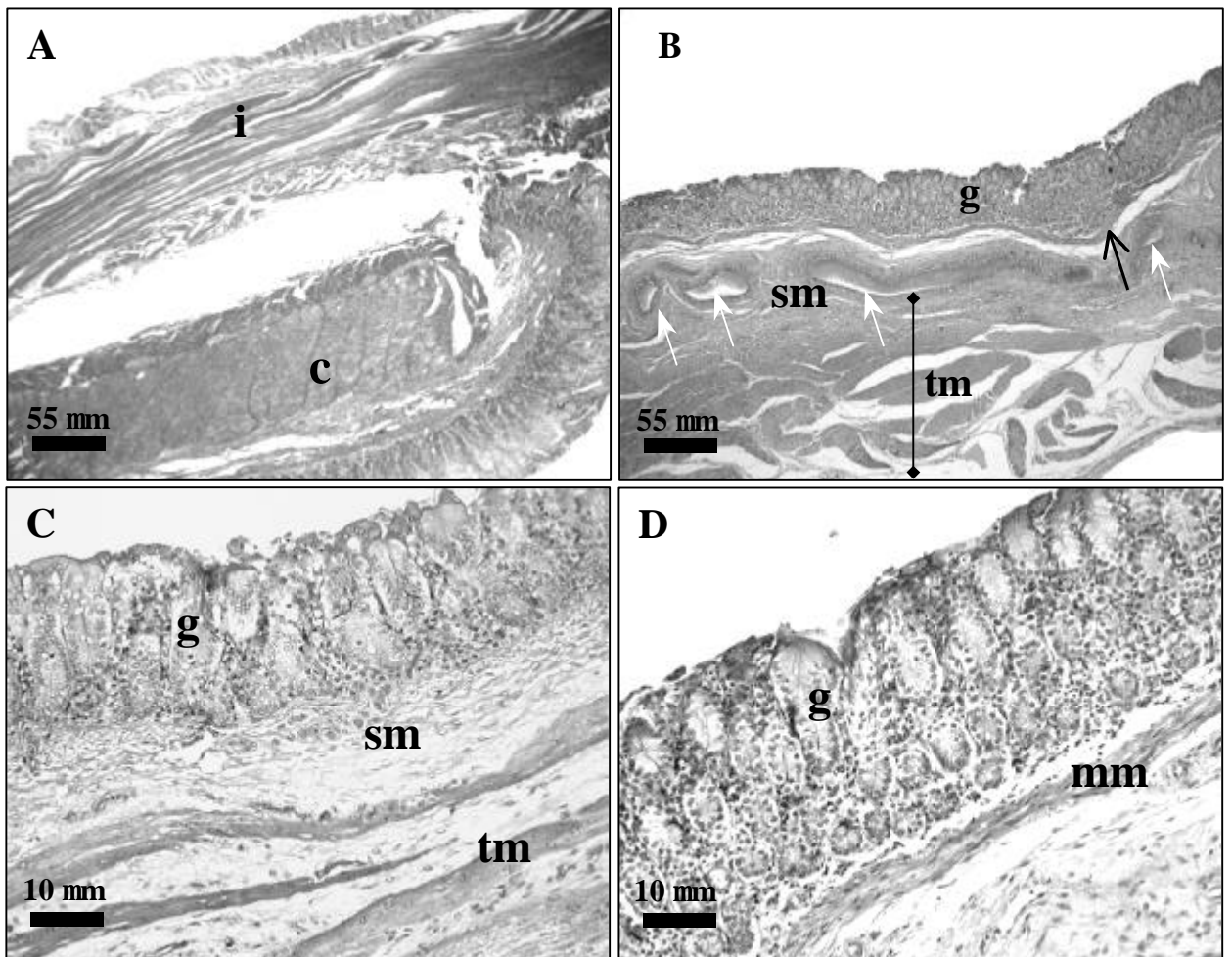


Figura 3: Ceco de *Hydrochoerus hydrochaeris*. **A.** Transição íleo-cecal, evidenciando os dois segmentos intestinais. **B.** Região da base, mostrando intensa vascularização (setas brancas). Muscular da mucosa (seta preta). **C.** Região do corpo. **D.** Região da base. **c**-ceco; **i**- íleo; **g**-glândulas intestinais; **mm**-muscular da mucosa; **sm**-submucosa; **tm**-túnica muscular. HE.

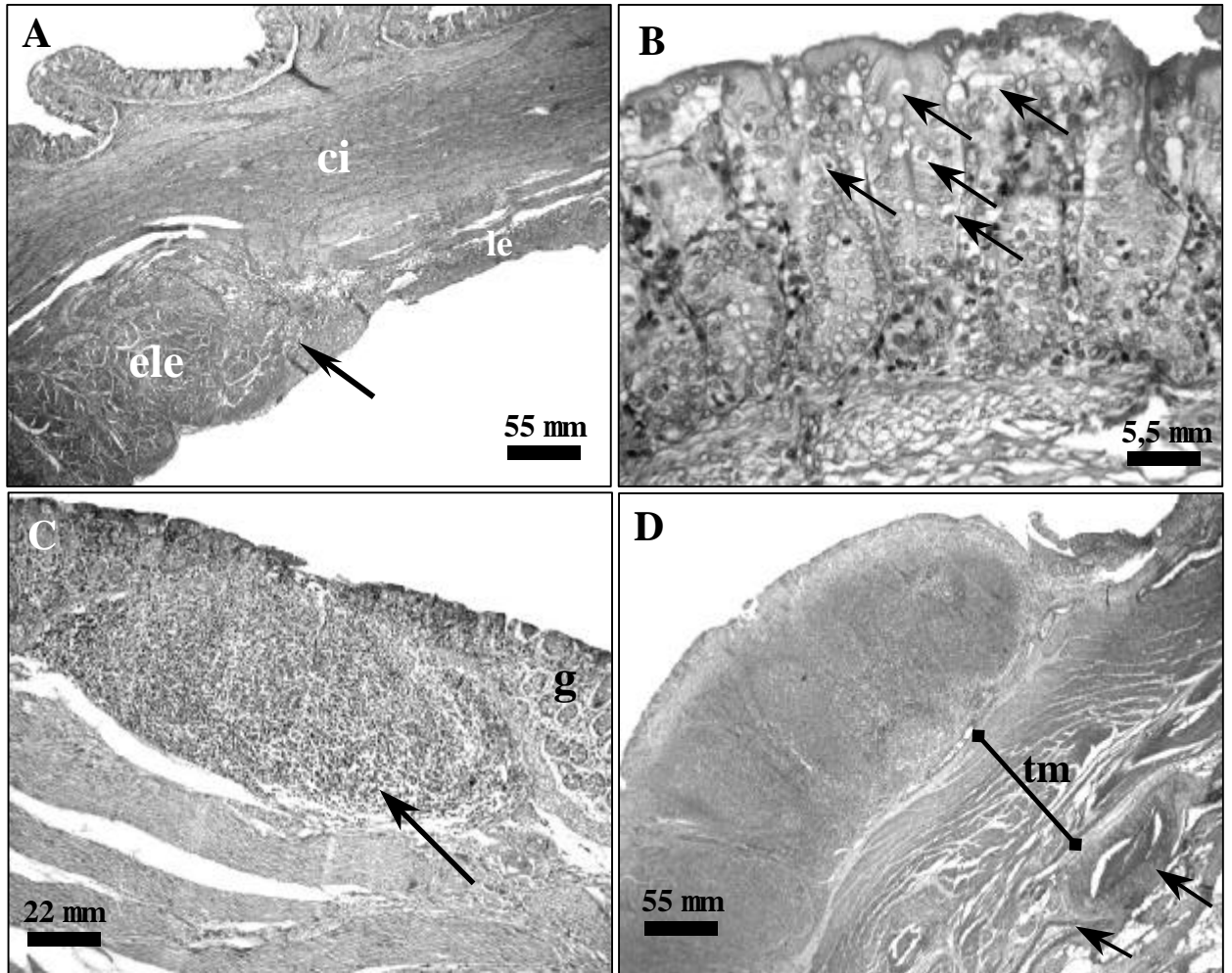


Figura 4: Ceco de *Hydrochoerus hydrochaeris*. **A.** Região da tência mostrando alteração na espessura da camada muscular longitudinal externa (seta). **B.** Região do corpo. Células caliciformes (setas). **C.** Região de transição íleo-cecal. Nódulo linfóide isolado (seta). **D.** Região de transição íleo-cecal apresentando nódulo linfóide associado (Placa de Peyer). Vasos sanguíneos (setas). **ci**-camada muscular circular interna; **le**-camada muscular longitudinal externa; **ele**-espessamento da camada muscular longitudinal externa (tência); **g**- glândulas intestinais; **tm**- túnica muscular. HE.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ANDRADE, P. C. M.; LAVORENTI, A.; NOGUEIRA, S. L. G.. Efeitos de Níveis de Proteínas e Energia em Rações para Capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris hydrochaeris* L. 1766) em Crescimento. In: REUNIÃO ANUAL DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ZOOTECNIA, 35, 1996, Fortaleza. **Anais...** Fortaleza: SBZ 1996 p. 248-251.

ARGENZIO, R. A.. **Introdução à Função Gastrintestinal**. In: SWENSON, M. J. *et al.* DUKES – Fisiologia dos Animais Domésticos. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. 10. Ed. 1988. p. 229 – 242.

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**. Cap. 21. 2^a Ed. Manole, São Paulo, 1992. p. 425-464.

CUNHA, L. F. <http://www.utad.pt/apez/APEZNorte/2000/Cunicultura/S2.htm> Parques naturais - Nutrição e Alimentação: Fisiologia Digestiva do Coelho. Aspectos mais relevantes. Instituto Superior de Agronomia, Tapada da Ajuda, 1399 Lisboa Codex, Portugal - Luísa Falcão e Cunha lfalcao@isa.utl.pt

DE OCAMPO, G. D.; DYCE, K. M.. Histological and ultrastructural study of the surface columnar cells of the horse caecum and colon. **Phil. J. Vet. Med.**, v. 32, n. 2, p. 50-69, 1995.

FERRAZ, K. P. M. B.; VERDADE, L. M.. **Ecologia Comportamental da Capivara: Bases Biológicas para o Manejo da Espécie**. In: Mattos, W. R. S. *et al.* A produção animal na visão dos brasileiros.. Ecologia comportamental da capivara: bases biológicas para o manejo da espécie. [Ed.] FEALQ: Piracicaba. p.589-595. 2001a

FERRAZ, K. P. M. B.; FILHO, R. M. F. S.; PIFFER, T. R. O.; VERDADE, L. M.. **Biologia e manejo da capivara: do controle de danos ao máximo rendimento sustentável**. pp581-588.

In: Mattos, W. R. S. *et al.* [Ed.] A produção animal na visão dos brasileiros. FEALQ 2001 b.: Piracicaba.

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

GETTY, R., *et al.*. **Sisson/Grossman - Anatomia dos Animais Domésticos.** Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. 5.ed., v. 1, 1986. 1134 p.

JANIS. C.. Evolutionary strategy of the equidae and the origins of rumen and cecal digestion. **Evolution**, v. 30, p. 757-774, 1976.

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

MOREIRA, J. R.. **The Reproduction, Demography and Management of Capybaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*) on Marajó Island – Brazil.** Trinity Term, Ox: University of Oxford, 1995. 18-19p. Thesis (Doctor of Philosophy) – University of Oxford, 1995.

NODEN, D. M.; de LAHUNTA, A.. **The Embriology of domestic animals. Developmental Mechanisms and Malformations.** Williams & Wilkins ed., Baltimore, 1985, 367pp.

SILVA, L. F. W.. **Criação de capivaras em cativeiro.** São Paulo: Nobel, 1986. 69p.

SIMIC, V.; ILIC, A.. Caractéristiques et différences essentielles comparatives, morphologiques, du caecum de l'homme et des mammifères domestiques. **Acta Anatomica.** v. 94, p. 299-310, 1976.

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

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

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). Tese Mestrado, UFV, 132p. , 2001.

5.0- Identificação e quantificação de gânglios nervosos, células argentafins, argirófilas e imunorreativas à serotonina no ceco da capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*)

Resumo

A distribuição regional e frequência de gânglios nervosos, células argirófilas, células argentafins e células imunorreativas à serotonina foram estudadas em cinco regiões do ceco de dez capivaras adultas. Para isso, utilizou-se técnicas específicas de coloração para cada um dos tipos de células endócrinas pesquisadas e para a quantificação dos gânglios nervosos, submucosos e mioentéricos, a técnica da Hematoxilina-Eosina. O maior número médio de gânglios submucosos observados na parede do ceco foi de $3,6 \pm 1,4$ gânglios/mm² de área na região de transição íleo-cecal e o menor, no ápice e na base de $1,4 \pm 0,7$ gânglios/mm². O número médio de gânglios mioentéricos/mm² de área da túnica muscular foi maior nas regiões de transição íleo-cecal e na tênia, sendo respectivamente de $10 \pm 3,6$ e $9,3 \pm 3,6$. O número médio de células argirófilas por mm² de área de mucosa variou de $235,7 \pm 75,7$ na região de transição íleo-cecal a $138,6 \pm 58,6$ no ápice; o de células argentafins apresentou uma variação de $224,3 \pm 81,4$ células/mm² na base e um menor número no ápice, $165,7 \pm 50$ células/mm² de área de mucosa. As células imunorreativas à serotonina foram detectadas em maior número na região de transição íleo-cecal, com média de $107,1 \pm 58,6$ células/mm² e menor no ápice, de $27,1 \pm 7,1$ células/mm².

Palavras-chave: ceco, gânglios nervosos, células argirófilas, células argentafins, células imunorreativas à serotonina.

INTRODUÇÃO

Técnicas de impregnação por sais de prata foram desenvolvidas para diferentes finalidades em diferentes condições. Genericamente, essas reações foram divididas em argentafins e argirófilas. Na reação argentafim (técnica de Masson-Fontana), a redução do nitrato de prata amoniacal é decorrente da capacidade redutora dos próprios componentes intracelulares. Já na reação argirófila (técnicas de Servier-Munger, Hellerstrom-Hellman, Bodian e Grimelius), os sais de prata em solução amoniacal, aquosa ou alcóolica se ligam aos grânulos citoplasmáticos e são, então, reduzidos à prata metálica pela exposição a uma substância exógena redutora. A positividade da reação argentafim exibe forte correlação com o conteúdo de serotonina das células endócrinas, como demonstrado por técnicas que utilizam fluorescência e imunorreatividade (SANTOS & ZUCOLOTO, 1996).

Os peptídeos encontrados na mucosa dos segmentos do aparelho digestório têm sido detectados em células e terminações nervosas dispersas difusamente pelo neuroeixo (SANTOS & ZUCOLOTO, 1996; POLAK *et al.*, 1993). Esses peptídeos podem atuar segundo três mecanismos diferentes: endócrino, quando a secreção é liberada na corrente sanguínea e age à distância; parácrino, estimulando localmente células vizinhas; e neurócrino, liberando a secreção contida em terminações nervosas (SANTOS & ZUCOLOTO, 1996).

De acordo com SHUTTLEWORTH *et al.* (1995) estudos da musculatura lisa do aparelho digestório têm fornecido uma ferramenta útil para demonstrar que os peptídeos atuam como neurotransmissores. Deixam claro que múltiplos peptídeos participam tanto na transmissão excitatória como na inibitória das camadas de músculo liso longitudinal e circular por todo o aparelho digestório. Estudos imunohistoquímicos indicaram que peptídeos estão co-localizados com outros tipos de neurotransmissores em neurônios individuais. Neurônios motores excitatórios parecem liberar tanto acetilcolina (ACh), neurotransmissor mais abundante do tubo digestivo, bem como as taquininas, representantes de uma família de neuropeptídeos que em sua maioria estão relacionadas com a motilidade gastrointestinal. As taquininas são caracterizadas por uma seqüência de aminoácidos Fenilalanina-X-Glicina-Leucina-Metionina-NH₂, onde X é qualquer resíduo de valina ou fenilalanina. SHUTTLEWORTH *et al.* (1995) citou que em muitos estudos concluiu-se que a substância P e o peptídeo vasoativo intestinal (VIP) encontrados em neurônios intestinais, participam da regulação na musculatura lisa, mas outros, como o neuropeptídeo Y e a galanina estão envolvidos igualmente nesse controle.

Segundo BALTAZAR *et al.* (1998) as células endócrinas estão distribuídas por toda a extensão do aparelho digestório, o maior órgão endócrino no corpo. Estas células secretam hormônios que regulam a função digestiva influenciando na secreção gastrointestinal, absorção, motilidade e fluxo de sangue. O desenvolvimento de anti-soros contra hormônios facilitou a localização destas células em várias espécies por meio de métodos imunohistoquímicos.

O intestino parece ser um dos muitos alvos da serotonina, a qual estimula fortemente a contração da musculatura lisa e a secreção das glândulas intestinais. (CECCARELLI *et al.*, 1995a; 1995b). Estudos em intestino delgado de porcos-da-índia tem sugerido que a serotonina pode ser um transmissor que estimula nervos sensoriais e iniciam reflexos peristálticos e secretores (CHEN *et al.*, 1998).

De acordo com SANTOS & ZUCOLOTO (1996), estudos imunohistoquímicos e de biologia molecular têm mostrado interrelações funcionais entre células endócrinas e neurônios, constituindo o sistema neuro-endócrino. No contexto atual, o termo neuro-endócrino não implica em uma origem embriológica comum a partir do neuroectoderma, mas, tem conotação de compartilhamento de um fenótipo caracterizado pela expressão simultânea de múltiplos genes que codificam uma ampla variedade de características neuronais e endócrinas. HUDSON *et al.* (2000), afirmaram que o sistema nervoso entérico (SNE) tem um papel central no controle da maioria das funções gastrointestinais e que este sistema consiste de uma complicada rede de neurônios organizados dentro de plexos submucosos e mioentéricos.

O presente estudo, foi direcionado à quantificação de gânglios submucosos e mioentéricos e de células endócrinas (argirófilas, argentafins e imunorreativas à serotonina) na mucosa das regiões do ceco (base, corpo, ápice, tênia e transição íleo-cecal). Dessa forma, pode-se quantificar as células endócrinas e os gânglios nervosos submucosos e mioentéricos tentando estabelecer uma relação entre eles.

MATERIAL E MÉTODOS

Para realização deste estudo, utilizaram-se fragmentos de cinco regiões do ceco, coletados de dez animais, incluindo machos e fêmeas adultos provenientes do criatório da Fazenda Cachoeirinha, município de Viçosa (MG) mediante autorização do Ibama sob licença 13902 de número 1/31/2001/000027-7. As regiões foram o ápice, base, corpo, tênia dorsal e transição íleo-cecal. Os fragmentos foram fixados por 24 a 48h em líquido de Bouin, para coloração pela Hematoxilina-Eosina (H-E), Grimelius (GRIMELIUS, 1968) e Imunoperoxidase

Direta (STERNBERGER, 1979), e em formol à 10% tamponado para coloração de Masson-Fontana modificada (BARBOSA *et al.*, 1984). Em seguida os fragmentos foram desidratados em álcoois numa ordem crescente de concentração, diafanizados em xilol I e II e incluídos em parafina. Em seguida, os cortes foram cortados à espessura de 4 μ m em micrótomo rotativo manual marca American Optical no Laboratório de Histopatologia do DVT da Universidade Federal de Viçosa. Os cortes foram corados segundo as técnicas de H-E, Grimelius, Masson-Fontana modificado e Imunoperoxidase direta, para quantificação de gânglios nervosos, células argirófilas, células argentafins e células imunorreativas à serotonina, respectivamente. Com exceção da imunoperoxidase direta, as demais técnicas foram realizadas no DVT-UFV, Laboratório de Histopatologia, enquanto aquela, no Laboratório de Patologia Digestiva e Neuro-endócrina da Faculdade de Medicina da UFMG.

Nos cortes corados em H-E, além da descrição histológica foi feita a quantificação dos gânglios submucosos e mioentéricos por milímetro quadrado da túnica submucosa e da túnica muscular respectivamente, de cada uma das regiões pesquisadas.

Neste estudo, utilizou-se microscópio de luz Ken-a-vision em aumento de 100x, com auxílio de ocular graduada calibrada por meio de micrômetro objetivo Olympus. Foram quantificados os gânglios submucosos e mioentéricos em dez unidades de 4,72 μ m² cada da parede cecal observada em três cortes diferentes da mesma região, perfazendo 141,6 μ m² de área analisada.

Na contagem de células argentafins, argirófilas e imunorreativas à serotonina, utilizou-se microscópio de luz marca Olympus CX 40 em aumento de 200x, com o auxílio de ocular graduada, calibrada por meio de micrômetro objetivo Olympus. A unidade de área analisada foi de 2,32 μ m² de túnica mucosa, desta forma, após a quantificação de 30 unidades de área o total pesquisado foi de 69,6 μ m². Apenas aquelas células que apresentaram citoplasma impregnado por sais de prata (técnicas argirófila e argentafim) e imunocorado (imunoperoxidase direta) associados à imagem negativa do núcleo foram consideradas reativas respectivamente a sua técnica.

Os cortes nas lâminas foram documentados por meio de câmara digital marca FUJI HC – 300Zi com lente Nikon C – 0.6x acoplada ao microscópio Nikon Eclipse E 600 e ao computador, no Laboratório de Biologia e Controle de Hematozoários do DVT.

Os números obtidos foram organizados em planilha eletrônica (EXCEL 97) e calculados a média, desvio padrão e variância segundo o programa estatístico SAEG 7.1

(Sistema de Análises Estatísticas e Genéticas - 1997) utilizando-se o Programa ANOVA (EUCLYDES, 1983).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

A porção entérica do sistema nervoso, o sistema nervoso entérico (SNE) segundo HUDSON *et al.* (2000), tem papel central no controle da maioria das funções gastrointestinais e consiste de uma complicada rede de neurônios organizados dentro dos gânglios submucosos e mioentéricos. Os gânglios submucosos observados ao longo da túnica submucosa de todas as regiões do ceco revelaram pequena variação entre estas, não sendo estatisticamente significativo (Figura 1A, 1B). Os números médios foram de $3,6 \pm 1,4$ gânglios/mm² na região íleo-cecal, $1,4 \pm 0,7$ gânglios/mm² no ápice e na base, no corpo o número médio foi $1,4 \pm 1,4$ gânglios/mm² e na tênia foi de $2,1 \pm 0,7$ gânglios/mm² (Tabela 1).

Os gânglios mioentéricos foram mais numerosos em regiões onde a túnica muscular se apresentou estruturalmente mais desenvolvida, como ocorreu na região de transição íleo-cecal e na tênia (Figura 1C, 1D). Naquela o número médio de gânglios mioentéricos por milímetro quadrado de túnica muscular foi de $10 \pm 3,6$ e nestas de $9,3 \pm 3,6$, enquanto nas demais regiões, o número médio de gânglios mioentéricos foi praticamente a metade (Tabela 1).

De acordo com HUDSON *et al.* (2000) o gânglio submucoso é importante no transporte transepitelial de íons, no fluxo de sangue da mucosa bem como nas funções secretomotoras e situa-se na túnica submucosa da parede do intestino; o gânglio mioentérico, que se localiza entre as camadas musculares circular interna e longitudinal externa da túnica muscular, está envolvido com a motilidade intestinal. Baseado no número observado de que o maior número de gânglios nervosos foi encontrado na região de transição íleo-cecal e na tênia, pode-se inferir maior atividade a estas e em menor escala às demais regiões do ceco da capivara, onde o número de gânglios foi menor.

As células imunorreativas à serotonina foram encontradas principalmente no terço basal e em menor quantidade no terço médio da mucosa, da mesma forma que o observado com as células argentafins. As argirófilas foram identificadas mais freqüentemente no terço basal da mucosa, e ocasionalmente no terço médio e ápice dessa. As células endócrinas apresentaram de maneira geral, forma piramidal, alongada e arredondada.

O número de células argirófilas quantificado foi maior na região de transição íleo-cecal, sendo em média, $235,7 \pm 75,7$ céls./mm² (Figuras 2A, 2B, 2C). No ápice, região que

apresentou menor número de células pesquisadas (Figura 2D), a média foi de $138,6 \pm 58,6$ céls./mm². Considerando esses números, a análise de variância não mostrou diferença estatística significativa entre esta região e a região íleo-cecal. Na base (Figuras 3A, 3B), o número dessas células foi em média de $171,4 \pm 64,3$ céls./mm², no corpo (Figura 3C) foi de $165,7 \pm 52,8$ céls./mm² e na tênia (Figura 3D) a média foi de $154,3 \pm 52,8$ céls./mm² (Tabela 1), não havendo diferença estatística. No ceco de vacas e bezerros foi detectada a presença de células argirófilas e imunorreativas à serotonina em menor quantidade quando comparada com outros segmentos do tubo digestivo (abomaso, intestino delgado e intestino grosso), a média para células argirófilas/mm² de mucosa encontrada em todo o órgão foi de $8,8 \pm 1,5$ em bezerros e $6,9 \pm 0,8$ em vacas. Neste mesmo estudo, pesquisadores quantificaram células imunorreativas à serotonina/mm² no ceco de bezerros e de vacas, tendo respectivamente uma média de $9,6 \pm 1,6$ e $7,2 \pm 1,3$ (KITAMURA *et al.*, 1985). O número de células imunorreativas à serotonina mostrou ser moderado no ceco de búfalos (*Bubalus bubalis*) equiparando-se com o duodeno e o cólon (BALTAZAR *et al.*, 1998).

A quantificação de células imunorreativas à serotonina demonstrou no presente estudo, que houve uma variação significativa apenas entre a região de transição íleo-cecal e o ápice do ceco. Na região de transição íleo-cecal (Figuras 6A, 6B), o número médio dessas células foi de $107,1 \pm 58,6$ céls./mm², enquanto que o ápice (Figura 7C) apresentou uma média de $27,1 \pm 7,1$ céls./mm². Na região da base (Figura 7A), o número médio foi de $52,8 \pm 31,4$ céls./mm², no corpo (Figura 7B) foi $48,6 \pm 18,6$ céls./mm² e na tênia (Figura 7D) foi de $42,8 \pm 21,4$ céls./mm² (Tabela 1), não havendo diferença estatística entre estes e as demais regiões. O número de células imunorreativas à serotonina não aumentou na região onde a musculatura lisa do ceco é mais desenvolvida (tênia) como ocorreu no entanto com o número de gânglios mioentéricos. Pode-se, portanto, inferir que há maior controle nervoso que endócrino nessa região, conforme indicado por HUDSON *et al.* (2000). VANNER (2000) afirmou que a estimulação elétrica (nervosa) nos gânglios nervosa sobrepõe-se à estimulação que a serotonina confere a eles.

Em estudos no tubo digestivo de cervos (*Dama dama*), CECCARELLI *et al.* (1995b) detectaram que aproximadamente 80% das células endócrinas pesquisadas no duodeno eram células imunorreativas à serotonina e no intestino grosso a ocorrência delas foi claramente menor. Estes mesmos autores (1995a) observaram que a presença de células enterocromafins, produtoras de serotonina, foram numerosas na região pilórica do estômago de cavalos, no

entanto, poucas foram encontradas no duodeno e foram absolutamente ausentes na maior parte do intestino grosso.

As células argentafins quantificadas na base foram em média $224,3 \pm 81,4$ céls./mm² (Figura 4C), na região íleo-cecal $228,8 \pm 67,1$ céls./mm² (Figuras 4A, 4B). No ápice (Figura 5A) o número encontrado foi em média de $165,7 \pm 50$ céls./mm², no corpo (Figura 4D) $205,7 \pm 51,4$ céls./mm² e na tênia (Figura 5B) $214,3 \pm 91,4$ céls./mm² (Tabela 1), números estes que não demonstraram variância significativa entre as regiões.

Na tentativa de estabelecer uma proporção entre o número médio de células endócrinas encontradas em todo o ceco, verificou-se que as imunorreativas à serotonina apresentaram percentualmente números menores que as células argirófilas e as células argentafins. A proporção aproximada de células imunorreativas à serotonina quando comparadas com as células argirófilas foi de 1 : 3,1 e de 1 : 3,7 quando comparadas às células argentafins. Comparando-se o número de células endócrinas imunorreativas à serotonina com o número total de células endócrinas (argirófilas e argentafins) verificou-se que as primeiras representaram cerca de 13% das células endócrinas observadas no ceco da capivara.

O número de células argentafins manteve-se elevado em relação ao número de células imunorreativas à serotonina identificadas, talvez pelo fato de terem sido quantificadas as células argentafins que apresentaram impregnação citoplasmática pelos sais de prata, independente do tamanho da granulação observada. Os grânulos observados que preenchem principalmente a região infranuclear do citoplasma foram encontrados de tamanhos variados e assim, poderiam ter sido confundidos com precipitados de sais de prata. Entretanto, a coincidência desta distribuição de sais de prata sobre as células epiteliais de revestimento do ceco suscita novas buscas na tentativa de melhor esclarecer tais achados.

Tabela 1: Quantificação dos gânglios e células endócrinas por mm² de parede cecal nas diferentes regiões do ceco (média \pm desvio padrão).

Parâmetros	Íleo-cecal	Ápice	Corpo	Base	Tênia
Gânglios submucosos	$3,6 \pm 1,4$	$1,4 \pm 0,7$	$1,4 \pm 1,4$	$1,4 \pm 0,7$	$2,1 \pm 0,7$
Gânglios mioentéricos	$10,0 \pm 3,6$	$5,0 \pm 2,8$	$4,3 \pm 2,8$	$5,0 \pm 2,1$	$9,3 \pm 3,6$
Células argirófilas	$235,7 \pm 75,7$	$138,6 \pm 58,6$	$165,7 \pm 52,8$	$171,4 \pm 64,3$	$154,3 \pm 52,8$
Células argentafins	$228,8 \pm 67,1$	$165,7 \pm 5,0$	$205,7 \pm 51,4$	$224,3 \pm 81,4$	$214,3 \pm 91,4$
Células IR à serotonina	$107,1 \pm 58,6$	$27,1 \pm 7,1$	$48,6 \pm 18,6$	$52,8 \pm 31,4$	$42,8 \pm 21,4$

IR – imunorreativas

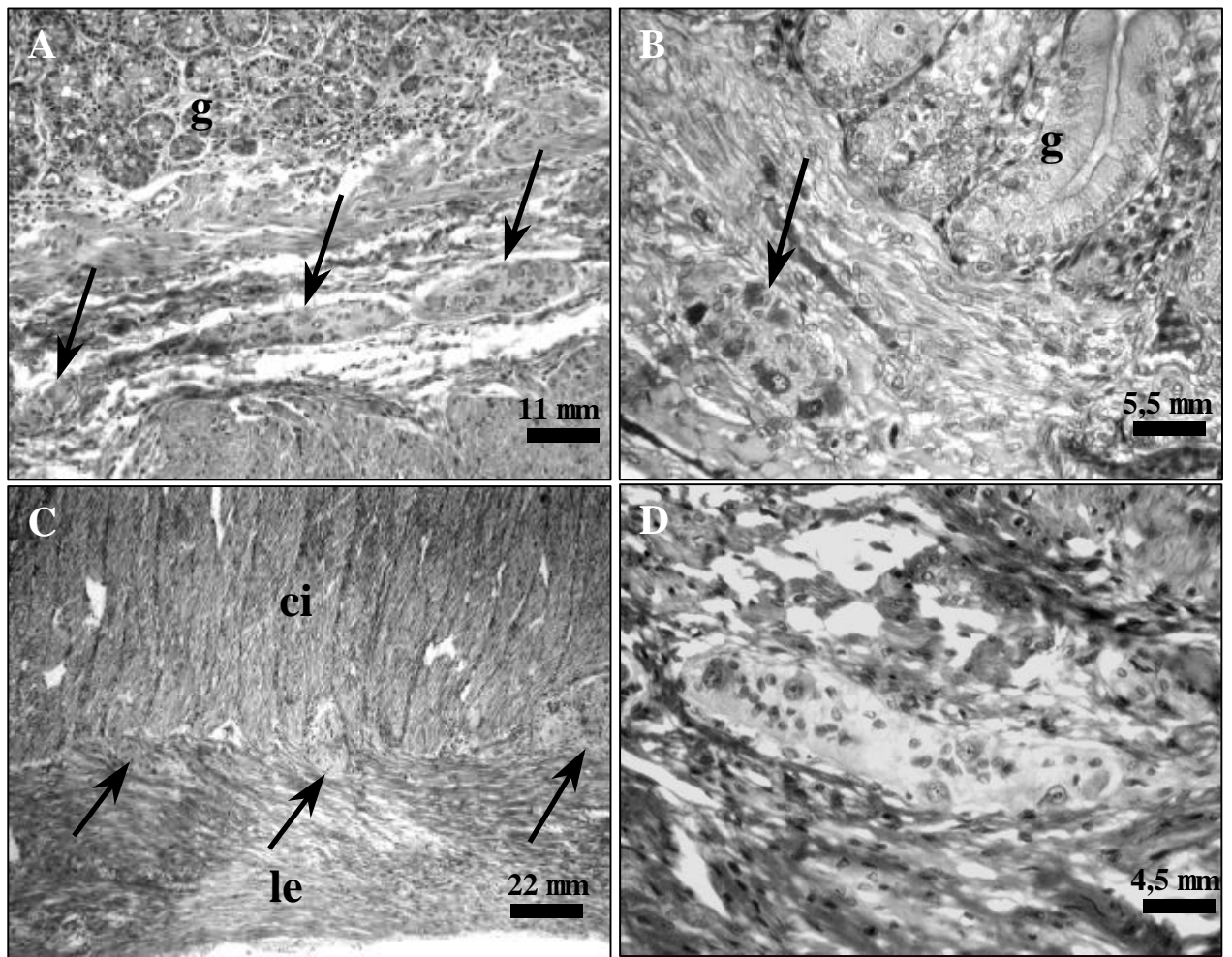


Figura 1: Ceco de *Hydrochoerus hydrochaeris*. **A.** Gânglios submucosos da região de transição íleo-cecal (setas). **B.** Gânglio submucoso da região do corpo (seta). **C.** Gânglios mioentéricos da região da ténia (setas). **D.** Gânglio mioentérico da região da ténia. **g-** glândulas intestinais; **ci-** camada muscular circular interna; **le-** camada muscular longitudinal externa. HE

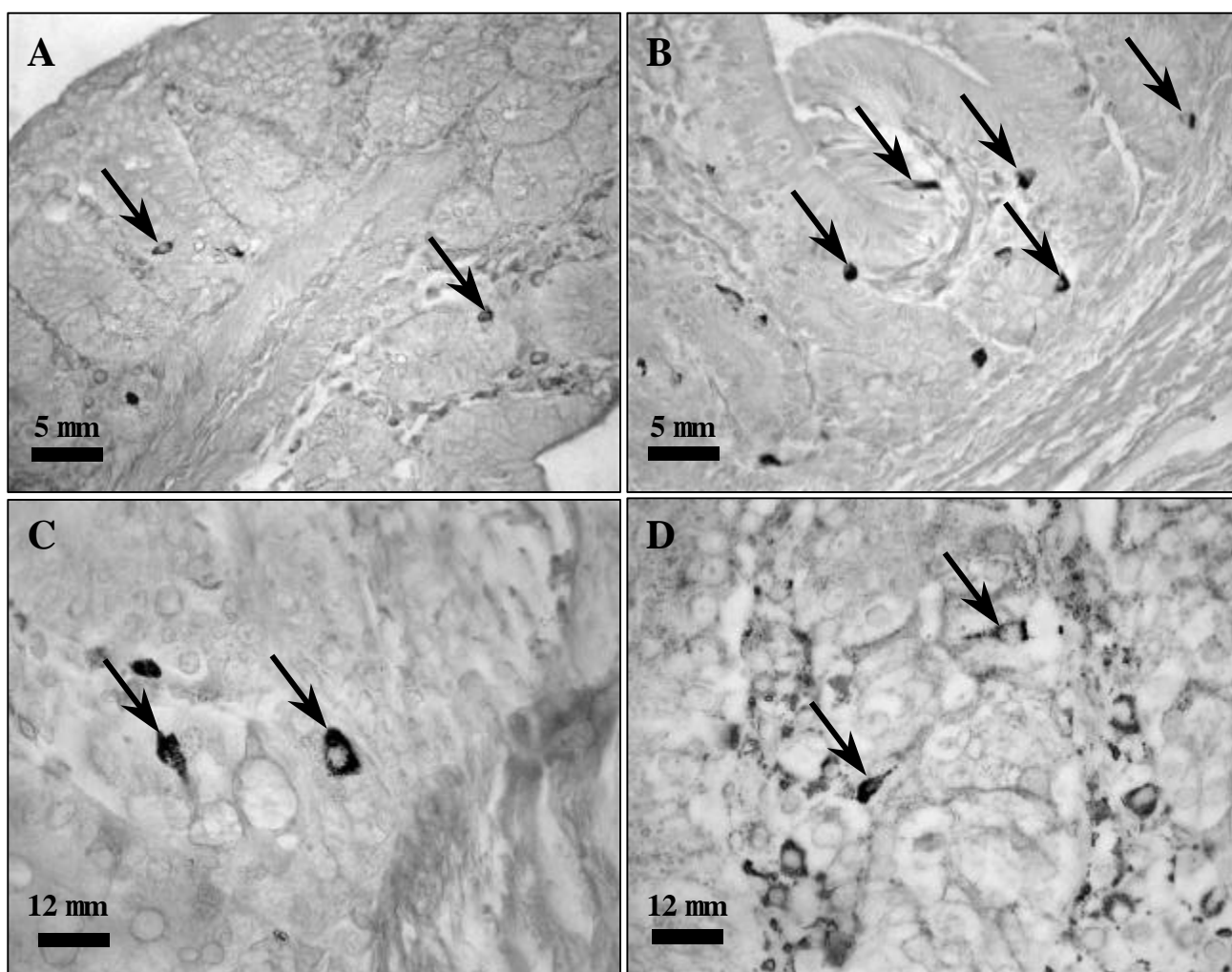


Figura 2: Identificação de células argirófilas no ceco de *Hydrochoerus hydrochaeris*. **A.** Região íleo-cecal, extremidade cecal. **B.** Região íleo-cecal, extremidade ileal. **C.** Região íleo-cecal, extremidade cecal. **D.** Região do ápice. **Setas**- células argirófilas. Grimelius.

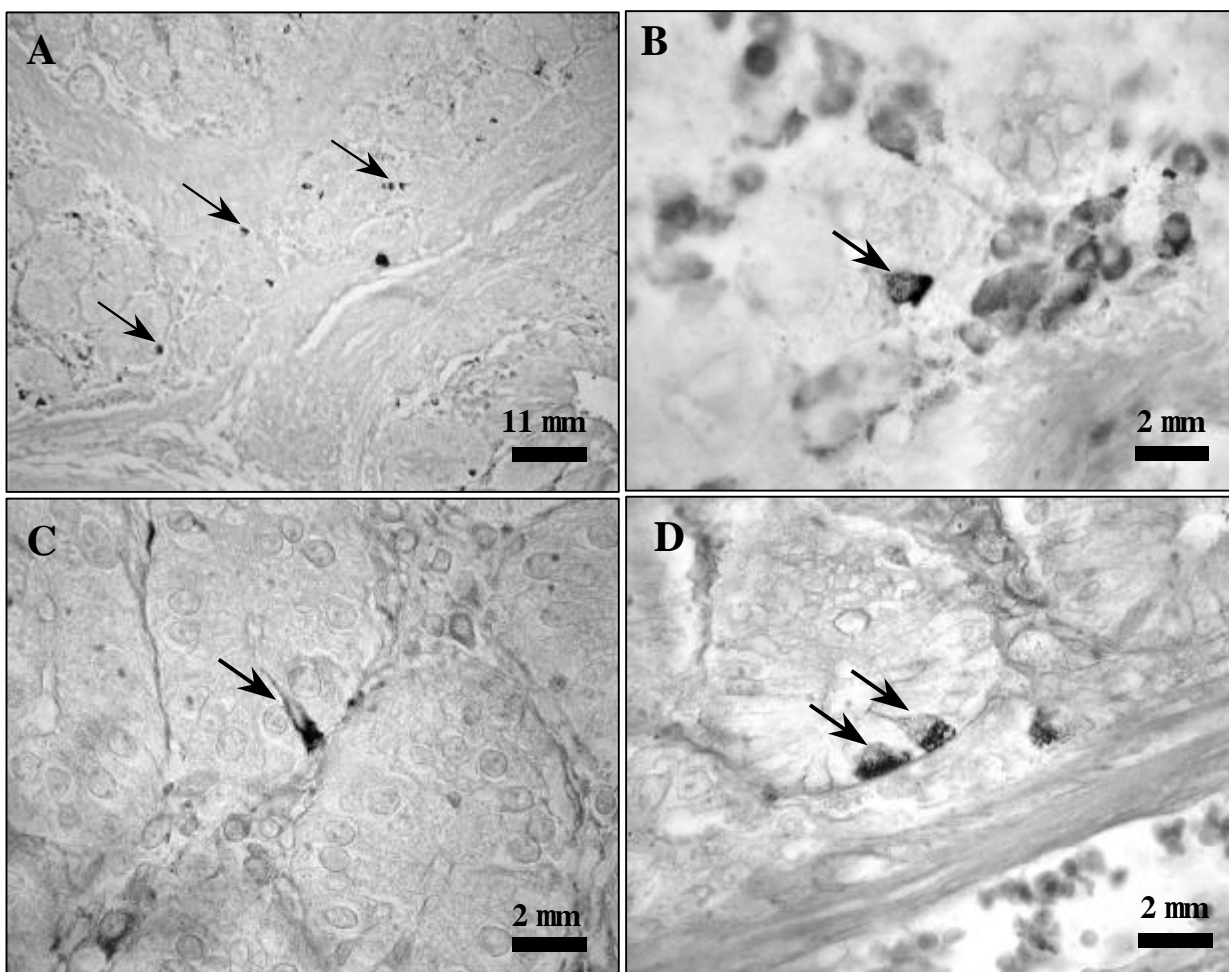


Figura 3: Identificação de células argirófilas no ceco de *Hydrochoerus hydrochaeris*. **A.** Região da base. **B.** Região da base. **C.** Região do corpo. **D.** Região da tênia. **Setas-** células argirófilas. Grimelius.

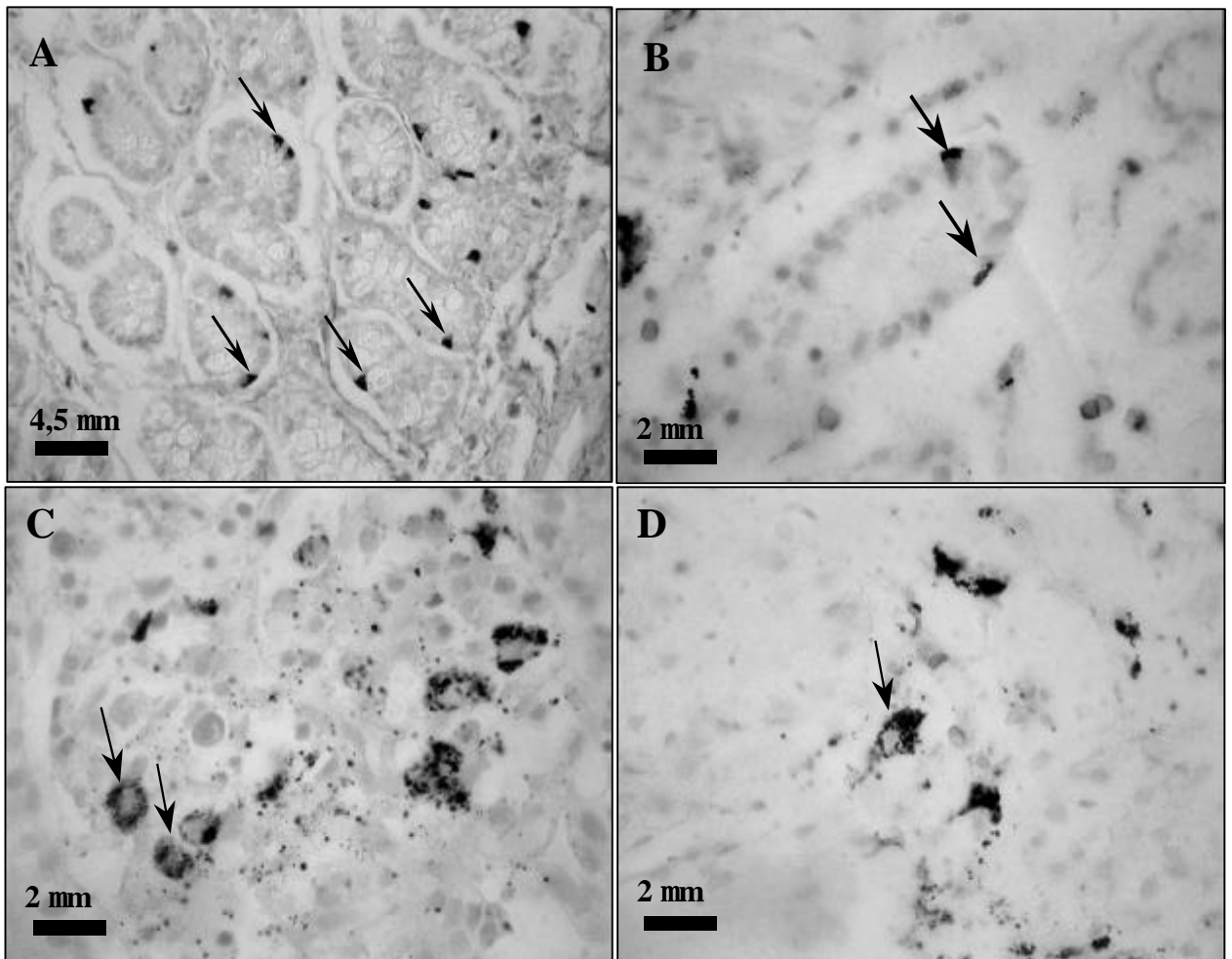


Figura 4: Identificação de células argentafins no ceco de *Hydrochoerus hydrochaeris*. **A.** Região de transição íleo-cecal, extremidade ileal. **B.** Região de transição íleo-cecal, extremidade cecal. **C.** Região da base. **D.** Região do corpo. Setas- células argentafins. Masson-Fontana modificada.

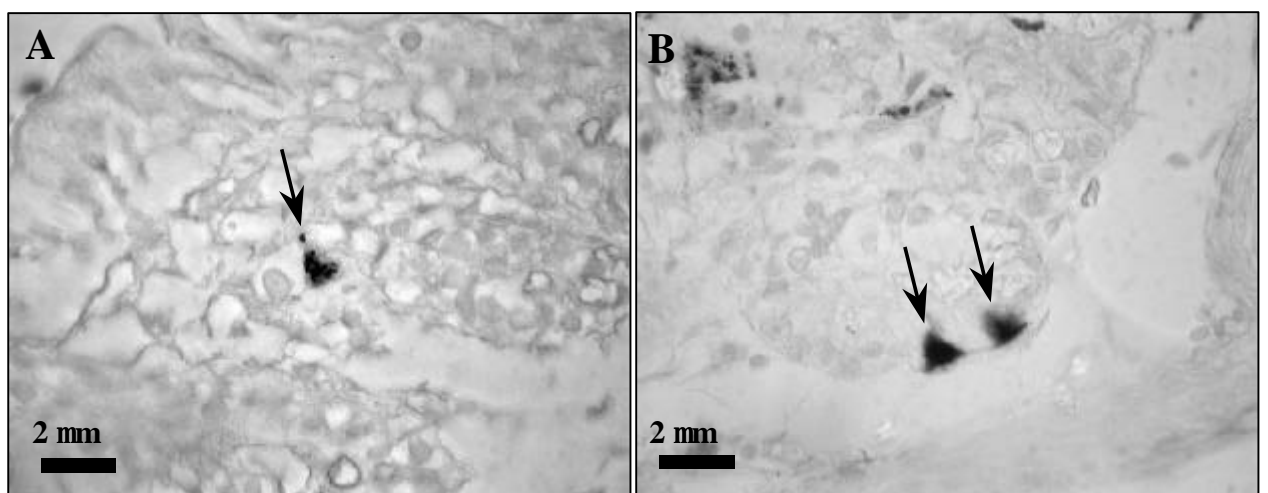


Figura 5: Identificação de células argentafins do ceco de *Hydrochoerus hydrochaeris*. **A.** Região do ápice. **B.** Região da tênia. Masson-Fontana modificada.

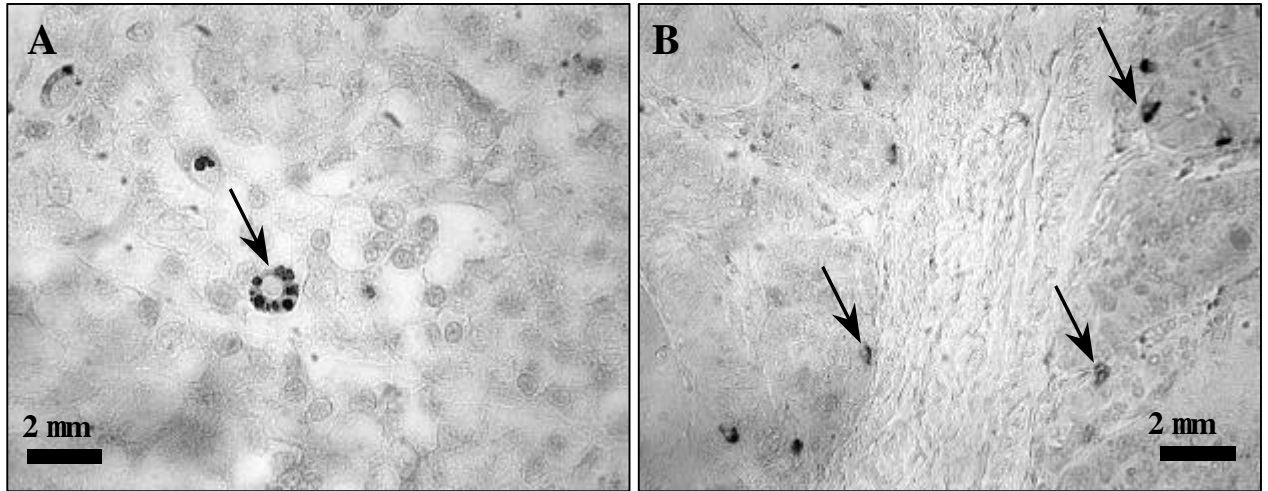


Figura 6: Identificação de células imunorreativas à serotonina no ceco de *Hydrochoerus hydrochaeris*. **A.** Região de transição íleo-cecal, extremidade cecal. **B.** Região de transição íleo-cecal, extremidade ileal. **Setas**- células imunorreativas à serotonina. Imunoperoxidase Direta.

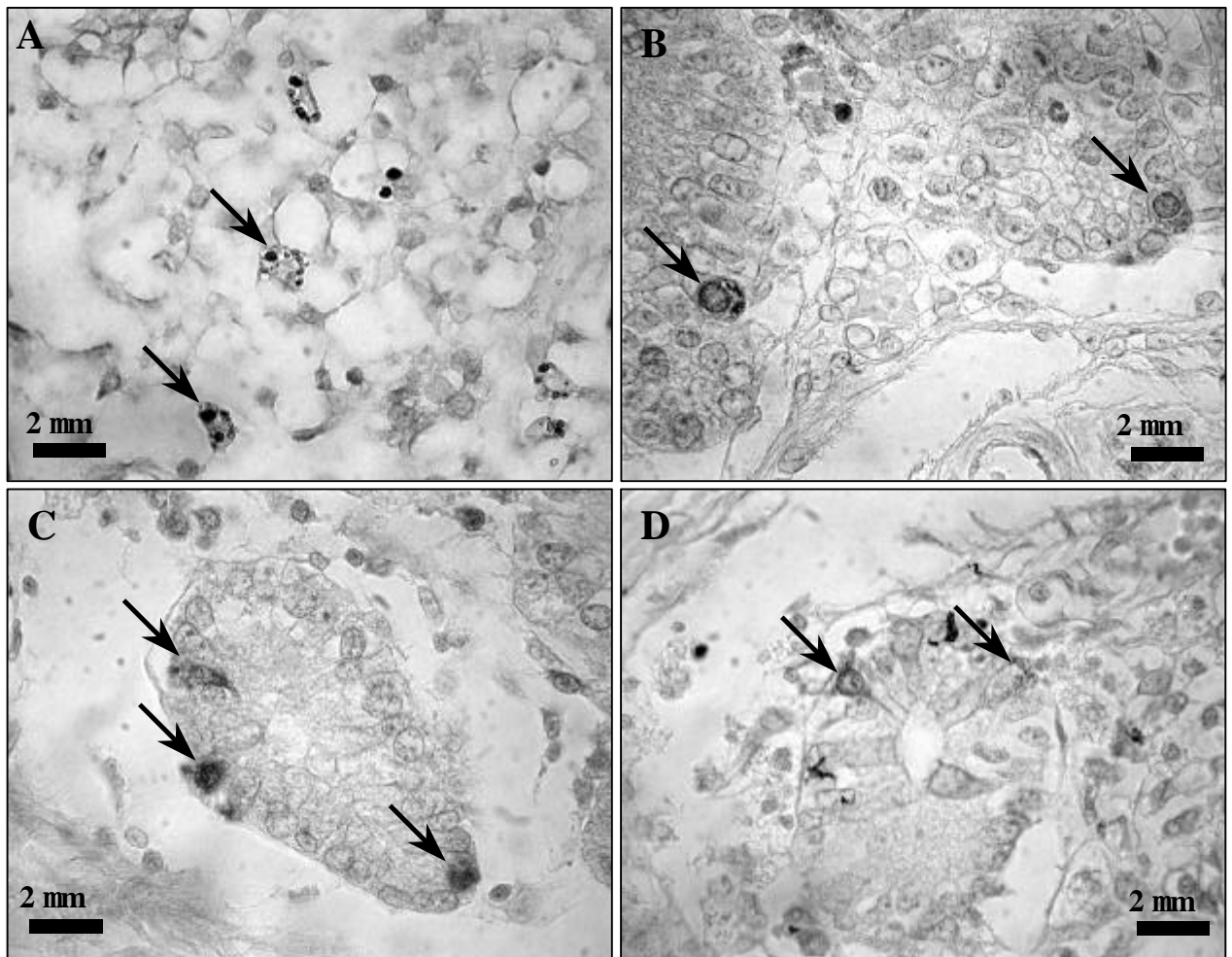


Figura 7: Identificação de células imunorreativas à serotonina no ceco de *Hydrochoerus hydrochaeris*. **A.** Região da base. **B.** Região do corpo. **C.** Região do ápice. **D.** Região da tênia. **Setas**- células imunorreativas à serotonina. Imunoperoxidase Direta.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BALTAZAR, E. T.; KITAMURA, N.; HONDO, E.; YAMADA, J.; MAALA, C. P.; SIMBORIO, L. T.. Immunohistochemical Study of Endocrine Cells en the Gastrointestinal Tract of the Philippine Carabao (*Bubalus bubalis*). **Anat. Histol. Embryol.**, v. 27, p. 407-411, 1998.

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.**, v.59, n.4: p.193-196, 1984.

CECCARELLI, P.; PEDINI, V.; GARGIULO, M.. Serotonin-containing cells in the horse gastrointestinal tract. **Anat. Histol. Embryol.**, v. 24, p. 97-99, 1995a.

CECCARELLI, P.; PEDINI, V.; GARGIULO, M.. The endocrine cells in the gastro-enteric tract of adult fallow deer (*Dama dama* L.). **Anat. Histol. Embryol.**, v. 24, p. 171-174, 1995b.

CHEN, J-X.; PAN, H.; ROTHMAN, T. P.; WADE, P; R.; GERSHON, M. D.. Guinea pig 5-HT transporter: cloning, expression, distribution, and function in intestinal sensory reception. **Am J Physiol Gastrointest Liver Physiol.**, v. 275, p. G433-448, 1998.

EUCLYDES, R. F.. **Manual de utilização do programa SAEG** (Sistema para análises estatísticas e genéticas). Viçosa, UFV-CPD, 1983. 59p.

GRIMELIUS, L.. A silver nitrate stain for α_2 cells in human pancreatic islets. **Acta. Soc. Med. Upsal.**, v.73: p.43-270, 1968.

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

KITAMURA, N.; YAMADA, J.; CALINGASAN, N. Y.; YAMASHITA, T.. Histologic and immunocytochemical study of endocrine cells in the gastrointestinal tract of the cow and calf. **Am. J. Vet. Res.**, v. 46. n. 6, p. 1381-1386, 1985.

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

SANTOS, G. C.; ZUCOLOTO, S.. Células Endócrinas Gastrointestinais: breve histórico e principais métodos de identificação à microscopia óptica. **Arquivo de Gastroenterologia**, v. 33, n. 1, p. 36-44, 1996.

SHUTTLEWORTH, C. W. R.; KEEF, K. D.. Roles of peptides in enteric neuromuscular transmission. **Regulatory peptides**, v. 56, p. 101-120, 1995.

STERNBERGER, L. A.. **Immunocytochemistry**. Ed. John Wiley & Sons, 2^aed, New York, 1979.

VANNER, S.. Myenteric neurons activate submucosal vasodilator neurons in guinea pig ileum. **Am. J. Physiol Gastrointest Liver Physiol.**, v. 279, p. G380-G387, 2000.

6.0- CONCLUSÕES GERAIS

O ceco de capivaras adultas é um órgão volumoso, apresentando, em média, capacidade volumétrica em torno de 3,7 l e comprimento médio de 70,0 cm, representando 25% do comprimento do intestino grosso. Apresentou histologicamente, mucosa com epitélio intestinal simples prismático com numerosas células caliciformes, submucosa rica em vasos exibindo vários gânglios submucosos. A túnica muscular apresentou duas camadas de músculo liso, sendo a interna circular e a externa longitudinal. Esta última mostrou ser mais desenvolvida nas regiões de transição ileo-cecal e na tênia. Entre as camadas musculares, foram encontrados numerosos gânglios mioentéricos principalmente nas regiões de transição íleo-cecal e na tênia.

A quantificação de células argirófilas, argentafins e imunorreativas à serotonina, demonstrou que este órgão as possui em número significativo, entretanto, dentre elas, as imunorreativas à serotonina foram em menor proporção se comparadas às demais.

7.0- APÊNDICE

1. Técnica de Grimelius (GRIMELIUS, 1968)

1. Vidraria utilizada:

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

2. Lavar vidrarias:

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

3. Pesar os reagentes:

- AgNO_3 ----- 80mg ou 83mg
- Hidroquinona ----- 1g
- Sulfito de sódio anidro ----- 5g

4. Preparar solução de prata

- AgNO_3 ----- 80mg
- Tampão acetato (estoque) 0,2M/pH 5,6 ----- 10ml

ou (para não estoque) 100ml de tampão e não usar água destilada

- Água dd ----- 90ml

5. Preparar banho-maria (60°C)

- Colocar 2 cubas com solução de prata
- Colocar uma cuba para a solução reveladora
- Ligar o banho-maria

6. Preparar as lâminas

Desparafinizar (xilol I e II por 15min) e hidratar (álcool 100 I e II, 95, 80, 70 por 3 min e água dd por 10 min)

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

8. Preparo da solução reveladora:

Esta deve ser preparada +/- 30 min antes de usar

- hidroquinona ----- 1g

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

Preparar em Erlenmeyer (colocar em banho-maria) e transferir para a cuba vazia que está no banho-maria.

9. Após 3h de incubação na solução de prata, mergulhar as lâminas na solução reveladora por 1 min e observar ao microscópio, se os cortes estiverem corados colocá-los na água destilada para interromper a reação.
10. Desidratar e diafanizar em xilol I e II rapidamente. Em seguida, montar.

2. Técnica Masson-Fontana modificada (BARBOSA *et al.*, 1979)

1. Lavar vidrarias por uma hora em água corrente.

- 2 pipetas 100ml
- 3 Erlenmeyer 200ml
- 2 cubas
- 2 cubas “mantegueiras”
- 2 conta-gotas

2. Preparar solução de nitrato de prata (AgNO_3)

- Dissolver 500mg 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 torne-se claro
- Adicionar gota a gota, a solução de nitrato de prata separada até que a solução fique ligeiramente túrbida
- 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. Obs.: 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 água dd) por poucos segundos.
7. Desidratar e diafanizar rapidamente no xilol I e II; montar as lâminas em bálsamo.

3. Imunoperoxidase - Método Direto (STERNBERGER, 1979)

Soros utilizados:

178 – Soro normal de coelho → 1:50

187 – Soro antiserotonina de coelho/monoclonal/soro primário → 1:100

188 – Soro secundário camundongo anti-coelho → 1:100

Protocolo:

1. Desparafinar e hidratar os cortes.
2. Banho PBS 5'.
3. Bloqueio da peroxidase endógena: H₂O₂ 30V a 3,5 e PBS (3,5 ml H₂O₂ 30V para 100ml de PBS/ 10ml H₂O₂ 30V para 250ml PBS) 20 – 30'.
4. 3 banhos PBS 5'.
5. Bloqueio dos sítios de ligação antigênica inespecíficos.
 - enxugar em torno dos cortes. Pingar o SNC (1:50)
 - incubar em câmara úmida por 20 – 30' à temperatura ambiente.
6. Enxugar o excesso - pingar o soro primário (soro anti-serotonina de coelho – monoclonal (1:100)).
 - incubar em câmara úmida a 4°C/16h ou temperatura ambiente/2h.
7. 3 banhos em PBS 5' cada.
8. Enxugar o excesso. Pingar soro secundário (camundongo anti-coelho 1:100) 30' à temperatura ambiente.
9. 3 banhos PBS 5' cada.
10. 2 banhos PBS 5' cada.
11. Revelação: 25mg DAB/100ml PBS.
 - Pesar na hora ou usar solução concentrada congelado
 - Homogeneizar.
 - Adicionar 200µl/100ml de H₂O₂ 40V.
 - Incubar por 5'.
 - Controlar ao microscópio.
12. Lâminas no PBS. Corar com hematoxilina diluída 3X
13. Lavar, desidratar e montar.