

SIRLENE SOUZA RODRIGUES SARTORI

**MORFOLOGIA DO TUBO DIGESTIVO DA LAGARTIXA *Hemidactylus mabouia*
(MOREAU DE JONNÈS, 1818) (SQUAMATA: GEKKONIDAE)**

Tese Apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Biologia Celular e Estrutural, para obtenção do título de “Doctor Scientiae”.

VIÇOSA

MINAS GERAIS – BRASIL

2009

SIRLENE SOUZA RODRIGUES SARTORI

**MORFOLOGIA DO TUBO DIGESTIVO DA LAGARTIXA *Hemidactylus mabouia*
(MOREAU DE JONNÈS, 1818) (SQUAMATA: GEKKONIDAE)**

Tese Apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-graduação em Biologia Celular e Estrutural, para obtenção do título de “Doctor Scientiae”.

APROVADA: 19 de fevereiro de 2009.

Prof. Sérgio Luis P. da Matta
Co-Orientador

Prof^a. Mariella B. Duca de Freitas

Prof. Renato Neves Feio

Prof^a. Cláudia M^a Reis Raposo Maciel

Prof. Clóvis Andrade Neves
Orientador

Ao meu filho Davi, que mesmo me tirando noites de sono tem sido meu maior incentivo.

Agradecimentos

À Universidade Federal de Viçosa e ao Programa de Pós-graduação em Biologia Celular e Estrutural, por todo aprendizado.

À CAPES, pelo “pão nosso de cada dia”.

Ao meu orientador Prof. Clóvis Andrade Neves, pelos ensinamentos, pelo exemplo de professor, pela paciência e amizade durante esses três anos e meio.

Aos meus co-orientadores Profs. Sérgio Luis P. da Matta e Cláudio César Fonseca e aos demais membros da Banca Profs. Renato Neves Feio e Cláudia M^a R. Raposo Maciel, pelo apoio e pelas correções e sugestões no trabalho.

À Prof. Mariella B. D. Freitas, por aceitar fazer parte da Banca como “suplente”, por toda contribuição neste trabalho, pelo incentivo e pela amizade.

Aos Profs. Lúcio Antônio de O. Campos e Oswaldo P. R. Filho, pelas correções e sugestões realizadas e pelos ensinamentos compartilhados.

Ao coordenador do Programa de Pós-graduação em Biologia Celular e Estrutural, Prof. José Eduardo Serrão, pela presteza em ajudar e pelos materiais concedidos.

Ao Núcleo de Microscopia e Microanálise da UFV, na pessoa da Cláudia Alencar Vanetti, por me permitir usar os equipamentos e reagentes do Núcleo, pelos ensinamentos e pela companhia.

Ao Prof. José Lino Neto e aos demais professores do Laboratório de Biologia Estrutural, Izabel Regina dos S. C. Maldonado e Adilson Ariza Zacaro, pelos ensinamentos e pelos “empréstimos” de materiais.

À Prof. Sílvia Pompolo, por me permitir usar o fotomicroscópio.

A todos os professores do Programa de Pós-graduação em Biologia Celular e Estrutural, por tudo o que me ensinaram e por todo incentivo.

A todos os funcionários e colegas do Programa de Pós-graduação em Biologia Celular e Estrutural, pela boa convivência.

Aos amigos do Laboratório de Biologia Estrutural: Katiane, Vinícius, Lílian, Jane, Dani, Cláudia, Mariana e a todos os demais amigos do Laboratório, pela disposição em ajudar, pelas conversas, pelos momentos de descontração e por todo incentivo.

Ao Técnico do Laboratório de Biologia Estrutural: Alex Behring, pela ajuda, pela paciência, pelos ensinamentos, pela companhia e amizade.

Aos membros do Cilada's International Group Research, pela amizade, pelas Itaipavas e pela poesia compartilhadas.

Aos meus amigos de Viçosa, em especial a Eliane Menin, pelos conselhos, pelo incentivo e por toda ajuda que tem me dado desde a graduação.

À minha Mãe, meu Pai e meus irmãos Rosilene e Luciano, por tudo o que fizeram por mim e que me permitiu chegar até aqui.

Ao meu esposo Marcelo, pelo incentivo e pelo carinho.

Ao meu filho Davi, por ser a luz da minha vida.

À Deus, pela minha vida.

Biografia

Sirlene Souza Rodrigues Sartori, filha de José Rodrigues Leocádio e Arlete Souza Leocádio, nasceu em Ipatinga, Minas Gerais, em 02 de janeiro de 1981. Fez o ensino fundamental no Colégio Municipal Altina Olívia Gonçalves e o ensino médio no Colégio São Francisco Xavier, em Ipatinga. Em agosto de 2003, graduou-se como Bacharel e Licenciada em Ciências Biológicas pela Universidade Federal de Viçosa (UFV). Durante o período de graduação foi monitora de Histologia e Embriologia e estagiária do Laboratório de Morfofisiologia Animal Comparada. Em julho de 2005, concluiu o mestrado em Medicina Veterinária pela UFV. Nesta mesma instituição iniciou o curso de Doutorado em Biologia Celular e Estrutural e foi professora substituta de Fisiologia Humana. Em outubro de 2008 foi aprovada no concurso para professora adjunta de Anatomia e Fisiologia Humana da UFV e em fevereiro de 2009 defendeu sua Tese de doutorado.

Índice

Resumo	vii
Abstract	ix
1. Introdução Geral	1
Referências Bibliográficas	4
2. Objetivos	8
3. Resultados	9
3.1. Capítulo 1: Morfologia do esôfago e da transição esôfago-gástrica da lagartixa <i>Hemidactylus mabouia</i> (Moreau de Jonnès, 1818) (Squamata: Gekkonidae)...	9
3.2. Capítulo 2: Morfologia do estômago da lagartixa <i>Hemidactylus mabouia</i> (Moreau de Jonnès, 1818) (Squamata: Gekkonidae).....	37
3.3. Capítulo 3: Morfologia dos intestinos da lagartixa <i>Hemidactylus mabouia</i> (Moreau de Jonnès, 1818) (Squamata: Gekkonidae).....	63
4. Conclusão Geral	97

Resumo

SARTORI, Sirlene Souza Rodrigues, D.Sc., Universidade Federal de Viçosa, fevereiro de 2009. **Morfologia do tubo digestivo da lagartixa *Hemidactylus mabouia* Moreau de Jonnés, 1818 (Squamata: Gekkonidae)**. Orientador: Clóvis Andrade Neves. Co-orientadores: Cláudio César Fonseca e Sérgio Luís Pinto da Matta.

Hemidactylus mabouia é a espécie de lagartixa mais amplamente distribuída no Brasil, sendo comum em ambientes antrópicos, o que torna fácil seu uso como modelo para estudo dos répteis. Assim, visando descrever morfologicamente o tubo digestivo de *H. mabouia*, foram utilizados 17 exemplares adultos, sendo coletados fragmentos do esôfago, da transição esôfago-gástrica, do estômago e dos intestinos delgado e grosso, que foram processados conforme métodos rotineiros para análises anatômica, histológica, histoquímica e ultra-estrutural. Secções histológicas foram coradas com azul de toluidina ou submetidas a técnicas para detecção de glicoconjugados, proteínas, atividade da fosfatase alcalina, mitocôncrias e células endócrinas argirófilas e argentafins. O esôfago de *H. mabouia* é um órgão tubular retilíneo, com a porção cranial mais dilatada, o que facilita a deglutição de presas inteiras e concorre para a rápida desobstrução da cavidade bucofaringeana. O estômago tem forma de “J”, com uma extensa região fúndica, que pode ser subdividida em fúndica oral e fúndica aboral, e uma curta região pilórica. A presença de macrófagos na superfície gástrica constitui fato singular e reflete a necessidade de defesa no lúmen. Como o dos demais répteis carnívoros, o intestino de *H. mabouia* é curto, sendo o intestino delgado mais longo e convoluto que o intestino grosso, que possui um cólon bastante dilatado seguido por um reto curto. O epitélio de revestimento esofágico é pseudo-estratificado ciliado com células secretoras de mucinas ácidas e neutras; na transição esôfago-gástrica há mistura deste tipo epitelial com o epitélio simples prismático mucossecretor de mucinas predominantemente neutras; no estômago é simples prismático mucossecretor de mucinas neutras; no intestino delgado é simples

prismático com células absorptivas e células mucossecretoras de mucinas ácidas e neutras; no intestino grosso as células absorptivas são escassas, sem borda estriada ou com borda muito reduzida, e as células mucossecretoras são abundantes. No esôfago, a lâmina própria é delgada e aglandular; na transição esôfago-gástrica se torna espessa e preenchida por glândulas acinosas simples ramificadas, com células mucossecretoras de mucinas neutras e células zimogênicas produtoras de pepsinogênio. Essas glândulas multicelulares não foram observadas em vários répteis, mas foram descritas em muitos anfíbios anuros, o que pode estar relacionado com o hábito alimentar desses animais. No estômago, a região fúndica oral apresenta extensas glândulas túbulo-acinosas simples ramificadas, que se tornam menores, menos ramificadas e mais tubulares na fúndica aboral, e são tubulares simples e curtas na pilórica. As glândulas fúndicas possuem células mucossecretoras de mucinas neutras e células oxintopépticas, que diferem da fúndica oral para aboral em relação à densidade de grânulos de zimogênio e mitocôndrias, indicando a existência de um gradiente de secreção de pepsinogênio e ácido clorídrico. As glândulas pilóricas possuem apenas células mucossecretoras de mucinas neutras e células endócrinas argirófilas e argentafins, que também foram observadas dispersas no epitélio de revestimento e nas glândulas de outros segmentos do tubo digestivo, exceto no esôfago. Curiosamente, células argentafins mas não argirófilas foram localizadas na transição esôfago-gástrica. No intestino não há vilosidades nem criptas de Lieberkühn.

Abstract

SARTORI, Sirlene Souza Rodrigues, D.Sc., Universidade Federal de Viçosa, February, 2009. **Morphology of the alimentary canal of the gecko *Hemidactylus mabouia* Moreau de Jonnés, 1818 (Squamata: Gekkonidae).** Advisor: Clóvis Andrade Neves. Co-advisors: Cláudio César Fonseca and Sérgio Luís Pinto da Matta.

Hemidactylus mabouia is the gecko species more thoroughly distributed in Brazil, being common in anthropic atmospheres, what turns easy its use as model for study of the reptiles. Likewise, aiming at to describe morphologically the alimentary canal of *H. mabouia*, 17 adult specimens were used, being collected fragments of the esophagus, of the oesophagogastric transition, of the stomach and of the small and large intestines, that were processed according to routine methods for anatomical, histological, histochemical and ultra-structural analyses. Histological sections were stained with Toluidine Blue or submitted to techniques for identification of glycoconjugates, proteins, alkaline phosphatase activity, mitochondria and argyrophil and argentaffin endocrine cells. The esophagus of *H. mabouia* is a tubular straight-lined organ, with the cranial portion more dilated, what favours the ingestion of whole preys and contributes to a rapid clearance of the bucco-pharyngeal cavity. The stomach has "J" form, with a long fundic region, which can be subdivided in oral fundic and aboral fundic, and a short pyloric region. The presence of macrophages in the gastric surface constitutes singular fact and reflects the defense need against invader microorganisms. As the one of the other carnivorous reptiles, the intestine of *H. mabouia* is short, being the small intestine more long and convoluted that the large intestine, that possesses a quite dilated colon followed for a short rectum. The oesophageal covering epithelium is pseudostratified with cells that secrete neutral and acid mucins; at the oesophagogastric transition there is a mixture of this epithelium with mucus-secreting prismatic simple epithelium, whose cells secrete neutral mucins predominantly; in the stomach it is prismatic simple secreting neutral mucins; in the

small intestine it is prismatic simple with absorptive cells and mucous cells secreting acid and neutral mucins; in the large intestine the absorptive cells are scarce, without brush border or with very short brush border, and the mucus-secreting cells are abundant. In the esophagus, the lamina propria is thin and aglandular; in the esophagus-gastric transition it becomes thick and filled by branched simple acinous glands, with mucous cells secreting neutral mucins and zymogenic cells producing of pepsinogen. Those multicellular glands were not observed in several reptiles, but they were described in many anuran amphibians, what can be related with the food habit of those animals. In the stomach, the oral fundic region presents long tubular-acinous ramified simple glands, that become smaller, less ramified and more tubular in the aboral fundic region, and they are short tubular simple in the pyloric region. The fundic glands possess mucous cells secreting neutral mucins and oxynticopeptic cells, which differ of the oral fundic for aboral fundic in relation to the density of zymogen granules and mitochondria, indicating the existence of a secretion gradient of pepsinogen and hydrochloric acid. The pyloric glands just possess mucous cells secreting neutral mucins and argyrophil and argentaffin endocrine cells, which were also observed dispersed in the coating epithelium and in the glands of other segments of the alimentary canal, except in the esophagus. Surprisingly, argentaffin but non argyrophil cells were located in the oesophagogastric transition. In the intestine there are neither villi nor Lieberkühn crypts.

1. Introdução Geral

Hemidactylus mabouia, vulgarmente conhecida por lagartixa ou tarúira, é uma espécie originária da África e introduzida na América. No Brasil, foi introduzida possivelmente por volta do século XVIII através dos navios negreiros (Kluge, 1969), e hoje ocorre em todas as regiões do país (Vanzolini, 1978).

É uma espécie de hábitos noturnos que pode ser facilmente encontrada perto de fontes de luz (Vitt, 1995). Ela se alimenta de artrópodos, sendo os itens mais importantes baratas, grilos, gafanhotos, mariposas, tatuzinhos e formigas (Vanzolini et al., 1980). Passa boa parte do tempo imóvel, à espreita de suas presas, podendo se aproximar das mesmas lentamente para depois capturá-las com uma rápida mordida (Vitt, 1995).

Hemidactylus mabouia (Fig. 1) está geralmente associada a habitats antrópicos ou periantrópicos, sendo bastante comum em habitações humanas (Vanzolini et al., 1980). Também pode ser encontrada em ambientes naturais de vários biomas brasileiros (Rocha et al. 2002; Borges-Nojosa e Caramaschi, 2003; Quintela et al., 2006) e sua ocorrência dentro de áreas de florestas pode estar limitando o sucesso ecológico de lagartixas nativas (Teixeira, 2002; Almeida-Gomes et al. 2008).

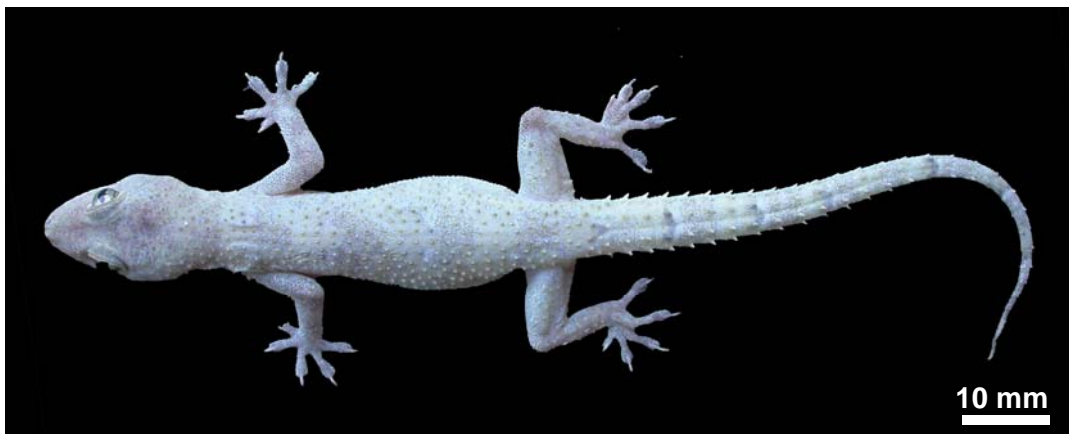


Figura 1: Exemplar adulto de *Hemidactylus mabouia*.

A respeito do trato digestivo, os estudos morfológicos são importantes para se entender os processos digestivos de que o animal dispõe para a sua nutrição, além de servirem como ferramentas adicionais para os estudos fisiológicos, patológicos e filogenéticos. Dentre os aspectos relativos ao trato digestivo, é particularmente importante a realização de estudos envolvendo as células enteroendócrinas, uma vez que o controle dos eventos secretores e motores envolvidos na digestão e absorção dos nutrientes dependem da ação do sistema endócrino.

As células enteroendócrinas 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 (Raybould, 1998; Furness et al., 2004). 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). Conforme Santos e Zucoloto (1996), as células produtoras de serotonina são argentafins.

Existem vários trabalhos com *H. mbouia* referentes à distribuição geográfica e populacional (Powell et al., 1998; Klowden, 2002; Van-Dyke, 2004), a aspectos ecológicos e comportamentais (Hatano et al., 2001; Rocha et al., 2002; Regalado, 2003; Teixeira et al., 2003), a aspectos relativos à reprodução (Krysko et al., 2003), sobre a presença de endoparasitas intestinais (Upton et al., 1992; Lainson e Paperna, 1999; Goldberg e Bursey, 2000) e de ectoparasitas da pele (Rivera et al., 2003). Porém, são poucos os trabalhos que retratam a biologia dessa espécie, a

exemplo do trabalho de Zamith (1952) sobre a morfologia do esôfago; o de Punzo (2001) sobre a fisiologia digestiva; e o de Meyer et al. (2002) sobre a fisiologia da cauda original e regenerada.

Assim, faz-se necessário o estudo morfológico do tubo digestivo de *H. mabouia*, espécie que é facilmente acessível e que pode ser usada como modelo para estudo dos répteis.

Referências Bibliográficas

Almeida-Gomes M, Vrcibradic D, Siqueira CC, Kiefer MC, Klaion T, Almeida-Santos P, Nascimento D, Ariani CV, Borges-Junior VNT, Freitas-Filho RF, Sluys MV, Rocha CFD. 2008. Herpetofauna of an Atlantic rainforest area (Morro São João) in Rio de Janeiro State, Brazil. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*. 80(2): 291-300.

Borges-Nojosa DM, Caramaschi U. 2003. Composição e análise comparativa da diversidade e das afinidades biogeográficas dos lagartos e Anfisbenídeos (Squamata) dos brejos nordestinos. In: Leal, I. R.; Tabarelli, M. & Silva, J. M. C. (Ed.). *Ecologia e Conservação da Caatinga*. Recife: Ed. Universitária-UFPE. p. 463-512.

Furness JB, Jones C, Nurgali K, Clerc N. 2004. Intrinsic primary afferent neurons and nerve circuits within the intestine. *Progress in Neurobiology*. 72: 143-164.

Goldberg SR, Bursley CR. 2000. New helminth records for one teiid and four gekkonid lizard species from the Lesser Antilles. *Caribbean Journal of Science*. 36(3-4): 342-344.

Hatano FH, Vrcibradic D, Galdino CAB, Cunha-Barros M, Rocha CFD, Van-Sluys M. 2001. Thermal ecology and activity patterns of the lizard community of the Restinga of Jurubatiba, Macae, RJ. *Brazilian Journal of Biology*. 61(2): 287-294.

Klowden GS. 2002. *Hemidactylus mabouia* (Amerafican House Gecko). *Herpetological Review*. 33(3): 224.

Kluge AG. 1969. The evolution and geographical origin of the New World *Hemidactylus mabouia-brookii* complex (Gekkonidae, Sauria). *Miscellaneous Publications Museum of Zoology University of Michigan*. 138: 1-78.

Krysko KL, Sheehy CMI, Hooper AN. 2003. Interspecific communal oviposition and reproduction of four species of lizards (Sauria: Gekkonidae) in the lower Florida Keys. *Amphibia Reptilia*. 24(3): 390-396.

Lainson R, Paperna I. 1999. Some coccidia from the gall-bladder and intestine of the teiid lizard *Ameiva ameiva ameiva* and the gecko *Hemidactylus mabouia* in north Brazil. *Parasite*. 6: 151-162.

Meyer V, Preest MR, Locketto SM. 2002. Physiology of original and regenerated lizard tails. *Herpetologica*. 58(1): 75-86.

Polak, J.M.; Bihop, A.E.; Barbosa, A.J.; Bloom, S.R. 1993. Hormônios gastrointestinais. In: *Gastroenterologia Clínica*. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. 3.ed. p.1793-1813.

Powell R, Crombie RI, Boos HEA. 1998. *Hemidactylus mabouia*: Reptilia: Squamata: Sauria: Gekkonidae. *Population Studies Catalogue of American Amphibians and Reptiles*. 0(674): 1-11.

Punzo F. 2001. A comparative study of digestive function in three species of hemidactyline geckos from Florida. *Florida Scientist*. 64(2): 124-130.

Quintela FM, Loebmann D, Gianuca NM. 2006. Répteis continentais do município de Rio Grande, Rio Grande do Sul, Brasil. *Biociências, Porto Alegre*. 14 (2): 180-188.

Raybould HE. 1998. Does your gut taste? Sensory transduction in the gastrointestinal tract. *News Physiology Science*. 13: 275-280.

Regalado R. 2003. Roles of visual, acoustic, and chemical signals in social interactions of the tropical house gecko (*Hemidactylus mabouia*). *Caribbean Journal of Science*. 39(3): 307-320.

Rivera CCM, Negron AG, Bertrand M, Acosta J. 2003. *Hemidactylus mabouia* (Sauria: Gekkonidae), host of *Geckobia hemidactyli* (Actinedida: Pterygosomatidae), throughout the Caribbean and South America. Caribbean Journal of Science. 39(3): 321-326.

Rocha CFD, Dutra GF, Vrcibradic D, Menezes VA. 2002. The terrestrial reptile fauna of the Abrolhos Archipelago: Species list and ecological aspects. Brazilian Journal of Biology. 62(2): 285-291.

Santos GC, Zucoloto S. 1996. Células endócrinas gastrointestinais: Breve histórico e principais métodos de identificação à microscopia óptica. Arquivos de Gastroenterologia. 33(1): 36-43.

Sjölund K, Sandén G, Hakanson R, Sundler F. 1983. Endocrine cells in human intestine: an immunocytochemical study. Gastroenterology. 85: 1120-40.

Teixeira RL. 2002. Aspectos ecológicos de *Gymnodactylus darwinii* (Sauria: Gekkonidae) em Pontal do Ipiranga, Linhares, Espírito Santo, Sudeste do Brasil. Boletim do Museu de Biologia Prof. Mello Leitão. 14: 21-31.

Teixeira RL, Loss DG, Vrcibradic D. 2003. *Hemidactylus mabouia* (tropical house gecko). Herpetological Review. 34(4): 368-369.

Upton SJ, Freed PS, Freed DA. 1992. Two new species of *Caryospora* (Apicomplexa) from snakes in Cameroon, with redescription of two coccidians from *Hemidactylus mabouia* (Gekkonidae). Systematic Parasitology. 23: 135-140.

Van-Dyke JU. 2004. *Hemidactylus mabouia* (Amerafican house gecko). Herpetological Review. 35(1): 82.

Vanzolini PE. 1978. On South American *Hemidactylus* (Sauria, Gekkonidae). Papéis Avulsos de Zoologia. 31: 307-343.

Vanzolini PE, Ramos-Costa AMM, Vitt LJ. 1980. Répteis das Caatingas. Rio de Janeiro: Academia Brasileira de Ciências. 161 p.

Vitt LJ. 1995. The ecology of tropical lizards in the Caatinga of northeast Brazil. Occasional Papers of the Oklahoma Museum of Natural History. 1: 1-29.

Zamith APL. 1952. Contribuição para o conhecimento da estrutura da mucosa do esôfago dos vertebrados. Anais da Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz". 9(179): 359-434.

2. Objetivos

Descrever aspectos anatômicos, histológicos, histoquímicos e ultra-estruturais do tubo digestivo de *Hemidactylus mabouia*.

Capítulo 1

Morfologia do esôfago e da transição esôfago-gástrica da lagartixa

***Hemidactylus mabouia* (Moreau de Jonnès, 1818) (Squamata: Gekkonidae)**

RESUMO. Dezesete exemplares adultos da lagartixa *Hemidactylus mabouia* foram eutanasiados e fragmentos do esôfago e da transição esôfago-gástrica foram coletados e processados conforme métodos rotineiros para análises anatômica, histológica, histoquímica e ultra-estrutural. Secções histológicas foram coradas com azul de toluidina ou submetidas a técnicas para identificação de células endócrinas argirófilas e argentafins e para detecção de proteínas e glicoconjugados. O esôfago de *H. mabouia* é um órgão tubular retilíneo, com aproximadamente 10 mm de comprimento. A porção cranial é mais dilatada e não há esfíncteres em ambas as extremidades. O revestimento interno apresenta pregas longitudinais delgadas, que se espessam na transição esôfago-gástrica. O epitélio de revestimento esofágico é pseudo-estratificado ciliado com células secretoras de mucinas ácidas e neutras, já na transição esôfago-gástrica há mistura deste tipo de epitélio com epitélio simples prismático mucossecretor, cujas células secretam mucinas predominantemente neutras. As células mucossecretoras do esôfago têm superfície ovalada, enquanto as da transição apresentam superfície poligonal. A membrana basal está ausente ou é pouco evidente. No esôfago, a lâmina própria é delgada e aglandular, enquanto na transição esôfago-gástrica ela se torna espessa e preenchida por glândulas acinosas simples ramificadas, compostas por células mucossecretoras de mucinas neutras e células zimogênicas, além de células endócrinas argentafins. Estas últimas também foram observadas no epitélio da superfície, porém em menor número. Células argirófilas não foram encontradas. A muscular da mucosa e a túnica muscular, formadas por músculo liso, se tornam mais desenvolvidas em direção ao estômago.

Palavras-chave: anatomia, histologia, histoquímica, ultra-estrutura, esôfago, lagartixa.

Introdução

Hemidactylus mabouia é uma espécie exótica proveniente da África que chegou ao Brasil possivelmente por ação antropogênica, durante as grandes navegações iniciadas no período colonial (Vanzolini, 1968; Carranza e Arnold, 2006). Adaptou-se bem no território brasileiro e hoje é encontrada em todas as regiões, sendo a espécie de lagartixa com maior distribuição pelo país. *Hemidactylus mabouia* se alimenta de ampla variedade de artrópodes, apresenta imensa plasticidade no uso de distintos habitats e possui grande potencial reprodutivo, características fundamentais para a colonização e o estabelecimento desta espécie em novos ambientes (Zamprognio e Teixeira, 1998; Vanzolini et al., 1980; Bock, 1996).

Diversos trabalhos têm sido desenvolvidos com esta espécie, alguns referentes à sua distribuição geográfica (McCranie e Wilson, 2000; Klowden, 2002; Van-Dyke, 2004), outros relacionados a aspectos ecológicos e comportamentais (Hatano et al., 2001; Rocha et al., 2002; Regalado, 2003) ou à presença de parasitas (Lainson e Paperna, 1999; Goldberg e Bursey, 2000; Rivera et al., 2003), mas raros são os trabalhos morfológicos, a exemplo do estudo comparativo do esôfago de vertebrados realizado por Zamith (1952).

Estudos morfológicos são fundamentais para o conhecimento da biologia das espécies, além de proverem uma ferramenta adicional em análises fisiológicas, patológicas e filogenéticas. Dentre os estudos morfológicos, os que abordam a estrutura do aparelho digestório são de especial importância para se entender os processos digestivos de que o animal dispõe para a sua nutrição. Assim, o presente estudo foi realizado com o objetivo de descrever morfológicamente o esôfago e a transição esôfago-gástrica de *H. mabouia*.

Material e Métodos

O material biológico consistiu em 17 exemplares adultos de *Hemidactylus mabouia* (Moreau de Jonnés, 1818) (Squamata: Gekkonidae), com comprimento rostro-cloacal de 50-70 mm, dentre machos e fêmeas, coletados no período de janeiro a dezembro de 2007 (número da Licença do IBAMA: 10504-1) na área urbana de Viçosa, Minas Gerais – Brasil (20°45'14" sul, 42°52'55" oeste). Após dois dias de jejum, os animais foram eutanasiados com uma superdosagem de pentobarbital injetada intraperitonealmente e a cavidade peritoneal foi exposta por meio de uma incisão longitudinal mediana na região ventral. Todo o experimento foi conduzido de acordo com os “Princípios Éticos para o Uso de Animais de Laboratório” (Colégio Brasileiro de Experimentação Animal – COBEA, 1991).

Por meio de um paquímetro foram feitas medições do comprimento e diâmetro dos segmentos considerados.

Para análise anatômica do revestimento interno, o esôfago e a transição esôfago-gástrica de quatro animais foram incisados longitudinalmente, visualizados sob microscópio estereoscópico (SZ-40, Olympus) e fotografados com uma câmera digital (Coolpix 4500, Nikon) acoplada ao referido microscópio.

Para análises histológica e histoquímica, foram coletados fragmentos das regiões cranial, média e caudal do esôfago e da região de transição esôfago-gástrica de seis animais. Os fragmentos foram lavados em solução de tampão fosfato (pH 7.2) e imediatamente fixados em formalina de Carson (Carson et al., 1973), por 24 horas. Os fragmentos foram desidratados em série etílica, incluídos em resina à base de glicol-metacrilato (Historesin®, Leica) e seccionados com micrótomo rotativo manual (RM2045, Leica), obtendo-se secções de 3µm de espessura. As secções foram coradas com azul de toluidina, visando à descrição panorâmica, ou submetidas aos seguintes métodos histoquímicos: alcian blue (AB) pH 2,5 e pH 0,5 para detecção de mucinas ácidas e mucinas ácidas sulfatadas,

respectivamente (Bancroft e Stevens, 1996); ácido periódico de Schiff (PAS) para mucinas neutras (Pearse, 1968); alcian blue conjugado com ácido periódico de Schiff para detecção simultânea de mucinas ácidas e neutras (McManus e Mowry, 1960); xylidine de Ponceau (XP) para proteínas (Mello e Vidal, 1980); Grimelius para células endócrinas argirófilas (Grimelius e Wilander, 1980) e Masson-Fontana modificado (Barbosa et al., 1984) para as células argentafins, tendo como controle positivo segmentos de estômago e duodeno de camundongo, processados sob as mesmas condições. A observação e o registro fotográfico das secções foram realizados em microscópio óptico (BX60, Olympus), com câmera digital (QColor 3, Olympus) acoplada.

Para análise ultraestrutural do revestimento interno, foram coletados fragmentos das regiões cranial, média e caudal do esôfago e da região de transição esôfago-gástrica de quatro animais, os quais foram lavados em solução de tampão cacodilato 0.1M (pH 7.4) e imediatamente fixados em solução de Karnovsky (Karnovsky, 1965), por 24 horas. Os fragmentos foram desidratados em série etílica, secados até o ponto crítico, metalizados com ouro, montados em stubs e examinados sob microscópio eletrônico de varredura (MEV, modelo LEO VP1430), com um sistema de captura para registro das imagens em computador.

Para obtenção dos dados morfométricos, imagens com resolução de 2048x1536 pixels foram analisadas utilizando-se o aplicativo Image-Pro Plus 4.5 (Media Cybernetcs, Inc). A partir das imagens anatômicas foi mensurada a largura das pregas. Com base nas imagens histológicas e histoquímicas foram mensurados a frequência relativa das células epiteliais, a altura das células ciliadas, o comprimento dos cílios, a altura e a maior largura das células mucossecretoras, a espessura da lâmina própria, a espessura da muscular da mucosa e a espessura da túnica muscular. Por meio das imagens de microscopia de varredura foram mensurados os diâmetros maior, menor e médio da superfície das células mucossecretoras, sendo o diâmetro médio obtido através da média entre os

diâmetros maior e menor. Os dados morfométricos foram colocados em planilha eletrônica (Microsoft Office Excel 2003), sendo obtidos a média e o desvio padrão.

Para observação do batimento dos cílios, o revestimento interno do esôfago de três animais anestesiados com pentobarbital foi exposto por meio de uma incisão longitudinal mediana e mantido a uma elevação de 45° no sentido crânio-caudal. Após lavagem do revestimento interno com solução salina para retirada do muco, foi pulverizada pequena quantidade de carvão ativo sobre o epitélio. Sob microscópio estereoscópico, foram analisados o sentido e a velocidade da condução ciliar tomando como referência o deslocamento do pó de carvão.

Resultados

Aspectos anatômicos

O esôfago de *H. mabouia* é um tubo retilíneo (Fig. 1A), com $10,5 \pm 3,0$ mm de comprimento, que se estende ao longo da linha mediana dorsalmente à traquéia e ao coração. A região cranial é dilatada, com $5,5 \pm 2,5$ mm de diâmetro, enquanto as regiões seguintes são mais estreitas, com $1,4 \pm 0,4$ mm de diâmetro. Não existem esfíncteres ou valvas em ambas as extremidades do esôfago. A transição esôfago-gástrica (Fig. 1A) é marcada por um aumento sutil e gradual do diâmetro em direção ao estômago.

No revestimento interno esofágico, há cerca de 12 pregas longitudinais, retilíneas e delgadas, medindo $0,16 \pm 0,04$ mm de largura (Fig. 1B). Na região de transição esôfago-gástrica, as pregas se tornam mais largas, $0,30 \pm 0,07$ mm, e menos numerosas, em torno de oito (Fig. 1C).

Aspectos histológicos e histoquímicos

A parede do esôfago é constituída de quatro túnicas: mucosa, submucosa, muscular e serosa (Fig. 2A). A mucosa é revestida por epitélio pseudo-estratificado (Fig. 2B), composto por células ciliadas, células mucossecretoras e células basais.

As células ciliadas são prismáticas, altas ($39,2 \pm 5,4 \mu\text{m}$), com a porção apical mais dilatada em relação às porções média e basal, que ficam estreitadas em função da presença das demais células epiteliais. Elas não apresentaram nenhuma reação mediante as técnicas histoquímicas utilizadas. Os cílios são relativamente longos ($5,5 \pm 1,0 \mu\text{m}$) e estão densamente distribuídos no ápice dessas células, sendo distintos os corpúsculos basais, que aparecem formando uma linha contínua nas secções coradas com azul de toluidina (Fig. 2B). Por meio da experimentação com pó de carvão, verificou-se que os cílios se movimentam no sentido crânio-caudal e conduzem o material a uma velocidade de $200 \mu\text{m}$ por segundo.

As células mucossecretoras estão intercaladas com as células ciliadas e encontram-se aproximadamente na mesma proporção que essas. A altura ($35,0 \pm 6,3 \mu\text{m}$) e a largura ($6,8 \pm 2,0 \mu\text{m}$) das células mucossecretoras variam conforme seu estado de repleção. De modo geral, elas apresentam as porções média e apical, em especial a média, mais dilatadas que a porção basal, em razão do acúmulo de grânulos de secreção. No epitélio entre as pregas essas células são predominantemente esféricas. Seu núcleo é pequeno e se encontra deslocado para a parte basal da célula, apresentando formato trapezoidal ou de “meia-lua”. Seu citoplasma é metacromático e está repleto de grânulos de secreção, distribuídos homogeneamente acima do núcleo (Fig. 2B). Há dois tipos de grânulos: grânulos grandes fortemente AB-positivos (Fig. 2C), e grânulos pequenos fracamente PAS-positivos (Fig. 2D). A maioria das células mucossecretoras é mista, apresentando os dois tipos de grânulos (Fig. 2E).

As células basais encontram-se abaixo da camada de células ciliadas e mucossecretoras, o que resulta na pseudo-estratificação. Elas são piramidais (Fig. 2B) e apresentam um estreito prolongamento apical que se estende por entre as demais células do epitélio, porém não alcança o lúmen. Seu núcleo é triangular ou achatado, de localização basal. As células basais são menos freqüentes que as outras células epiteliais. Por vezes, o citoplasma supra-nuclear dessas células apresenta pequenos grânulos PAS-positivos (Fig. 2D). Algumas figuras mitóticas (Fig. 2C) foram observadas na camada de células basais.

A parede da transição esôfago-gástrica também é constituída pelas túnicas mucosa, submucosa, muscular e serosa. Nessa região, o epitélio se altera gradativamente de pseudo-estratificado ciliado para epitélio simples prismático mucossecretor, existindo inicialmente mistura de ambos os tipos epiteliais (Figs. 3A e B). À medida que se aproxima do estômago prevalece o epitélio simples prismático mucossecretor, cujas células são mais baixas ($23,3 \pm 5,0 \mu\text{m}$) que as do esôfago e apresentam grânulos pequenos, não metacromáticos (Fig. 3B), fortemente PAS-positivos (Fig. 3C) e fracamente AB-positivos (Fig. 3D), densa e homoganeamente distribuídos no citoplasma supra-nuclear.

No esôfago, a lâmina própria é delgada ($6,7 \pm 2,0 \mu\text{m}$) e aglandular (Figs. 2A e E), enquanto na transição esôfago-gástrica se torna espessa ($72,8 \pm 8,8 \mu\text{m}$) e preenchida por glândulas acinosas simples ramificadas (Figs. 3A-F), cujo ducto é formado por epitélio simples prismático. Algumas células proliferativas, não diferenciadas, foram encontradas entre as células epiteliais dos ductos. As glândulas são compostas por dois tipos celulares principais (Figs. 3A-F): as células zimogênicas, com grânulos grandes, ortocromáticos, XP-positivos, PAS e AB-negativos; e células mucossecretoras, com grânulos menores, PAS e XP-positivos e AB-negativos. As células zimogênicas estão localizadas na base das glândulas e são poliédricas, com núcleo basal de formato irregular. As células mucossecretoras

estão localizadas no colo das glândulas, possuem formato piramidal ou prismático com núcleo triangular ou achatado.

Na transição esôfago-gástrica, algumas células claras (Figs. 3C e E), grandes e de formato variado, com núcleo arredondado a oval, foram observadas no epitélio de revestimento e nas glândulas, sendo mais freqüentes nas glândulas. Algumas dessas células apresentam um extenso e estreito prolongamento apical que alcança o lúmen. A maior parte delas se cora pela técnica de Masson Fontana, ou seja, são células endócrinas argentafins (Figs. 3F e G). Células endócrinas argirófilas não foram detectadas.

A membrana basal não foi identificada ou é pouco evidente ao longo do esôfago e da transição esôfago-gástrica, de modo que a lâmina própria se encontra logo abaixo do epitélio, sendo constituída de tecido conjuntivo frouxo, com vasos sanguíneos e linfáticos de pequeno calibre, mastócitos com grânulos metacromáticos, PAS e AB-positivos, linfócitos isolados e pequenos aglomerados linfocitários. Na lâmina própria da transição esôfago-gástrica foram observados também corpos de neurônios isolados sob as glândulas (Fig. 3E).

No esôfago, a muscular da mucosa é delgada ($5,0 \pm 1,5 \mu\text{m}$), sendo constituída por uma única camada de fibras musculares lisas dispostas circularmente (Fig. 2A). Na transição esôfago-gástrica, ela se torna mais espessa ($11,0 \pm 3,3 \mu\text{m}$), com duas camadas de músculo liso (Figs. 3B e E), uma interna com disposição circular e outra externa disposta longitudinalmente.

A túnica submucosa (Fig. 2A) é constituída por tecido conjuntivo frouxo, com vasos sanguíneos e linfáticos, mastócitos, linfócitos e pequenos gânglios nervosos.

Na porção cranial do esôfago, a túnica muscular é delgada ($50,2 \pm 8,2 \mu\text{m}$) e constituída por uma única camada de células musculares lisas dispostas circularmente (Fig. 2A), e nas porções esofágicas seguintes é acrescida de outra camada mais externa, com células dispostas longitudinalmente (Fig. 2A). A túnica muscular, em especial a camada circular, torna-se mais espessa ($102,5 \pm 23,0 \mu\text{m}$)

à medida que alcança a região de transição esôfago-gástrica. Pequenos gânglios nervosos foram encontrados entre as camadas musculares ou, no caso da região cranial esofágica, externamente à camada circular, em associação com a túnica serosa.

A túnica serosa (Fig. 2A) é constituída por uma delgada faixa de tecido conjuntivo frouxo revestida por mesotélio.

Aspectos ultra-estruturais (MEV)

No revestimento interno do esôfago e da transição esôfago-gástrica existem pregas longitudinais retilíneas. O epitélio de revestimento esofágico apresenta células ciliadas, células não-ciliadas e células basais (Figs. 4A e B). As células ciliadas são densamente cobertas por cílios, de modo que se forma um “tapete” sobre a superfície, sendo difícil a distinção individual dos cílios ou mesmo das células. Os cílios são relativamente longos e muitas vezes se sobrepõe às células não-ciliadas. Grande parte das células não-ciliadas possui a superfície convexa, com formato oval e tamanhos variados, sendo o diâmetro maior de $4,8 \pm 1,7 \mu\text{m}$ e o diâmetro menor de $2,7 \pm 0,9 \mu\text{m}$. A superfície dessas células é irregular, apresentando pequenas projeções de membrana.

Na transição esôfago-gástrica (Fig. 4C) o epitélio de revestimento possui trechos de epitélio esofágico e trechos de epitélio gástrico, o qual é constituído unicamente por células não-ciliadas (Fig. 4D). A maior parte dessas células apresenta pequenas projeções na sua superfície, que é convexa, com formato poligonal e diâmetro médio de $4,5 \pm 0,8 \mu\text{m}$. Massas de formato irregular e aparência mucosa estão presentes sobre a superfície (Fig. 4C). As aberturas (óstio) dos ductos glandulares encontram-se nos sulcos entre as pregas (Fig. 4D).

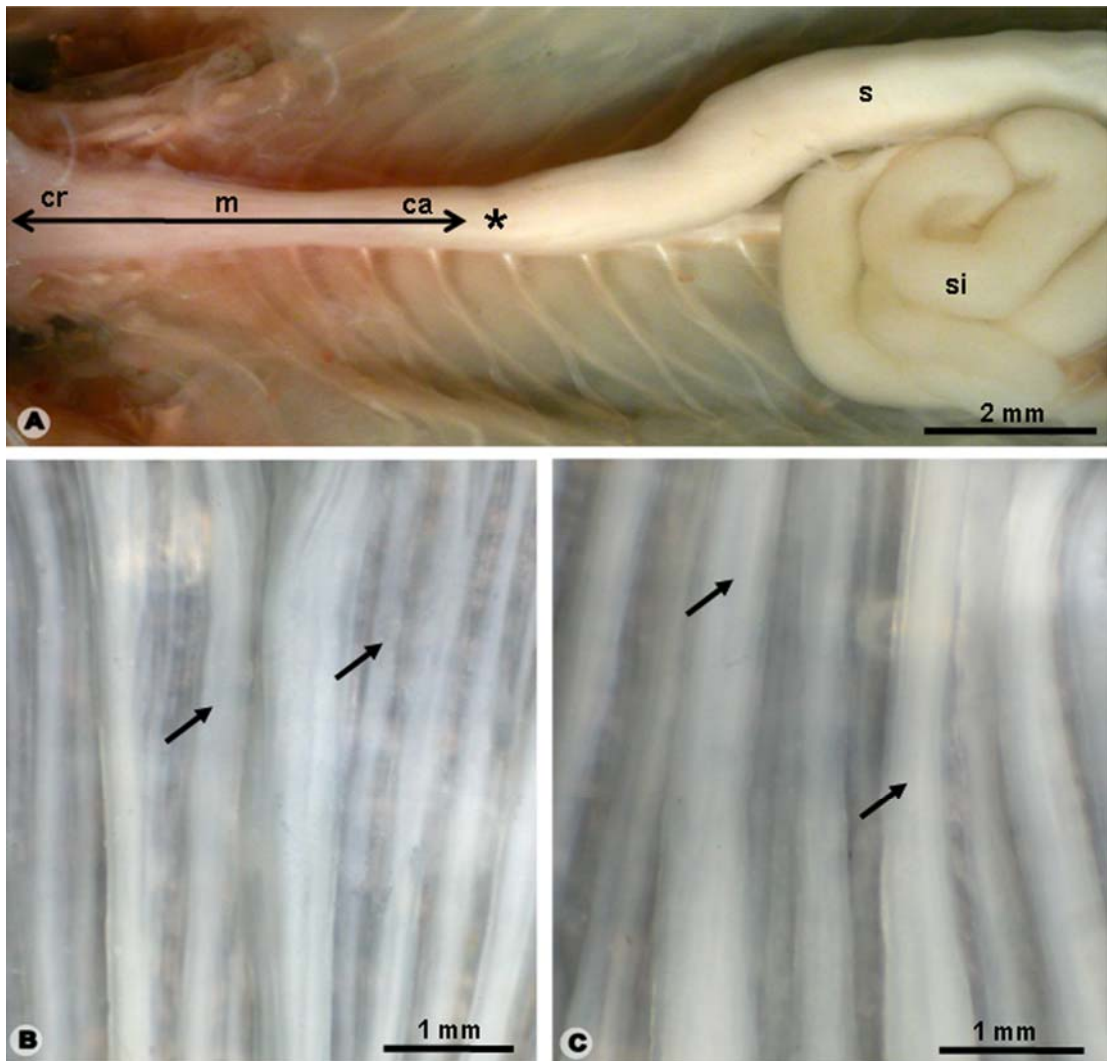


Figura 1: Anatomia do esôfago e da transição esôfago-gástrica de *H. mabouia*. A- O esôfago (seta dupla), com suas regiões cranial (cr), média (m) e caudal (ca), e a transição esôfago-gástrica (asterisco). s: estômago; si: intestino delgado. B e C- Revestimento interno do esôfago e da transição esôfago-gástrica, respectivamente. setas: pregas.

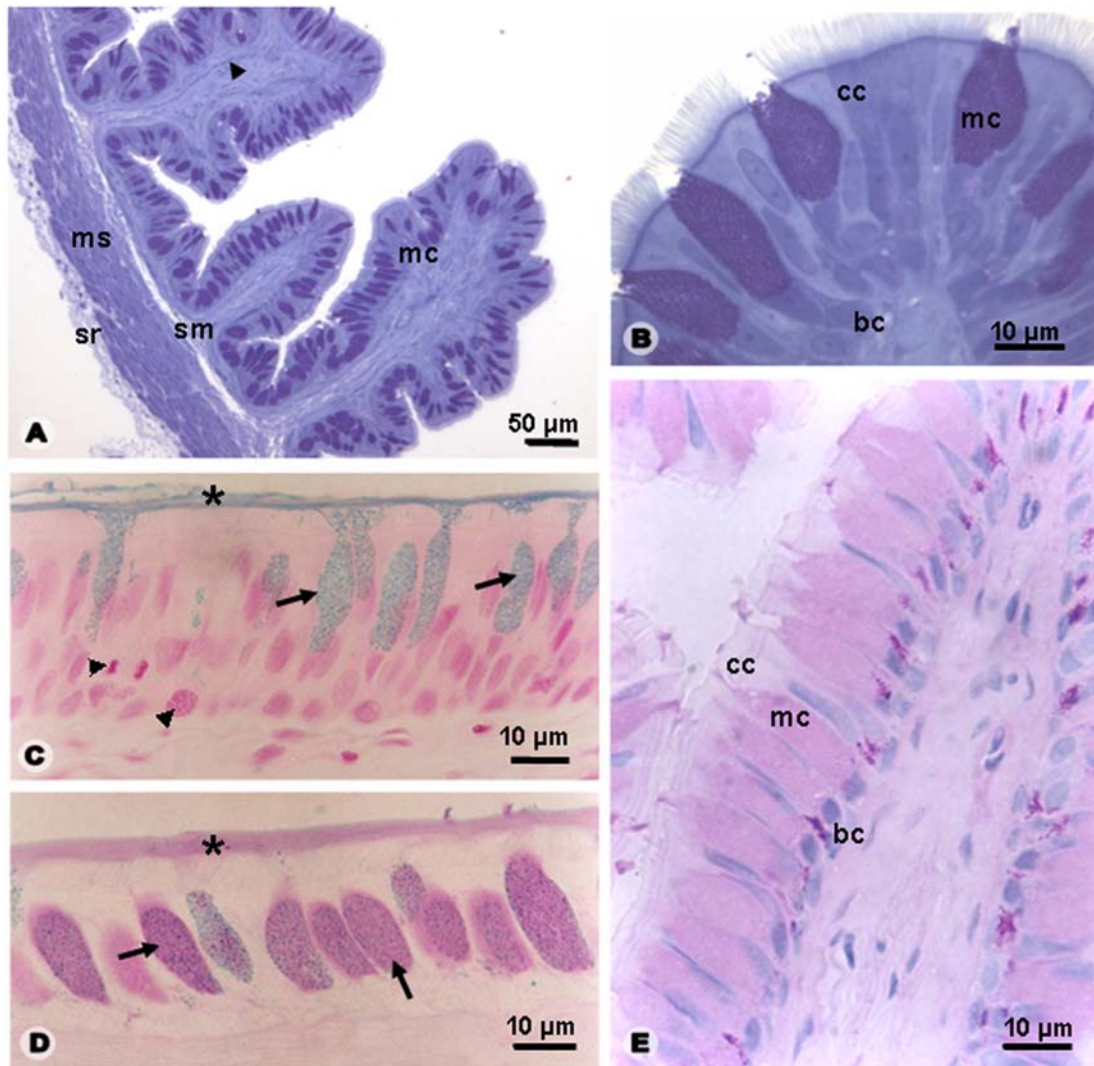


Figura 2: Histologia e histoquímica do esôfago de *H. mabouia*. A- Secção transversal da parede (azul de toluidina). cabeça de seta: muscular da mucosa; mc: mucosa; ms: muscular; sr: serosa; sm: submucosa; sr: serosa. B- Epitélio de revestimento (azul de toluidina). bc: célula basal; cc: célula ciliada; mc: célula mucossecretora. C- Epitélio de revestimento (Alcian Blue pH 0.5). asterisco: muco; cabeças de setas: figuras mitóticas; setas: células mucossecretoras. D- Epitélio de revestimento (PAS-Alcian Blue). asterisco: muco; setas: células mucossecretoras. E- Epitélio de revestimento (PAS). bc: célula basal; cc: célula ciliada; mc: célula mucossecretora.

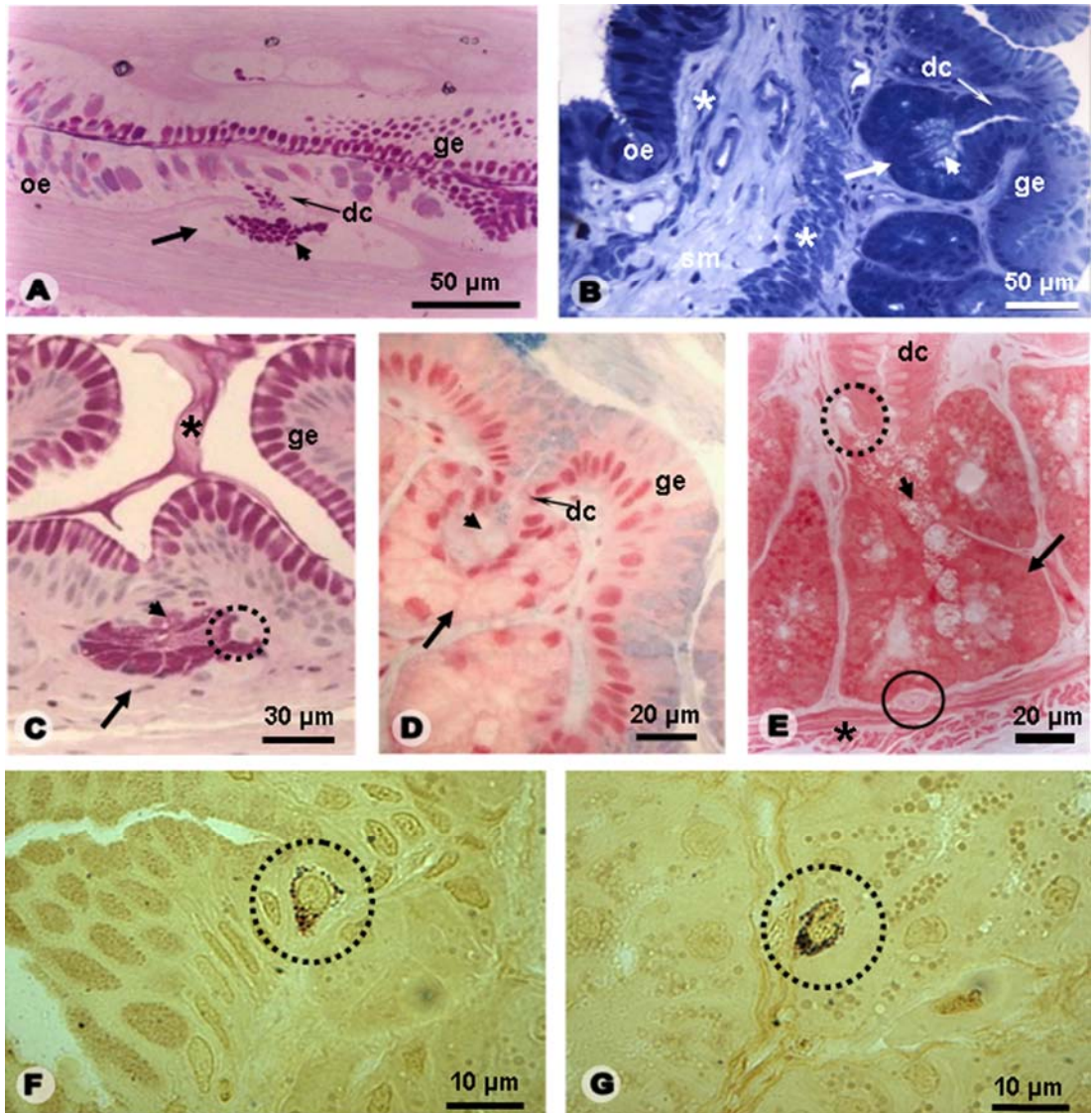


Figura 3: Histologia e histoquímica da transição esôfago-gástrica de *H. mabouia*. A- Secção longitudinal da parede (PAS-Alcian Blue). cabeça de seta: células mucossecretoras; dc: ducto; ge: epitélio gástrico; oe: epitélio esofágico; seta: células zimogênicas. B- Secção transversal da parede (azul de toluidina). asterisco: muscular da mucosa; cabeça de seta: células mucossecretoras; dc: ducto; ge: epitélio gástrico; oe: epitélio esofágico; seta: células zimogênicas; sm: submucosa. C- Túnica mucosa (PAS). asterisco: muco; cabeça de seta: células mucossecretoras; círculo pontilhado: célula endócrina; dc: ducto; ge: epitélio gástrico; seta: células zimogênicas. D- Túnica mucosa (Alcian Blue pH 2.5). cabeça de seta: células mucossecretoras; dc: ducto; ge: epitélio gástrico; seta: células zimogênicas. E- Túnica mucosa (Xylidine de Ponceau). asterisco: muscular da mucosa; cabeça de seta: células mucossecretoras; círculo contínuo: corpo de neurônio; círculo pontilhado: célula endócrina; seta: células zimogênicas. F- Célula endócrina argentafim (círculo pontilhado) no epitélio de revestimento (Masson Fontana). G- Célula endócrina argentafim (círculo pontilhado) na glândula (Masson Fontana).

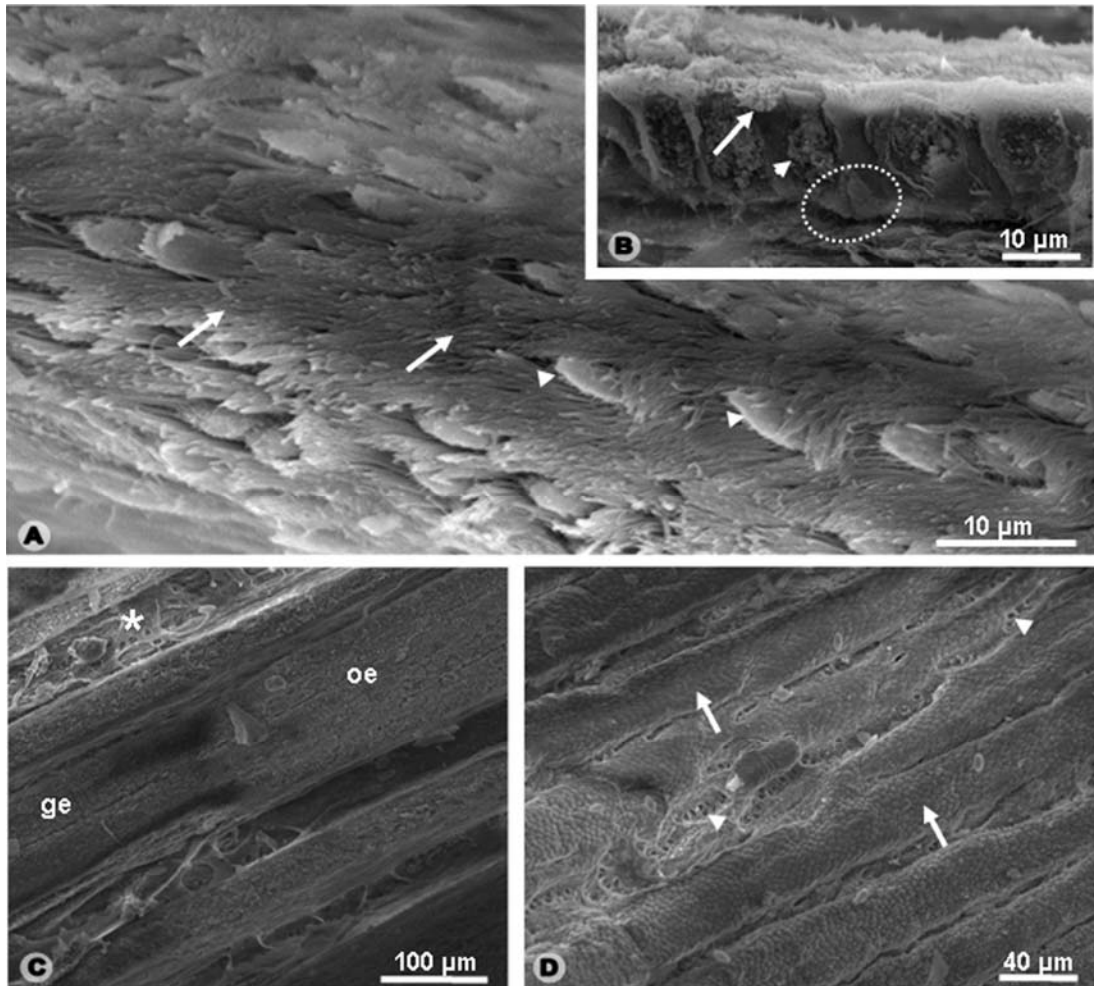


Figura 4: Ultra-estrutura do esôfago e da transição esôfago-gástrica de *H. mabouia*. A- Revestimento interno do esôfago. cabeças de setas: células mucossecretoras; setas: cílios das células ciliadas. B- Detalhe do epitélio de revestimento esofágico em vista lateral. cabeça de seta: célula mucossecretora; círculo pontilhado: células basais; seta: célula ciliada. C- Revestimento interno da transição esôfago-gástrica. ge: epitélio gástrico; oe: epitélio esofágico. D- Epitélio de revestimento gástrico. cabeças de setas: aberturas de ductos glandulares; setas: pregas.

Discussão

Em *Hemidactylus mabouia*, o esôfago representa cerca de um sexto do comprimento rostro-cloacal. De acordo com Zug (1993), o esôfago de alguns répteis mede de um quarto à metade do comprimento corporal, como nas cobras e tartarugas, sendo proporcionalmente mais curto nos répteis com pescoço menor. Além de conduzir o alimento ingerido para o estômago, o esôfago também pode servir para estocá-lo temporariamente (Zug, 1993). Embora o esôfago de *H. mabouia* não seja longo como o de outros répteis, ele é bastante distensível devido à existência das pregas longitudinais e certamente contribui para a estocagem de alimento, o que é importante uma vez que a lagartixa deglute presas inteiras que poderiam exceder a capacidade de armazenamento gástrico.

Alguns aspectos do esôfago de *H. mabouia* são similares aos de alguns anfíbios, como o fato da região cranial ser mais dilatada que as regiões seguintes, semelhante ao apresentado pela rã-verde *Rana perezi* (Gallego-Huidobro et al., 1992) e outros anuros (Duellman e Trueb, 1985), que são preferencialmente insetívoros e também deglutem presas inteiras. A dilatação da região cranial facilita a deglutição das presas capturadas, o que concorre para a rápida desobstrução da cavidade bucofaringeana.

O epitélio pseudo-estratificado ciliado com células mucossecretoras visto no esôfago de *H. mabouia* também foi verificado nos lagartos *Tupinambis teguixin* (Zamith, 1952), *Lacerta hispânica* (Paniagua e Nistal, 1983) e *L. lepida* (Madrid et al., 1989) e na maioria dos anfíbios (Zamith, 1952; Gallego-Huidobro et al., 1992; Santana e Menin, 1997; George et al., 1998).

A mistura de tipos epiteliais na região de transição esôfago-gástrica, assim como em *H. mabouia*, também foi observada no anfíbio *Rana perezi* (Gallego-Huidobro e Pastor, 1996), mas não foi relatada em outros répteis já estudados (Zamith, 1952; George et al., 1998; Pereira et al., 2005).

No esôfago de *H. mabouia*, os cílios são longos e densamente distribuídos no ápice das células prismáticas, como o relatado para alguns répteis e anfíbios (Zamith, 1952; Gallego-Huidobro et al., 1992). A presença de células ciliadas é quase unânime no esôfago dos répteis e anfíbios (Zamith, 1952; Duellman e Trueb, 1985; Pereira et al., 2005; Castro et al., 2008). Para Duellman e Trueb (1985), a ação dos cílios conduz a deglutição de pequenos fragmentos alimentares. Segundo Pereira et al. (2005), os cílios direcionam o alimento ingerido para o estômago, auxiliado pelos movimentos peristálticos da musculatura esofágica. Entretanto, tem sido questionado se a propulsão ciliar poderia de fato contribuir com a deglutição, tendo sido sugerida para os cílios a função unicamente de limpeza do revestimento esofágico, ao transportar as camadas de muco e fluidos que formam a interface entre o epitélio e o lúmen (Vogel, 1981). Tendo em vista o sentido e a velocidade de condução dos cílios no esôfago de *H. mabouia*, é possível que realizem tanto a limpeza da superfície como também auxiliem na deglutição de pequenas presas.

Assim como no epitélio esofágico de *H. mabouia*, numerosas células mucossecretoras foram observadas em outros vertebrados, particularmente em peixes, anfíbios e répteis (Zamith, 1952; Perez-Tomas et al., 1990; Gallego-Huidobro et al., 1992; George et al., 1998), com formato, tamanho e densidade variados. Em *H. mabouia*, a variação no tamanho apresentado pela superfície das células mucossecretoras, certamente se deve aos diferentes níveis de atividade secretória; e as massas com aparência mucosa vistas sobre a superfície esofágica podem ser o resultado da secreção de células mucossecretoras. O muco possui duas funções principais: lubrificar o alimento, facilitando a sua passagem ao longo do canal esofágico e prevenir danos mecânicos durante a deglutição (Duellman e Trueb, 1985), função especialmente importante em espécies como *H. mabouia*, que deglutem presas inteiras. Segundo Rhodes et al. (1985), as mucinas ácidas podem proteger contra as glicosidases da saliva, assim como o muco intestinal confere proteção contra a ação degradativa de glicosidases fecais. Conforme Madrid et al.

(1989), as mucinas ácidas sulfatadas podem cumprir um papel citoprotetor contra o refluxo gástrico, uma vez que foi reportado por Tobey et al. (1986) que íons sulfato protegem o epitélio esofágico contra as injúrias ácidas. As células mucossecretoras do esôfago de *H. mabouia*, que se mostraram positivas ao alcian blue (pH 2,5 e 0,5), possivelmente estão envolvidas com essas funções protetoras.

A camada de células basais encontrada no esôfago de *H. mabouia* também foi verificada em outras espécies reptilianas e em anfíbios (Zamith, 1952; Madrid et al., 1989; Santana e Menin, 1997; George et al., 1998). As células basais são responsáveis pela renovação celular do epitélio esofágico (Zamith, 1952). Já na região de transição esôfago-gástrica, onde a camada basal não está presente, as células-tronco responsáveis pela renovação celular estão posicionadas entre as células do ducto e as do colo das glândulas, onde foram observadas divisões celulares.

Diferentemente do mencionado para os sáurios estudados por Zamith (1952), a membrana basal não está presente ou é pouco evidente na mucosa esofágica de *H. mabouia*, como no lagarto *Anguis fragilis* (Greschick, 1917, citado por Zamith, 1952). Segundo este autor, tal fato se deve ao acúmulo linfocitário na base do epitélio e na lâmina própria subjacente. Em *H. mabouia*, embora os linfócitos sejam numerosos eles não constituem aglomerados com frequência, de modo que não poderiam ser os responsáveis pela pouca nitidez da membrana basal. Uma explicação para esse fato pode ser a espessura da membrana basal, que estaria abaixo do poder de resolução da microscopia óptica, ou a sua constituição, que seria diferente daquela encontrada em outros vertebrados, não sendo possível detectá-la pelas técnicas utilizadas.

Assim como em *H. mabouia*, a lâmina própria esofágica é delgada e aglandular em outros répteis, a exemplo dos lagartos *Tupinambis teguixin* (Zamith, 1952) e *Lacerta lepida* (Madrid et al., 1989), da anfisbena *Leposternon microcephalum* (Zamith, 1952), da tartaruga *Mauremys caspica* (Madrid et al., 1989)

e das serpentes *Bothrops jararaca*, *Eudryas bifossatus bifossatus* e *Constrictor constrictor* (Zamith, 1952).

Em *H. mabouia* existem glândulas multicelulares, contendo dois tipos principais de células, na região de transição esôfago-gástrica. Diferentemente, tais glândulas não foram observadas em vários répteis, incluindo quelônios, ofídios e outros sáurios (Zamith, 1952; Madrid et al., 1989; George et al., 1998; Pereira et al., 2005). Por outro lado, muitos anfíbios anuros, especialmente os das famílias Hylidae e Bufonidae, apresentam glândulas multicelulares na porção caudal do esôfago similares àquelas de *H. mabouia* (Zamith, 1952; Gallego-Huidobro et al., 1992; George et al., 1998; Castro et al., 2008). De acordo com os autores citados, essas glândulas secretam muco por meio das células mucossecretoras presentes no colo da glândula e pepsinogênio pelas células zimogênicas situadas na base. Igualmente, as células PAS-positivas do colo das glândulas de *H. mabouia* secretam mucinas neutras, enquanto as células basais XP-positivas provavelmente produzem pepsinogênio. Segundo Suganuma et al. (1981), as mucinas secretadas conferem proteção contra possíveis danos à mucosa. Quanto ao pepsinogênio, não se sabe sobre a função dessa enzima no esôfago, visto que a secreção de HCl está restrita ao estômago (Vonk, 1964), e nem mesmo se existe homologia entre tais glândulas e as glândulas gástricas dos vertebrados superiores (Andrew e Hickman, 1974). Segundo Reeder (1964), o pepsinogênio secretado pelas glândulas esofágicas atua no estômago juntamente com o pepsinogênio secretado pelas glândulas gástricas, propiciando, após o contato com o meio ácido, o aumento da concentração de pepsina. De acordo com Duellman e Trueb (1985), o muco alcalino secretado na cavidade bucofaringeana e no esôfago impede a digestão proteolítica antes da acidificação gástrica. A mesma inferência pode ser estendida a *H. mabouia*, visto que as células mucossecretoras do revestimento superficial e dos ductos, assim como as do colo das glândulas, secretam principalmente mucinas neutras.

Na porção caudal do esôfago do lagarto *Tropidurus torquatus*, do cágado *Hydraspis* sp. e das tartarugas *Testudo denticulata* (Zamith, 1952) e *Testudo graeca* (Madrid et al, 1989) foram localizadas glândulas pluricelulares contendo um único tipo de célula, com aspecto mucoso, cuja função é unicamente lubrificar o canal esofágico. Essas glândulas, particularmente as dos quelônios, se assemelham às glândulas que aparecem no esôfago da maioria das aves (Zamith, 1952; David et al., 1992; George et al., 1998). Estudos realizados por Imai et al. (1992) procuraram correlacionar filogeneticamente as glândulas esofágicas dos répteis com as das aves, entretanto, conforme Zamith (1952), as semelhanças existentes no padrão das glândulas de répteis e aves não são suficientes para uma correlação filogenética, podendo estar relacionadas com o hábito alimentar dessas espécies. Da mesma forma pode ser entendido o compartilhamento de características entre alguns répteis e anfíbios, assim, as glândulas esofágicas de *H. mabouia* e dos anfíbios anuros provavelmente refletem o amplo espectro alimentar desses animais, bem como a ingestão de presas inteiras.

Embora alguns autores afirmem que as células argentafins sejam obrigatoriamente argirófilas (Santos e Zucoloto, 1996), foram detectadas somente células argentafins em *H. mabouia*, restritas à região de transição esôfago-gástrica. Diferentemente, os estudos de Pereira et al. (2005) revelaram células argentafins e argirófilas no epitélio esofágico do muçua *Kinosternon scorpioides*, não somente na região de transição esôfago-gástrica como também ao longo do esôfago. Células argentafins e argirófilas também foram observadas na mucosa esofágica da serpente *Xenodon merremii* (Ferri et al., 1976). Por outro lado, estudos feitos por Nada et al. (1984) revelaram que a mucosa esofágica da rã-touro *Rana catesbeiana* possui células argentafins que não são argirófilas. De acordo com Grimelius e Wilander (1980), as células argentafins são produtoras de serotonina. Segundo El-Salhy et al. (1985), células imunorreativas à serotonina têm sido identificadas no tubo digestivo de todas as espécies de vertebrados já pesquisadas, o que sugere

que essas células se estabeleceram nos estágios iniciais da evolução dos vertebrados. A serotonina é conhecida por estimular a contração da musculatura lisa do tubo digestivo e também pode estar envolvida no mecanismo regulatório do movimento ciliar no esôfago (Perez-Tomas et al., 1989).

Um aspecto interessante observado no esôfago de *H. mabouia* foi a presença de corpos de neurônios na lâmina própria, tendo em vista que o plexo mucoso geralmente não é ganglionado (Furness e Costa, 1980). Dada a localização dos neurônios na lâmina própria da lagartixa, provavelmente eles estão envolvidos com o controle da secreção das glândulas esofágicas.

No esôfago de *H. mabouia*, a muscular da mucosa é pouco estruturada na região cranial, porém se torna mais espessa em direção à região de transição esôfago-gástrica, onde estão presentes as glândulas, de modo que a contração da muscular da mucosa nessa região provavelmente auxilia na atividade secretória glandular. A muscular da mucosa está ausente ou é pobremente desenvolvida no esôfago de alguns vertebrados, como nas tartarugas (Andrew e Hickman, 1974) e em alguns anfíbios (Santana e Menin, 1997; George et al., 1998; Castro et al., 2008) e peixes (Menin et al., 2006).

O plexo nervoso submucoso do esôfago de *H. mabouia*, embora composto por pequenos gânglios, é mais desenvolvido que o de alguns mamíferos, como o do rato Wistar, que não possui corpos neuronais (Alcântara e Oliveira, 1964). Da mesma forma que o plexo submucoso, o plexo mioentérico do esôfago de *H. mabouia* não é muito desenvolvido, apresentando pequenos gânglios nervosos, com poucos corpos neuronais. Já nos vertebrados superiores, independentemente do segmento do tubo digestivo, o plexo mioentérico é mais bem estruturado e composto por maior número de neurônios que o submucoso (Alcântara e Oliveira, 1964; Furness e Costa, 1980). O plexo submucoso é conhecido por regular as secreções e o fluxo sanguíneo e o mioentérico, por controlar os movimentos peristálticos.

A túnica muscular do esôfago de *H. mabouia* é composta inteiramente por músculo liso, de modo semelhante à túnica muscular da maioria dos répteis, anfíbios e aves (Duellman e Trueb, 1985; George et al., 1998; Pereira et al., 2005; Castro et al., 2008) e diferentemente à da maioria dos peixes e mamíferos (George et al., 1998). O espessamento da túnica muscular, em especial da camada circular, em direção à região de transição esôfago-gástrica, também foi observada em outros répteis (George et al., 1998). De acordo com Zug (1993), em algumas espécies a propulsão do alimento até o estômago é devida às contrações peristálticas da túnica muscular; já em outras, uma combinação da gravidade e o movimento corporal extrínseco são responsáveis pela progressão do alimento. Em *H. mabouia* pode-se acrescentar ainda a atuação dos cílios que, como já mencionado, possivelmente auxiliem na deglutição de pequenas presas.

Concluindo, o esôfago de *H. mabouia* possui epitélio pseudoestratificado ciliado com células secretoras de mucinas ácidas e neutras, já a região de transição esôfago-gástrica apresenta mistura de epitélio esofágico com epitélio característico de estômago, simples prismático mucossecretor de mucinas neutras. A lâmina própria esofágica é delgada e aglandular, já a lâmina própria da região de transição é espessa e contém glândulas acinosas simples ramificadas, compostas por células secretoras de mucinas neutras e células zimogênicas produtoras de pepsinogênio. A presença de células endócrinas argentafins e não argirófilas constitui fato intrigante, assim como a presença de corpos neuronais nas túnicas mucosa e serosa e a ausência da membrana basal. As similaridades observadas entre *H. mabouia* e outros répteis, em particular outros sáurios, podem ser decorrentes das proximidades filogenéticas entre eles ou de adaptações em função do tipo de alimento disponível; já as similaridades existentes entre *H. mabouia* e alguns anfíbios, em especial os anuros, possivelmente são reflexos do mesmo hábito alimentar.

Referências Bibliográficas

Alcântara FG, Oliveira JAM. 1964. Avaliação quantitativa dos neurônios dos plexos mioentérico e submucoso no rato Wistar. *O Hospital*. 66(1): 137-142.

Andrew W, Hickman CP. 1974. *Histology of the vertebrates. A comparative text*. Saint Louis: The C. V. Mosby Company. 439 p.

Bancroft JD, Stevens A. 1996. *Theory and practice of histological techniques*. New York: Churchill Livingstone. 766 p.

Barbosa AJA, Castro LPF, Nogueira AMF. 1984. A simple and economical modification of the Masson-Fontana method for staining melanin granules and enterochromaffin cells. *Stain Technology*. 59(4): 193-196.

Bock BC. 1996. Interclutch and egg aggregation in the Tropical house gecko, *Hemidactylus mabouia*. *Herpetological Review*. 27(4): 181-183.

Carranza S, Arnold EN. 2006. Systematics, biogeography, and evolution of *Hemidactylus* geckos (Reptilia; Gekkonidae) elucidated using mitochondrial DNA sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution*. 38: 531–545.

Carson, FL, Martin JH, Lynn, JA. 1973. Formalin fixation for electron microscopy: a re-evaluation. *American Journal of Clinical Pathology*. 59: 365-373.

Castro JC, Lima SLL, Braga GT, Azevedo RV, Pinto CEL, Silva AR. 2008. Anatomohistologia do esôfago da rã touro (*Rana catesbeiana* Shaw, 1802). *Revista Brasileira de Saúde e Produção Animal*. 9(1): 130-139.

Colégio Brasileiro de Experimentação Animal – COBEA. 1991. “Princípios Éticos para o Uso de Animais de Laboratório”. <http://www.cobea.org.br>

David RC, Menin E, Matos GT. 1992. Histologia do aparelho digestivo de *Coragyps atratus brasiliensis* Bonaparte, 1850 (Falconiformes, Cathartidae). Revista Ceres. 39(222): 153-176.

Duellman WE, Trueb L. 1985. Biology of amphibians. New York: McGraw-Hill Book Company. 610 p.

El-Salhy M, Wilander E, Lundqvist M. 1985. Comparative studies of serotonin-like immunoreactive cells in the digestive tract of vertebrates. Biomedical Research. 6: 371-375.

Ferri S, Junqueira LCU, Medeiros LO. 1976. Fine structure of the esophagus living epithelial cells of the snake *Xenodon merremii* Wagler, 1824 (Ophidia). Anatomischer Anzeiger. 139: 221-233.

Furness JB, Costa M. 1980. Types of nerves in the enteric nervous system. Neuroscience 5: 1-20.

Gallego-Huidobro J, Pastor LM, Calvo A. 1992. Histology of the esophagus of the adult frog *Rana perezii* (Anura: Ranidae). Journal of Morphology. 212: 191-200.

Gallego-Huidobro J, Pastor LM. 1996. Histology of the mucosa of the oesophagogastric junction and the stomach in adult *Rana perezii*. Journal of Anatomy. 188: 439-444.

George LL, Alves CER, Castro RRL. 1998. Histologia comparada. São Paulo: Editora Roca. 286 p.

Goldberg SR, Bursey CR. 2000. New helminth records for one teiid and four gekkonid lizard species from the Lesser Antilles. Caribbean Journal of Science. 36(3-4): 342-344.

Grimelius L, Wilander E. 1980. Silver stains in the study of endocrine cells of the gut and pancreas. *Investigative & Cell Pathology*. 3: 3-12.

Hatano FH, Vrcibradic D, Galdino CAB, Cunha-Barros M, Rocha CFD, Van-Sluys M. 2001. Thermal ecology and activity patterns of the lizard community of the Restinga of Jurubatiba, Macae, RJ. *Brazilian Journal of Biology*. 61(2): 287-294.

Imai M, Shibata T, Izumi T. 1992. Histological and histochemical investigations on Japanese lizard esophagus. *Okajimas Folia Anatomica Japonica*. 69(1): 25-34.

Karnovsky MJ. 1965. A formaldehyde – glutaraldehyde fixative of high osmolarity for use in electron microscopy. *Journal of Cell Biology*. 27:137.

Klowden GS. 2002. *Hemidactylus mabouia* (Amerfrican House Gecko). *Herpetological Review*. 33(3): 224.

Lainson R, Paperna I. 1999. Some coccidia from the gall-bladder and intestine of the teiid lizard *Ameiva ameiva ameiva* and the gecko *Hemidactylus mabouia* in north Brazil. *Parasite*. 6: 151-162.

Madrid JF, Ballesta J, Pastor LM, Perez-Tomas R, Hernandez F. 1989. Distribution of mucins in the mucosa of the digestive tract of reptiles: a histochemical study. *Acta Histochemica*. 85: 117-129.

McCranie JR, Wilson LD. 2000. *Hemidactylus mabouia* (tropical gecko). *Herpetological Review*. 31(2): 113.

McManus JFA, Mowry RW. 1960. *Staining Methods*. *Histol Histochem*. New York: Paul B. Hoeber. 423 p.

Mello MLS, Vidal BC. 1980. *Práticas de Biologia Celular*. São Paulo: Editora Edgard Blücher Ltda. 71 p.

Nada O, Hiratsuka T, Komatsu K. 1984. The occurrence of serotonin-containing cells in the esophageal epithelium of the bullfrog *Rana catesbeiana*: A fluorescence histochemical and immunohistochemical study. *Histochemistry*. 81: 115-118.

Paniagua R, Nistal M. 1983. *Introducción a la Histología Animal Comparada*. Barcelona: Editora Labor. 438 p.

Pearse AGE. 1968. *Histochemistry Theoretical and Applied*. Boston: Little, Brown & Company. 759 p.

Pereira JG, Fonseca CC, Menin E, Neves MTD. 2005. Estudo histológico e histoquímico do esôfago do muçua *Kinosternon scorpioides* Linnaeus, 1766 (Reptilia, Chelonia, Kinosternidae). *Arquivos de Ciências Veterinárias e Zoologia da UNIPAR*. 8(1): 3-10.

Perez-Tomas R, Ballesta J, Madrid JF, Pastor LM, Hernandez F. 1990. Histochemical and ultrastructural study of the digestive tract of the tortoise *Testudo graeca* (Testudines). *Journal of Morphology*. 204: 235-245.

Perez-Tomas R, Ballesta J, Pastor LM, Madrid JF, Polak JM. 1989. Comparative immunohistochemical study of the gastroenteropancreatic endocrine system of three reptiles. *General and Comparative Endocrinology*. 76: 171-191.

Reeder WG. 1964. The digestive system. In: Moore JA. (Ed). *Physiology of the Amphibia*. New York: Academic Press. p 99-149.

Regalado R. 2003. Roles of visual, acoustic, and chemical signals in social interactions of the tropical house gecko (*Hemidactylus mabouia*). *Caribbean Journal of Science*. 39(3): 307-320.

Rhodes JM, Black RR, Gallimore R, Savage A. 1985. Histochemical demonstration of desialitation and desulphation of normal and inflammatory bowel disease rectal mucus by faecal extracts. *Gut*. 26: 1312-1318.

Rivera CCM, Negron AG, Bertrand M, Acosta J. 2003. *Hemidactylus mabouia* (Sauria: Gekkonidae), host of *Geckobia hemidactyli* (Actinedida: Pterygosomatidae), throughout the Caribbean and South America. *Caribbean Journal of Science*. 39(3): 321-326.

Rocha CFD, Dutra GF, Vrcibradic D, Menezes VA. 2002. The terrestrial reptile fauna of the Abrolhos Archipelago: Species list and ecological aspects. *Brazilian Journal of Biology*. 62(2): 285-291.

Santana MA, Menin E. 1997. Histologia do esôfago de *Leptodactylus labyrinthicus* Spix, 1824 (Amphibia, Anura, Leptodactylidae). *Revista Ceres*. 44 (251): 111-123.

Santos GC, Zucoloto S. 1996. Células endócrinas gastrointestinais: Breve histórico e principais métodos de identificação à microscopia óptica. *Arquivos de Gastroenterologia*. 33(1): 36-43.

Suganuma T, Katsuyama T, Tsukahama M, Tatematsu M, Sakakura Y, Murata F. 1981. Comparative histochemical study of alimentary tracts with special reference to the mucous neck cells of the stomach. *American Journal of Anatomy*. 161: 219-238.

Tobey NA, Orlando RC, Schreiner J, Powell DW. 1986. Cytoprotective effect of sulfate ions in acid-exposed rabbit esophagus. *American Journal of Physiology*. 251: G866-G869.

Van-Dyke JU. 2004. *Hemidactylus mabouia* (Amerafican house gecko). *Herpetological Review*. 35(1): 82.

Vanzolini PE, Ramos-Costa AMM, Vitt LJ. 1980. Répteis das Caatingas. Rio de Janeiro: Academia Brasileira de Ciências. 161 p.

Vanzolini PE. 1968. Lagartos brasileiros da família Gekkonidae (Sauria). Arquivos de Zoologia do Estado de São Paulo. 17: 1-84.

Vogel S. 1981. Life in moving fluids. The physical biology of the flow. Englewood Cliffs, New Jersey: Princeton University Press. 352 p.

Vonk HJ. 1964. Comparative biochemistry of digestive mechanisms. In M. Florkin and H.S. Mason (eds.): Comp Biochem. New York: Academic Press. p 347-401.

Zamith APL. 1952. Contribuição para o conhecimento da estrutura da mucosa do esôfago dos vertebrados. Anais da Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz". 9(179): 359-434.

Zamprogno C, Teixeira L. 1998. Hábitos alimentares da lagartixa-de-parede *Hemidactylus mabouia* (Reptilia, Gekkonidae) da planície litorânea do norte do Espírito Santo, Revista Brasileira de Biologia. 58(1): 143-150.

Zug GR. 1993. Herpetology: An Introductory biology of amphibians and reptiles. San Diego, California: Academic Press. 527 p.

Capítulo 2

Morfologia do estômago da lagartixa *Hemidactylus mabouia* (Moreau de Jonnés, 1818) (Squamata: Gekkonidae)

RESUMO. Quatorze exemplares adultos da lagartixa *Hemidactylus mabouia* foram eutanasiados e fragmentos das regiões gástricas foram coletados e processados conforme métodos rotineiros para análises anatômica, histológica, histoquímica e ultra-estrutural. Secções histológicas foram coradas com azul de toluidina ou submetidas a técnicas para detecção de glicoconjugados e proteínas, mitocôndrias e células endócrinas argirófilas e argentafins. O estômago de *H. mabouia* tem forma de “J” e pode ser dividido nas regiões fúndica oral, fúndica aboral e pilórica. No revestimento interno há pregas longitudinais espessas e convolutas, além de numerosas pregas menores, ramificadas e anastomosadas. O epitélio de revestimento é simples prismático mucossecretor de mucinas neutras. Na lâmina própria da região fúndica oral há extensas glândulas túbulo-acinosas simples ramificadas, que se tornam menores, menos ramificadas e mais tubulares na região fúndica aboral, e são tubulares simples e curtas na região pilórica. As glândulas fúndicas possuem colo e base diferenciados, sendo o colo composto por células mucossecretoras de mucinas neutras e a base constituída por células oxintopépticas. As células oxintopépticas da região fúndica oral apresentam muitos grânulos de zimogênio, enquanto as da região fúndica aboral apresentam poucos grânulos zimogênicos e muitas mitocôndrias, o que sugere a existência de um gradiente de secreção de pepsinogênio e ácido clorídrico. As glândulas pilóricas possuem somente células mucossecretoras de mucinas neutras e células endócrinas, tanto argirófilas quanto argentafins. As células endócrinas também estão presentes nas demais regiões, porém em menor freqüência.

Palavras-chave: anatomia, histologia, histoquímica, ultra-estrutura, estômago, lagartixa.

Introdução

No Brasil existem três espécies de lagartixas do gênero *Hemidactylus*: *H. mabouia*, *H. agrius* e *H. palaichthus* (Sociedade Brasileira de Herpetologia, 2008), sendo que *H. mabouia* possui ampla distribuição, com populações estabelecidas não apenas em áreas antrópicas mas também em ambientes naturais de vários biomas brasileiros (Vitt, 1995; Teixeira, 2001; Rocha et al., 2002; Borges-Nojosa e Caramaschi, 2003; Quintela et al., 2006; Almeida-Gomes et al. 2008). *Hemidactylus mabouia* é uma espécie exótica no Brasil e a sua ocorrência dentro de áreas de florestas pode estar limitando o sucesso ecológico de lagartixas nativas (Teixeira, 2002; Almeida-Gomes et al. 2008).

Segundo Rocha e Anjos (2007), *H. mabouia* pode ser classificada como uma espécie generalista e oportunista quanto a sua dieta, se alimentando de vários artrópodes, como aranhas, larvas de insetos, gafanhotos, cupins e baratas. Estudos de Ramires e Fraguas (2004) demonstraram que *H. mabouia* se alimenta da aranha-marrom *Loxosceles intermedia*, podendo ser usada como agente biológico para controle populacional dessa aranha, que representa uma preocupação médica devido ao grande número e gravidade dos acidentes que provoca.

Como visto, são vários os trabalhos que abordam questões ecológicas e biogeográficas de *H. mabouia*, entretanto são escassos os estudos morfológicos dessa espécie. Trabalhos morfológicos sobre o aparelho digestório são ferramentas importantes para entender os hábitos alimentares e a nutrição do animal. Dessa forma, o objetivo do presente trabalho foi descrever morfológicamente o estômago de *H. mabouia*.

Material e Métodos

O material biológico consistiu em 14 exemplares adultos de *Hemidactylus mabouia* (Moreau de Jonnés, 1818) (Squamata: Gekkonidae), com comprimento rostro-cloacal de 50-70 mm, dentre machos e fêmeas, coletados no período de janeiro a dezembro de 2007 (número da Licença do IBAMA: 10504-1) na área urbana de Viçosa, Minas Gerais – Brasil (20°45'14" sul, 42°52'55" oeste). Após dois dias de jejum, os animais foram eutanasiados com uma superdosagem de pentobarbital injetada intraperitonealmente e a cavidade peritoneal foi exposta por meio de uma incisão longitudinal mediana na região ventral. Todo o experimento foi conduzido de acordo com os “Princípios Éticos para o Uso de Animais de Laboratório” (Colégio Brasileiro de Experimentação Animal – COBEA, 1991).

Por meio de um paquímetro foram feitas medições do comprimento e diâmetro do estômago de cada animal.

Para análise anatômica do revestimento interno, o estômago de quatro animais foi incisado longitudinalmente, visualizado sob microscópio estereoscópico (SZ-40, Olympus) e fotografado com uma câmera (Coolpix 4500, Nikon) acoplada ao referido microscópio.

Para análises histológica e histoquímica, foram coletados fragmentos das regiões fúndica oral, fúndica aboral e pilórica do estômago de seis animais. Os fragmentos foram lavados em solução de tampão fosfato (pH 7.2) e imediatamente fixados em solução de formalina de Carson (Carson et al., 1973), por 24 horas. Posteriormente eles foram desidratados em série etílica e incluídos em resina a base de glicol-metacrilato (Historesin®, Leica). Com o auxílio de micrótomo rotativo manual (RM2045, Leica) foram obtidas secções histológicas de 3µm de espessura, que foram coradas com azul de toluidina para a descrição histológica ou submetidas aos seguintes métodos histoquímicos: alcian blue (AB) pH 2,5 e pH 0,5 para detecção de mucinas ácidas e mucinas ácidas sulfatadas, respectivamente

(Bancroft e Stevens, 1996); ácido periódico de Schiff (PAS) para mucinas neutras (Pearse, 1968); xylydine de Ponceau (XP) para proteínas (Mello e Vidal, 1980); método de Polak para mitocôndrias (Michalany, 1981); e as técnicas de Grimelius (Grimelius e Wilander, 1980) e Masson-Fontana modificado (Barbosa et al., 1984) para células endócrinas argirófilas e argentafins, respectivamente, com segmentos de estômago e duodeno de camundongo usados como controle positivo. A observação e o registro fotográfico das secções foram realizados em microscópio óptico (BX60, Olympus), com câmera digital (QColor 3, Olympus) acoplada.

Para análise ultra-estrutural do revestimento interno, foram coletados fragmentos das regiões fúndica oral, fúndica aboral e pilórica do estômago de quatro animais. Os fragmentos foram lavados em solução de tampão cacodilato 0.1M (pH 7.4), fixados em solução de Karnovsky (Karnovsky, 1965) por 24 horas, desidratados em série etílica, secados até o ponto crítico, metalizados com ouro e examinados sob microscópio eletrônico de varredura (MEV, modelo LEO VP1430), com um sistema de captura para registro das imagens em computador.

Para obtenção dos dados morfométricos, imagens com resolução de 2048x1536 pixels foram analisadas utilizando-se o aplicativo Image-Pro Plus 4.5 (Media Cybernetics, Inc). A partir das imagens anatômicas foi mensurada a largura das pregas maiores. Baseado nas imagens histológicas e histoquímicas foram mensurados o comprimento das glândulas gástricas e a espessura da túnica muscular. Através das imagens de microscopia de varredura foram mensurados a largura das pregas menores e o diâmetro médio da superfície das células mucossecretoras e dos macrófagos, sendo o diâmetro médio obtido através da média entre os diâmetros maior e menor. Os dados morfométricos foram colocados em planilha eletrônica (Microsoft Office Excel 2003), sendo obtidos a média e o desvio padrão.

Resultados

Aspectos anatômicos

O estômago de *H. mabouia*, composto pelas regiões fúndica oral, fúndica aboral e pilórica, apresenta-se em forma de “J” e está posicionado no antímero esquerdo (Fig. 1A). Ele mede $19,2 \pm 3$ mm de comprimento e $4,5 \pm 1,3$ mm de diâmetro na sua maior largura. Seu lúmen é amplo, exceto na região pilórica. A extremidade cranial do estômago não possui esfíncter e é contínua ao esôfago, enquanto a extremidade caudal é extremamente constricta e forma um esfíncter, o piloro. A região fúndica oral é sinuosa e se projeta para o antímero esquerdo, apresentando graus variados de angulação; a região fúndica aboral é praticamente retilínea; e a região pilórica é curvada para a direita, em direção à linha mediana.

No revestimento interno do estômago há pregas espessas, longitudinais, sinuosas e com superfície rugosa. Na região fúndica oral (Fig. 1B) são cerca de seis pregas, com largura de $0,67 \pm 0,08$ mm; na transição para a região fúndica aboral (Fig. 1C) algumas dessas pregas deixam de existir, permanecendo apenas duas, que continuam na região pilórica (Fig. 1D), onde são mais estreitas ($0,23 \pm 0,03$ mm).

Aspectos histológicos e histoquímicos

A parede do estômago é espessa e formada por quatro túnicas: mucosa, submucosa, muscular e serosa (Fig. 2A). No lúmen próximo ao epitélio de revestimento foram observadas células grandes de formato irregular, que provavelmente são macrófagos (Fig. 2B). A mucosa é revestida por epitélio simples prismático mucossecretor (Figs. 2C, D e E), cujas células possuem grânulos de secreção pequenos, fortemente PAS-positivos e AB-negativos, densamente distribuídos no citoplasma supra-nuclear, tornando o ápice celular dilatado.

A lâmina própria encontra-se logo abaixo do epitélio de revestimento, não tendo sido observada a membrana basal. O conjuntivo que preenche a lâmina própria é frouxo e nele se observam vasos sanguíneos e linfáticos de pequeno calibre, células de defesa como mastócitos e linfócitos, corpos de neurônios isolados e glândulas (Fig. 2C), cujo ducto é revestido por células mucossecretoras similares às da superfície (Fig. 2D). Por vezes, figuras mitóticas foram observadas entre as células epiteliais dos ductos (Fig. 2E).

As glândulas da região fúndica oral (Figs. 2C e D) são túbulo-acinosas simples ramificadas, com extensa porção secretória ($71,8 \pm 25,4 \mu\text{m}$). Elas apresentam dois tipos celulares principais: células mucossecretoras no colo e células oxintopépticas na base. As células mucossecretoras são piramidais, com núcleo triangular disposto na porção basal e pequenos grânulos de secreção distribuídos pelo citoplasma, que pouco se coram com azul de toluidina (Fig. 2C) e são PAS-positivos (Fig. 3D) e AB-negativos. As células oxintopépticas são poliédricas, com núcleo de formato irregular e posição variável. Possuem grânulos grandes, ortocromáticos e XP-positivos (Fig. 2F), que certamente são os grânulos de pepsinogênio.

As glândulas da região fúndica aboral (Fig. 2E e G) são tubulares, menores ($36,2 \pm 10,2 \mu\text{m}$) e menos ramificadas que as da fúndica oral. Elas também apresentam os tipos celulares mencionados anteriormente, porém as células oxintopépticas possuem formações filiformes concentradas na sua metade basal, que se coram fortemente com azul de toluidina (Fig. 2G) e mostram forte reação mediante a técnica de Polak para mitocôncrias (Fig. 2H). Além disso, essas células oxintopépticas possuem menor densidade de grânulos de zimogênio que as da região fúndica oral.

As glândulas da região pilórica (Fig. 2I) são tubulares simples e curtas ($26,7 \pm 6,1 \mu\text{m}$). Elas não apresentam distinção entre o colo e a base, sendo compostas essencialmente por células mucossecretoras, que são prismáticas altas e possuem

núcleo de localização basal. Os grânulos de secreção se mostram reativos somente ao PAS e se encontram densamente distribuídos pelo citoplasma supra-nuclear, salvo em algumas porções citoplasmáticas, onde aparecem vacúolos não marcados pelo PAS. O lúmen das glândulas pilóricas é mais amplo que o das demais glândulas gástricas e por vezes é possível observar a presença de muco PAS-positivo no seu interior.

Ao longo de todas as regiões gástricas, nos epitélios de revestimento e glandular, foram vistas algumas células claras (Figs. 2C e G), com citoplasma não corado. Essas células foram localizadas com maior frequência nas glândulas, particularmente na região pilórica. São células grandes e com formas variadas, apresentando por vezes um extenso prolongamento apical que alcança o lúmen. Seu núcleo varia de arredondado a oval e possui cromatina descondensada, sendo visível o nucléolo. Essas células apresentaram argirofilia e/ou argentafinidade mediante as técnicas de Grimelius e Masson Fontana, respectivamente (Figs. 3A-D).

A muscular da mucosa (Figs. 2A, C e F) é bem desenvolvida, especialmente nas pregas, apresentando duas camadas de músculo liso, uma interna com disposição circular e outra externa disposta longitudinalmente.

A túnica submucosa (Figs. 2A e C) é constituída por tecido conjuntivo frouxo, com uma densidade celular menor que a lâmina própria, além de vasos sanguíneos e linfáticos de maior calibre, e pequenos gânglios nervosos.

A túnica muscular é composta por apenas uma camada de músculo liso disposto circularmente (Fig. 2A), que é bastante espessa, particularmente na região pilórica ($360 \pm 48 \mu\text{m}$). Pequenos gânglios nervosos estão presentes externamente à essa camada.

A túnica serosa é delgada e constituída de tecido conjuntivo frouxo revestido por mesotélio.

Aspectos ultra-estruturais (MEV)

No revestimento interno do estômago, além das pregas espessas descritas anteriormente também há numerosas pregas menores ($40,9 \pm 5,5 \mu\text{m}$), ramificadas e anastomosadas, especialmente na região fúndica aboral (Figs. 4A e B). O epitélio de revestimento (Figs. 4C e D) é formado por células mucossecretoras de superfície convexa e irregular por causa de microprojeções da membrana. A superfície dessas células apresenta formato poligonal e largura média de $4,5 \pm 1,0 \mu\text{m}$. Os ductos das glândulas gástricas se abrem diretamente no lúmen ou em fossetas (Fig. 4E), que são revestidas por células mucossecretoras com superfície mais regular que as das outras. Muco de aspecto amorfo ou formando uma rede foi observado sobre o revestimento gástrico (Figs. 4B e C). Também foram observadas sobre a superfície algumas células grandes ($12,0 \pm 1,5 \mu\text{m}$ de largura média), que provavelmente são macrófagos. Tais células apresentam formato irregular e por vezes emitem finas projeções de membrana (Fig. 4F).

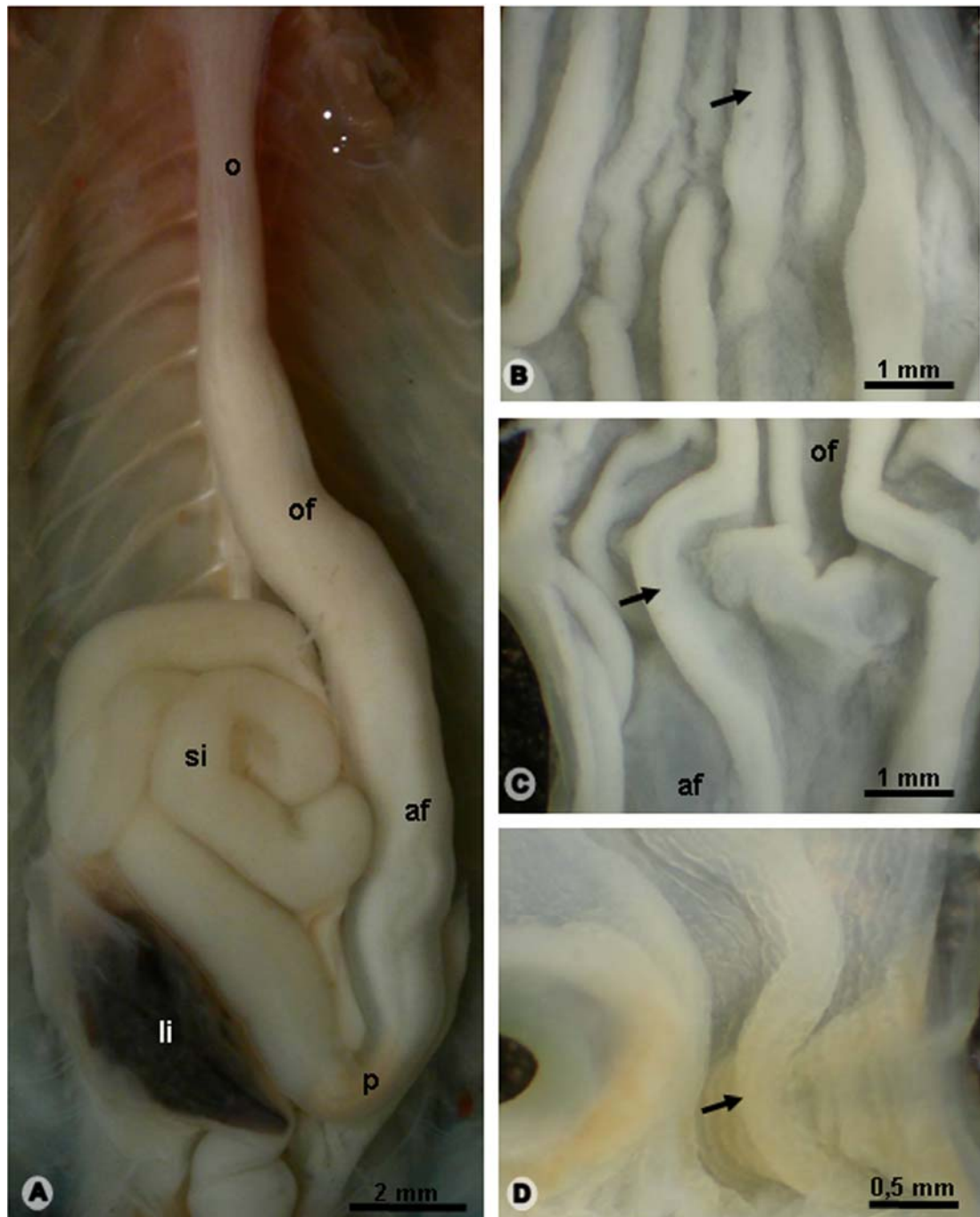


Figura 1: Anatomia do estômago de *H. mabouia*. A- Estômago com suas regiões fúndica oral (of), fúndica aboral (af) e pilórica (p). B- Revestimento interno da região fúndica oral. C- Revestimento interno da transição da região fúndica oral (of) para a fúndica aboral (af). D- Revestimento interno da região pilórica. li: intestino grosso; setas: pregas; si: intestino delgado; o: esôfago.

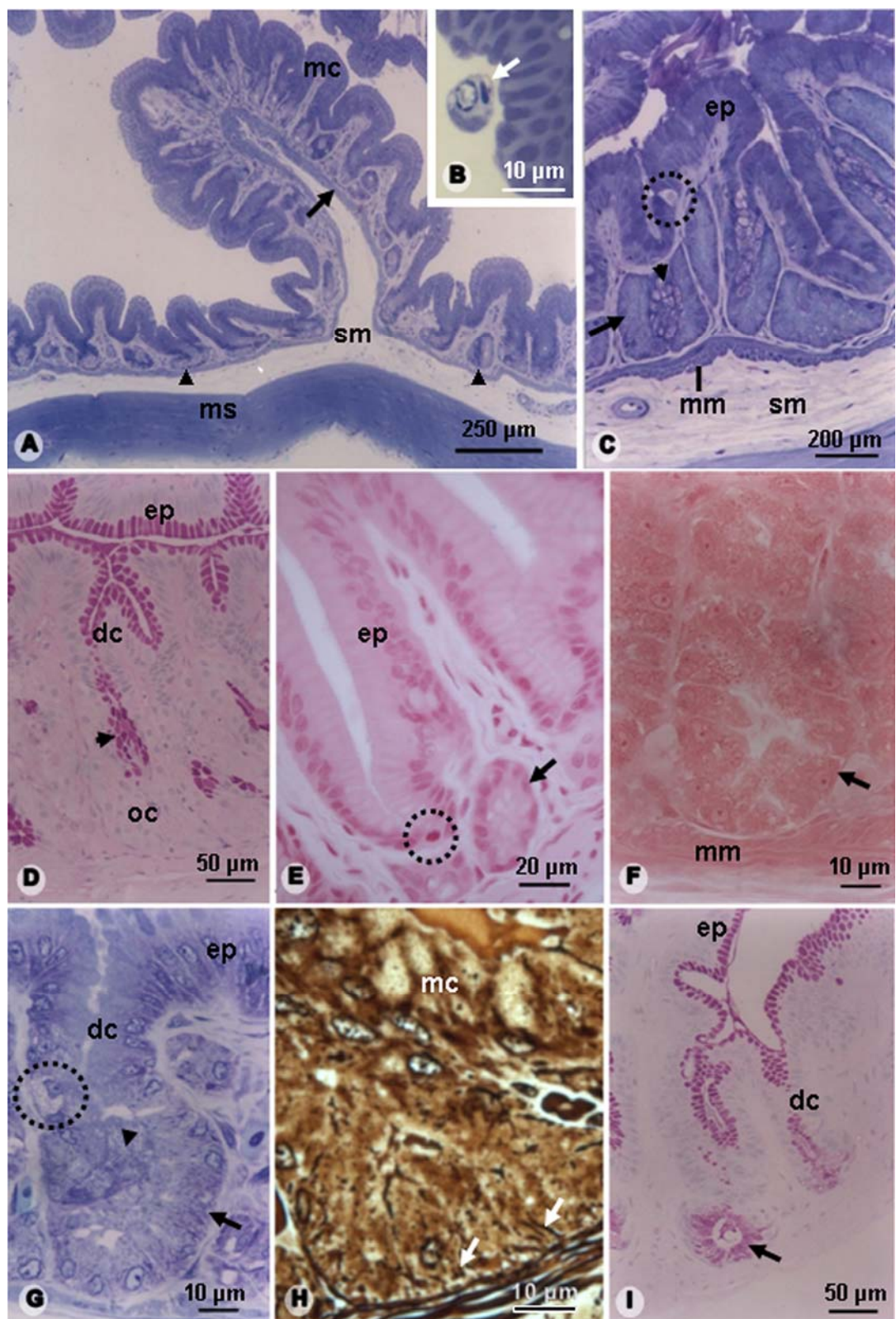


Figura 2: Histologia e histoquímica do estômago de *H. mabouia*. A- Secção transversal da parede, região fúndica aboral (Azul de Toluidina). cabeças de setas: glândulas gástricas; mc: mucosa; ms: muscular; s: submucosa; seta: muscular da mucosa. B- Detalhe de um macrófago (seta) na superfície gástrica (Azul de Toluidina). C- Túnica mucosa, região fúndica oral (Azul de Toluidina). cabeça de seta: células mucossecretoras; círculo pontilhado: célula endócrina; ep: epitélio de revestimento; mm: muscular da mucosa; seta: células oxintopépticas; sm: submucosa. D- Túnica mucosa, região fúndica oral (PAS). dc: ducto; ep: epitélio; oc: células oxintopépticas; seta: células mucossecretoras. E- Túnica mucosa, região fúndica aboral (Alcian Blue pH 2.5). círculo pontilhado: figura mitótica; ep: epitélio de revestimento; seta: glândula. F- Túnica mucosa, região fúndica oral (Xylidine de Ponceau). mm: muscular da mucosa; seta: célula oxintopéptica. G- Túnica mucosa, região fúndica aboral (Azul de Toluidina). cabeça de seta: célula mucossecretora; círculo pontilhado: célula endócrina; dc: ducto; ep: epitélio; seta: célula oxintopéptica. H- Túnica mucosa, região fúndica aboral (Polak). mc: célula mucossecretora; setas: mitocôndrias na célula oxintopéptica. I- Túnica mucosa, região pilórica (PAS). dc: ducto; ep: epitélio; seta: células mucossecretoras.

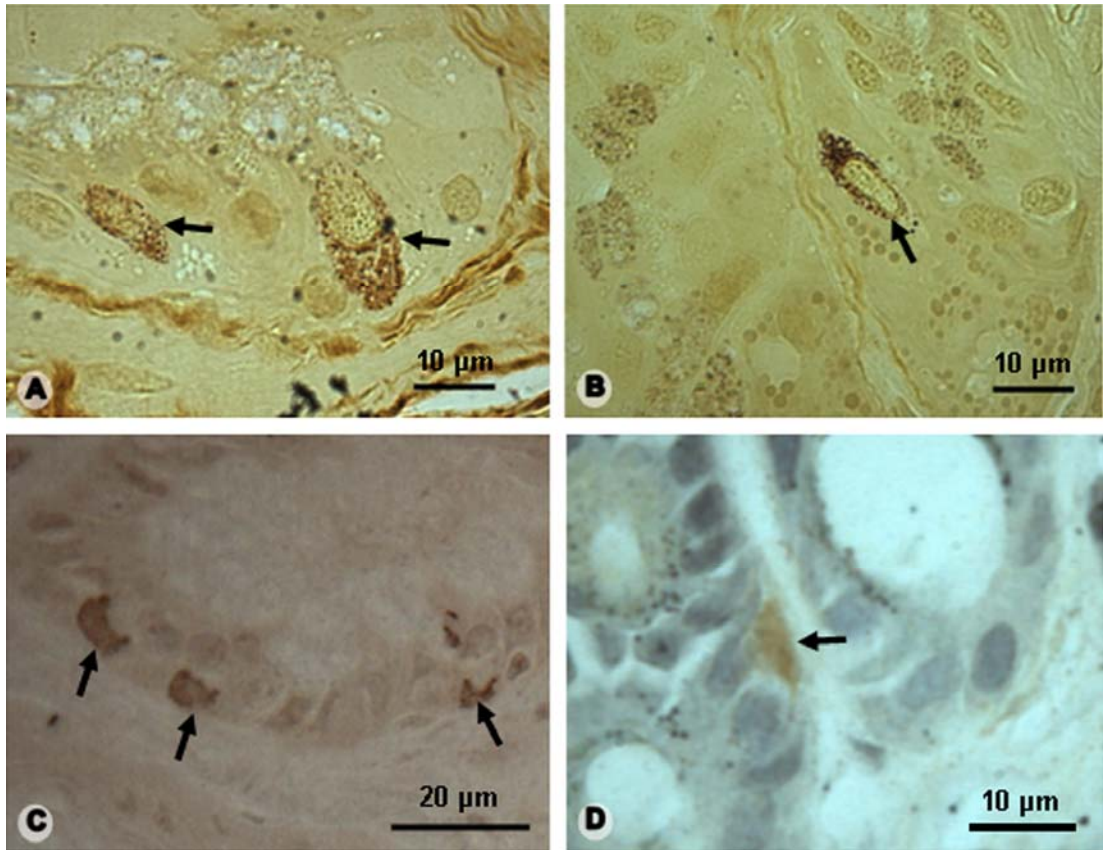


Figura 3: Células endócrinas (setas) no estômago de *H. mabouia*. A- Células argentafins na glândula fúndica oral (Masson Fontana). B- Célula argentafim na glândula fúndica aboral (Masson Fontana). C- Células argirófilas na glândula pilórica (Grimelius). D- Célula argentafim na glândula pilórica (Masson Fontana).

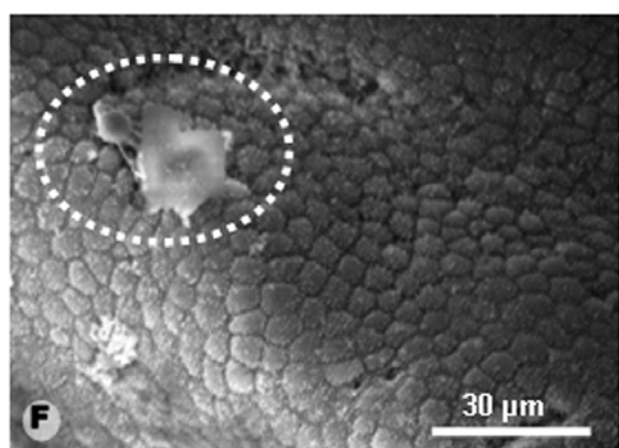
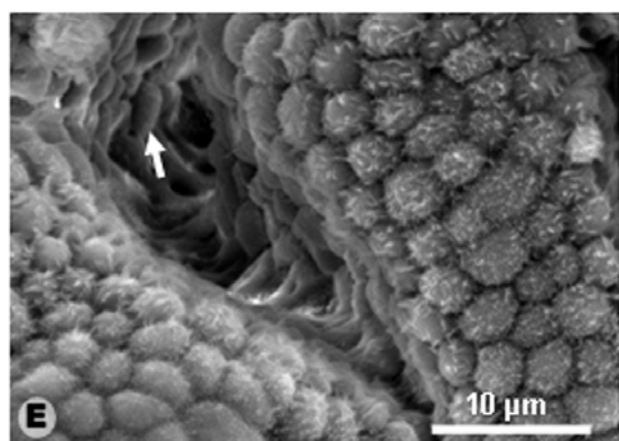
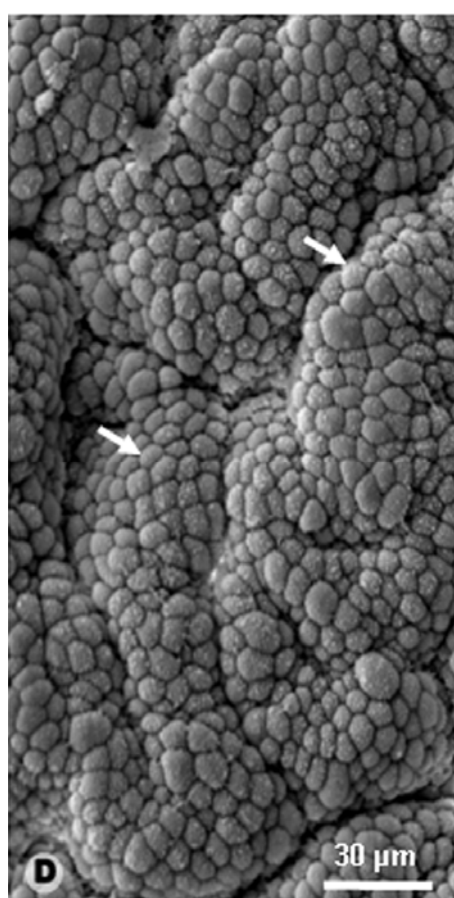
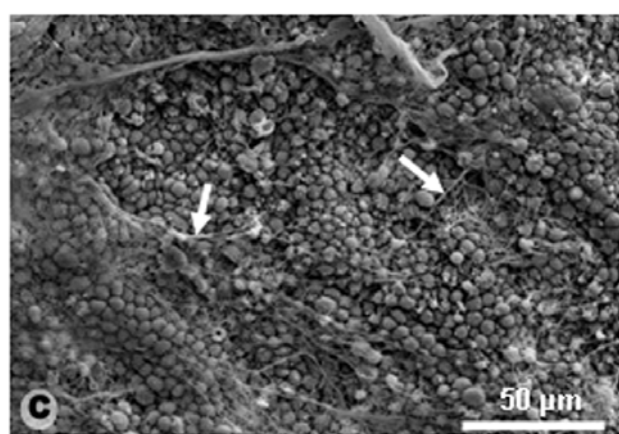
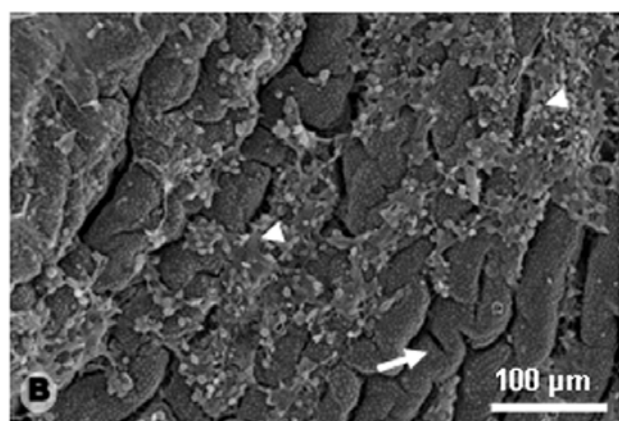
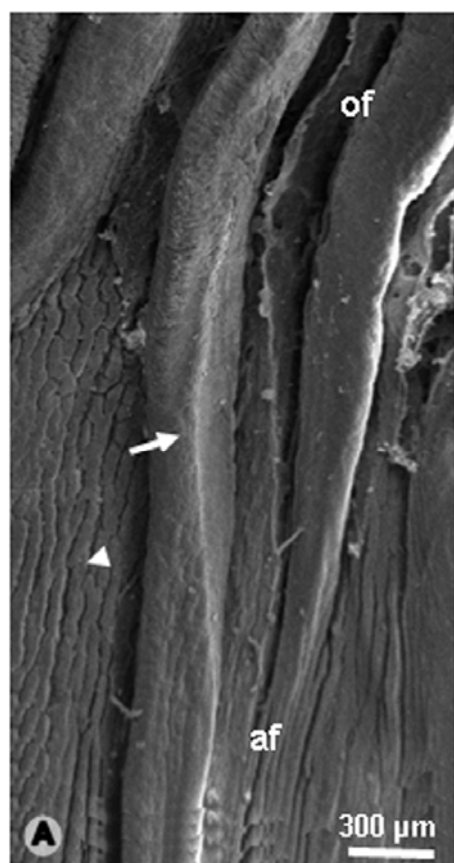


Figura 4: Ultra-estrutura do estômago de *H. mabouia*. A- Revestimento interno da transição da região fúndica oral (of) para a fúndica aboral (af). cabeça de seta: prega pequena; seta: prega espessa. B- Revestimento interno da região fúndica aboral. cabeças de setas: muco; seta: prega pequena. C- Epitélio de revestimento da região fúndica oral. setas: muco. D- Epitélio de revestimento da região fúndica aboral. setas: células mucossecretoras. E- Fosseta da região fúndica aboral. seta: célula mucossecretora. F- Epitélio de revestimento da região pilórica. círculo pontilhado: macrófago na superfície gástrica.

Discussão

O estômago de *H. mabouia* se apresenta como o descrito por Zug (1993) para outros répteis e anfíbios, sendo um tubo em forma de “J”, mais largo na área curvada e se estreitando rapidamente para formar o esfíncter pilórico. Todavia, já foram reportadas formas diferentes para o estômago de outros répteis, como por exemplo, para a iguana verde *Iguana iguana*, animal herbívoro que possui estômago em forma de “U” (Smith et al., 2001). Por outro lado, o estômago de anfíbios anuros (Duellman e Trueb, 1985; Santana e Menin, 1994; Castro, 1995), que são predominantemente insetívoros e também deglutem presas inteiras, assemelha-se ao de *H. mabouia* em relação a aspectos anatômicos e topográficos.

As pregas observadas no revestimento gástrico de *H. mabouia*, especialmente na região fúndica, são importantes para a expansão do estômago durante a recepção e o armazenamento dos itens alimentares. No estômago da maioria dos vertebrados é comum a existência de pregas, que variam em número, complexidade e disposição (Perez-Tomas et al., 1990; Banks, 1992; Santana e Menin, 1994; Gallego-Huidobro e Pastor, 1996; George et al., 1998; Pereira, 2000).

O epitélio prismático mucossecretor que reveste a mucosa gástrica de *H. mabouia* é similar àquele observado na maioria dos vertebrados (Madrid et al., 1989; Perez-Tomas et al., 1990; Banks, 1992; Gallego-Huidobro e Pastor, 1996; George et al., 1998; Ferri et al., 1999; Pereira, 2000). Em *H. mabouia*, as células mucossecretoras PAS-positivas secretam mucinas neutras, que são importantes para lubrificação e proteção da mucosa gástrica. Nos peixes cartilaginosos essas células produzem mucinas sulfatadas e/ou sialitadas (Suganuma et al., 1981); nos anfíbios e na maioria dos répteis predominam as mucinas neutras (Giraud et al., 1979; Rodrigues et al., 1988; Ferri e Liquori, 1992; Ferri et al., 1999; Pereira, 2000; Liquori et al., 2002, 2007); já nos mamíferos há produção de mucinas neutras e ácidas (Sheahan e Jervis, 1976; Sato e Spicer, 1980).

Como na maioria dos répteis (Luppa, 1977), o estômago de *H. mabouia* é subdividido em duas regiões: região fúndica, que constitui a maior parte do estômago, e uma pequena região pilórica, que diferem principalmente em relação às glândulas existentes na lâmina própria. As glândulas fúndicas do estômago de *H. mabouia*, como às de outros répteis (Andrew e Hickman, 1974; Lehman e Smith, 1975; Perez-Tomas et al., 1990; Ferri et al., 1999; Pereira, 2000), consistem de dois tipos celulares: células mucossecretoras do colo e células oxintopépticas, predominantes na base. Assim como relatado nos estudos de Ferri et al. (1999) com o lagarto *Chalcides chalcides*, a região fúndica do estômago de *H. mabouia* pode ser subdividida em uma porção oral e outra aboral, que diferem principalmente nas características das células oxintopépticas.

Em *Hemidactylus mabouia*, as células mucossecretoras do colo produzem mucinas neutras, assim como nos lagartos *Eumeces latiscutatus* (Suganuma et al., 1981), *Lacerta lepida* (Madrid et al., 1989), *Podarcis sicula* (Ferri e Liquori, 1992) e *Chalcides chalcides* (Ferri et al., 1999); e diferentemente da cobra *Elaphe climacophora* (Suganuma et al., 1981) e de muitos mamíferos (Sheahan e Jervis, 1976), incluindo o homem (Ito et al., 1985), que produzem principalmente mucinas ácidas.

As células oxintopépticas estão presentes não somente nos répteis como também em outros vertebrados não-mamíferos (Arena et al., 1990; Ruíz et al., 1993; Grabowsky et al., 1995; Gallego-Huidobro e Pastor, 1996; George et al., 1998). Essas células correspondem às células parietais e principais dos mamíferos, ou seja, secretam tanto ácido clorídrico quanto pepsinogênio (Andrew e Hickman, 1974). Segundo Ferri et al. (1999), a presença de dois tipos especializados de células (células parietais e principais) ou um único tipo (células oxintopépticas) para a produção de ácido clorídrico e pepsinogênio não está relacionada com a filogenia, mas sim com restrições funcionais que podem determinar convergência entre diferentes grupos de vertebrados.

É possível que exista um gradiente de secreção de enzimas proteolíticas e ácido clorídrico ao longo da região fúndica do estômago de *H. mabouia*, visto que as células oxintopépticas da região fúndica oral possuem maior quantidade de grânulos de zimogênio e certamente secretam mais pepsinogênio, enquanto as da fúndica aboral contêm maior concentração de mitocôndrias e provavelmente liberam mais ácido clorídrico. A morfologia das células oxintopépticas também se altera da região oral à aboral no estômago do peixe *Potamotrygon* sp. (Grabowsky et al., 1995), no sapo verde da Eurásia *Bufo viridis* (Liquori et al., 2002) e nos lagartos *Anolis carolinensis* (Lehman e Smith, 1975) e *Tiliqua scincoides* (Giraud et al., 1979).

As glândulas gástricas de *H. mabouia*, assim como as de outros répteis (Jin, 1988; Perez-Tomas et al., 1990; George et al., 1998; Ferri et al., 1999), se alteram em extensão e constituição ao longo do eixo longitudinal do estômago, tornando-se mais curtas e simples, compostas basicamente por células mucossecretoras na região pilórica, em que não é distinta a porção do colo glandular.

Em *H. mabouia*, as células endócrinas argirófilas e argentafins estão presentes ao longo do estômago, sendo mais freqüentes na região pilórica. No estômago dos répteis, as células argirófilas estão localizadas principalmente na região fúndica e nas glândulas pilóricas, enquanto as células argentafins estão presentes na região superior das glândulas fúndicas (Luppa, 1977). Segundo estudos de Grimelius e Wilander (1980), a técnica de Grimelius cora quase todas as células endócrinas do trato gastrointestinal, exceto as células produtoras de colecistocinina e as produtoras de somatostatina, enquanto o método de Masson Fontana cora somente as células enterocromafins do tipo I (estoque de serotonina e substância P) e do tipo II (estoque de serotonina e motilina). De acordo com a comunicação apical com o lúmen, foram diferenciados dois tipos de células endócrinas: aquelas cujo ápice alcança a superfície luminal (“tipo aberto”) e aquelas sem continuidade com o lúmen (“tipo fechado”). 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 (Fujita e Kobayashi, 1977). No estômago de *H. mabouia*, foram localizados ambos os tipos de células endócrinas.

Nas regiões gástricas de *H. mabouia*, as células proliferativas responsáveis pela reposição das células epiteliais estão posicionadas entre as células mucossecretoras dos ductos, assim como o observado por Ferri et al. (1999) no lagarto *Chalcides chalcides*.

As células grandes observadas sobre a superfície gástrica de *H. mabouia* provavelmente são macrófagos que poderiam atuar na defesa contra microrganismos invasores que adentram o estômago juntamente com o alimento. A presença de macrófagos não foi relatada na luz do estômago de nenhuma outra espécie, embora seja fato comum a presença destas células no lúmen dos alvéolos pulmonares de muitos vertebrados.

A membrana basal não está presente ou é pouco evidente e a lâmina própria possui corpos de neurônios isolados no estômago de *H. mabouia*. A ausência de membrana não tem sido mencionada na literatura, já a presença dos corpos neuronais na lâmina própria foi relatada por Junquera et al. (2001) no estômago do lagarto *Podarcis hispanica*.

Como o relatado para outros vertebrados (Luppa, 1977; George et al., 1998), a muscular da mucosa gástrica de *H. mabouia* é bem desenvolvida, formada por duas camadas de fibras musculares lisas.

No estômago de *H. mabouia*, a túnica submucosa, constituída de tecido conjuntivo frouxo, é similar à de outros vertebrados (Luppa, 1977; Rodrigues et al., 1988; Gallego-Huidobro e Pastor, 1996; George et al., 1998; Pereira, 2000); já a túnica muscular é diferente daquela de outros vertebrados, sendo composta basicamente pela camada circular de músculo liso, o que pode implicar em menor motilidade gástrica.

O plexo submucoso é conhecido por controlar as secreções e o fluxo sanguíneo, enquanto o plexo mioentérico é responsável pelo controle dos movimentos peristálticos. Os plexos nervosos submucoso e mioentérico do estômago de *H. mabouia* não são tão desenvolvidos como os dos vertebrados superiores (Alcântara e Oliveira, 1964; Furness e Costa, 1980), apresentando poucos corpos neuronais. Assim como no lagarto *Podarcis hispanica* (Junquera et al., 2001), os gânglios do plexo mioentérico do estômago de *H. mabouia* estão cobertos somente pela serosa, uma vez que não há uma camada muscular longitudinal bem definida.

Concluindo, o estômago de *H. mabouia* é similar ao da maioria dos répteis, com uma extensa região fúndica e uma curta região pilórica, sendo que, como mencionado para algumas espécies, a fúndica pode ser subdividida nas porções oral e aboral, existindo um gradiente de secreção de enzimas proteolíticas e ácido clorídrico em razão das diferenças morfofisiológicas entre as células oxintopépticas. O epitélio de revestimento é simples prismático mucossecretor de mucinas neutras e as glândulas gástricas são compostas de células mucossecretoras no colo e células oxintopépticas na base, exceto as glândulas pilóricas, constituídas basicamente por células mucossecretoras. As células endócrinas argentafins e argirófilas estão presentes, sendo predominantes na região pilórica, particularmente nas glândulas. A presença de macrófagos na superfície gástrica constitui fato singular e provavelmente reflete a necessidade de defesa no lúmen, haja vista a invasão por microrganismos.

Referências Bibliográficas

Alcântara FG, Oliveira JAM. 1964. Avaliação quantitativa dos neurônios dos plexos mioentérico e submucoso no rato Wistar. *O Hospital*. 66(1):137-142.

Almeida-Gomes M, Vrcibradic D, Siqueira CC, Kiefer MC, Klaion T, Almeida-Santos P, Nascimento D, Ariani CV, Borges-Junior VNT, Freitas-Filho RF, Sluys MV, Rocha CFD. 2008. Herpetofauna of an Atlantic rainforest area (Morro São João) in Rio de Janeiro State, Brazil. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*. 80(2): 291-300.

Andrew W, Hickman CP. 1974. *Histology of the vertebrates. A comparative text*. Saint Louis: The C. V. Mosby Company. 439 p.

Arena PC, Richardson KC, Jamada J. 1990. An immunohistochemical study of endocrine cells of the alimentary tract of the King's skink (*Egernia kingii*). *Journal of Anatomy*. 170: 73-85.

Bancroft JD, Stevens A. 1996. *Theory and practice of histological techniques*. New York: Churchill Livingstone. 766 p.

Banks WJ. 1992. *Histologia Veterinária Aplicada*. São Paulo: Manole. 629 p.

Barbosa AJA, Castro LPF, Nogueira AMF. 1984. A simple and economical modification of the Masson-Fontana method for staining melanin granules and enterochromaffin cells. *Stain Technology*. 59(4): 193-196.

Borges-Nojosa DM, Caramaschi U. 2003. Composição e análise comparativa da diversidade e das afinidades biogeográficas dos lagartos e Anfisbenídeos (Squamata) dos brejos nordestinos. In: Leal, I. R.; Tabarelli, M. & Silva, J. M. C. (Ed.). *Ecologia e Conservação da Caatinga*. Recife: Ed. Universitária-UFPE. p. 463-512.

Carson, FL, Martin JH, Lynn, JA. 1973. Formalin fixation for electron microscopy: a re-evaluation. *American Journal of Clinical Pathology*. 59: 365-373.

Castro JC. 1995. Anátomo-histologia funcional do tubo digestivo de rã-touro (*Rana catesbeiana* Shaw, 1802). Tempo de passagem do alimento pelo trato digestivo da rã e desenvolvimento de um método de determinação dos valores energéticos de alimentos utilizados em rações de rãs. Tese de Doutorado: Universidade Federal de Viçosa, Viçosa - MG. 210 p.

Duellman WE, Trueb L. 1985. *Biology of amphibians*. New York: McGraw-Hill Book Company. 610 p.

Ferri D, Liquori GE, Scillitani G. 1999. Morphological and histochemical variations of mucous and oxynticopeptic cells in the stomach of the seps, *Chalcides chalcides*. *Journal of Anatomy*. 194: 71-77.

Ferri D, Liquori GE. 1992. Characterization of secretory cell glycoconjugates in the alimentary tract of the ruin lizard (*Podarcis sicula campestris* De Betta) by means of lectin histochemistry. *Acta Histochemica (Jena)*. 93: 341-349.

Fujita T, Kobayashi S. 1977. Structure and Function of Gut Endocrine Cells. *International Review of Cytology*. Supplement. 6: 187-233.

Furness JB, Costa M. 1980. Types of nerves in the enteric nervous system. *Neuroscience*. 5: 1-20.

Gallego-Huidobro J, Pastor LM. 1996. Histology of the mucosa of the oesophagogastric junction and the stomach in adult *Rana perezii*. *Journal of Anatomy*. 188: 439-444.

George LL, Alves CER, Castro RRL. 1998. *Histologia comparada*. São Paulo: Editora Roca. 286 p.

Giraud S, Yeomans ND, John DJB. St. 1979. Ultrastructure and cytochemistry of the gastric mucosa of a reptile, *Tiliqua scincoides*. Cell and Tissue Research. 197(2): 281-294.

Grabowsky GM, Luciano L, Macy ER, Reale E. 1995. Morphologic variations of oxynticopeptic cells in the stomach of the river Ray, *Potamotrygon* sp. Journal of Aquaculture & Aquatic Sciences. 7: 38-44.

Grimelius L, Wilander E. 1980. Silver stains in the study of endocrine cells of the gut and pancreas. Investigative & Cell Pathology. 3: 3-12.

Ito M, Takata K, Saito S, Aoyagi T, Hirano H. 1985. Lectin-binding pattern in normal human gastric mucosa. A light and electron microscopic study. Histochemistry. 83: 189-193.

Jin SM. 1988. Histologia do antro pilórico de *Caiman crocodilus yacare* (Crocodilia – Reptilia). Revista Brasileira de Zoologia. 5(2): 189-192.

Junquera C, Martinez-Ciriano C, Castiella T, Serrano P, Aisa J, Calvo E, Lahoz M. 2001. Enteric plexus and interstitial cells of Cajal: interrelationship in the stomach of *Podarcis hispanica* (Reptilia). An ultrastructural study. Histology and Histopathology. 16: 869-881.

Karnovsky MJ. 1965. A formaldehyde – glutaraldehyde fixative of high osmolarity for use in electron microscopy. Journal of Cell Biology. 27:137.

Lehman S, Smith AA. 1975. Regional differentiation in the stomach of green anole. Anatomical Record. 220: 364-368.

Liquori GE, Mastrodonato M, Zizza S, Ferri D. 2007. Glycoconjugate histochemistry of the digestive tract of *Triturus carnifex* (Amphibia, Caudata). Journal of Molecular Histology. 38(3): 191-199.

Liquori GE, Scillitani G, Mastrodonato M, Ferri D. 2002. Histochemical investigations on the secretory cells in the oesophagogastric tract of the eurasian green toad, *Bufo viridis*. The Histochemical Journal. 34(10): 517-524.

Luppa H. 1977. Histology of the digestive tract. In Biology of the Reptilia (ed. Gans C, Parsons TS). London: Academic Press. p. 225-302.

Madrid JF, Ballesta J, Pastor LM, Perez-Tomas R, Hernandez F. 1989. Distribution of mucins in the mucosa of the digestive tract of reptiles: a histochemical study. Acta Histochemica. 85: 117-129.

Mello MLS, Vidal BC. 1980. Práticas de Biologia Celular. São Paulo: Editora Edgard Blücher Ltda. 71 p.

Michalany J. 1981. Técnica histológica em anatomia patológica. São Paulo: Editora Pedagógica e Universitária. 277 p.

Pearse AGE. 1968. Histochemistry Theoretical and Applied. Boston: Little, Brown & Company. 759 p.

Pereira JG. 2000. Estudos histológico e histoquímico do tubo digestivo e do pâncreas do *Kinosternon scorpioides* Linnaeus, 1766 (Reptilia, Chelonia, Kinosternidae), muçua. Dissertação de Mestrado: Universidade Federal de Viçosa, Viçosa - MG. 148 p.

Perez-Tomas R, Ballesta J, Madrid JF, Pastor LM, Hernandez F. 1990. Histochemical and Ultrastructural study of the digestive tract of the tortoise *Testudo graeca* (Testudines). Journal of Morphology. 204: 235-245.

Quintela FM, Loebmann D, Gianuca NM. 2006. Répteis continentais do município de Rio Grande, Rio Grande do Sul, Brasil. Revista Brasileira de Biociências. 14 (2): 180-188.

Ramires EM, Fraguas GM. 2004. Tropical House Gecko (*Hemidactylus mabouia*). Predation on Brown Spiders (*Loxosceles intermedia*). Journal of Venomous Animals and Toxins including Tropical Diseases, Botucatu. 10: 185-190.

Rocha CFD, Anjos LA. 2007. Feeding ecology of a nocturnal invasive alien lizard species, *Hemidactylus mabouia* Moreau de Jonnès, 1818 (Gekkonidae), living in an outcrop rocky area in southeastern Brazil. Brazilian Journal of Biology. 67(3): 485-491.

Rocha CFD, Dutra GF, Vrcibradic D, Menezes VA. 2002. The terrestrial reptile fauna of the Abrolhos archipelago: species list and ecological aspects. Brazilian Journal of Biology. 62(2): 285-291.

Rodrigues CAT, Jin SM, Silva MP, Tonelli SM, Kataoka E, Santos FR. 1988. Observações morfológicas sobre o estômago do *Caiman crocodilus yacare* (Daudin, 1802) Crocodilia-Reptilia. Revista Brasileira de Ciências Morfológicas. 5(2): 98-108.

Ruíz M-C, Acosta A, Abad MJ, Michelangeli F. 1993. Nonparallel secretion of pepsinogen and acid by gastric oxyntopeptic cells of the toad (*Bufo marinus*). American Journal of Physiology. 265 (28): G934-G941.

Santana MA, Menin E. 1994. Anatomia funcional do aparelho digestivo de *Leptodactylus labyrinthicus* Spix, 1824 (Amphibia, Anura, Leptodactylidae). Revista Ceres. 41: 138-167.

Sato A, Spicer SS. 1980. Ultrastructural cytochemistry of complex carbohydrates of gastric epithelium in the guinea pig. American Journal of Anatomy. 159: 307-329.

Sheahan DG, Jervis HR. 1976. Comparative histochemistry of gastrointestinal mucosubstances. American Journal of Anatomy. 146: 103-132.

Smith D, Dobson H, Spence E. 2001. Gastrointestinal studies in the Green iguana: technique and reference values. *Veterinary Radiology & Ultrasound*. 42(6): 515-520.

Sociedade Brasileira de Herpetologia. 2008. Brazilian reptiles – List of species. <http://www.sbherpetologia.org.br>.

Suganuma T, Katsuyama T, Tsukahara M, tatematsu M, Sakakura Y, Murata F. 1981. Comparative histochemical study of alimentary tracts with special reference to the mucous neck cells of the stomach. *American Journal of Anatomy*. 161: 219-238.

Teixeira RL. 2001. Comunidade de lagartos da restinga de Guriri, São Mateus - ES, Sudeste do Brasil. *Revista Atlântica*. 23: 77-94.

Teixeira RL. 2002. Aspectos ecológicos de *Gymnodactylus darwinii* (Sauria: Gekkonidae) em Pontal do Ipiranga, Linhares, Espírito Santo, Sudeste do Brasil. *Boletim do Museu de Biologia Prof. Mello Leitão*. 14: 21-31.

Vitt LJ. 1995. The ecology of tropical lizards in the Caatinga of Northeast Brazil. *Occasional Papers of the Oklahoma Museum of Natural History*. 1: 1-29.

Zug GR. 1993. *Herpetology: An Introductory biology of amphibians and reptiles*. San Diego, California: Ed. Academic Press, Inc. p. 123-146.

Capítulo 3

Morfologia dos intestinos da lagartixa *Hemidactylus mabouia* (Moreau de
Jonnès, 1818) (Squamata: Gekkonidae)

RESUMO. Quatorze exemplares adultos da lagartixa *Hemidactylus mabouia* foram eutanasiados e fragmentos dos intestinos delgado e grosso foram coletados e processados conforme métodos rotineiros para análises anatômica, histológica, histoquímica e ultra-estrutural. As secções histológicas foram coradas com azul de toluidina ou submetidas a técnicas para identificação de células endócrinas argirófilas e argentafins, de glicoconjugados e da atividade da fosfatase alcalina. O intestino delgado de *H. mabouia*, com seus segmentos duodeno, jejuno e íleo, é bem mais extenso e convoluto que o intestino grosso, que possui um cólon bastante dilatado seguido por um reto curto. O intestino delgado possui pregas longitudinais altas e delgadas, que lembram vilosidades, mas essas estruturas não estão presentes. Também não há criptas de Lieberkühn, glândulas de Brünner e células de Paneth. O epitélio de revestimento dos intestinos é simples prismático com células absorptivas, células mucossecretoras de glicoconjugados ácidos e neutros, e células enteroendócrinas argirófilas e argentafins. As células absorptivas são pouco freqüentes no intestino grosso e a borda estriada é ausente ou reduzida; já as células mucossecretoras são abundantes e aparecem com diferentes características morfológicas sob microscopia de varredura.

Palavras-chave: histoquímica, ultra-estrutura, intestino delgado, intestino grosso, lagartixa.

Introdução

Hemidactylus mabouia pertence a um grupo de lagartixas noturnas da família Gekkonidae e está geralmente associada a habitats antrópicos ou periantrópicos, sendo facilmente encontrada perto de fontes de luz (Vanzolini et al., 1968; Vitt, 1995). Segundo os estudos de Canyon e Hii (1997), as lagartixas domésticas capturam os insetos voadores que são atraídos pela luz e por isso são consideradas importantes agentes de controle biológico e predadores potenciais do mosquito *Aedes aegypti*, vetor da dengue e da febre amarela.

Por outro lado, as lagartixas são hospedeiras de vários parasitas, podendo representar um risco à saúde de outros animais ou mesmo do homem. Estudos parasitológicos têm demonstrado a presença de parasitas em várias espécies de lagartixas da família Gekkonidae, em especial naquelas do gênero *Hemidactylus*: espécies de *Salmonella* em *H. frenatus* (Westerlund 1966); uma espécie de *Plasmodium*, causadora de malária sauriana, em esfregaço sanguíneo de *H. mabouia* (Ball 1967) e de *H. platycephalus* (Telford, 1984); protozoários coccídeos no intestino delgado de *H. mabouia* (Paperna e Lainson, 1999, 2000); e helmintos gastrointestinais em *H. frenatus* e *H. garnotii* (Goldberg e Bursey, 2002).

Apesar da importância de *H. mabouia* como agente de controle biológico ou agente hospedeiro, são escassos os trabalhos referentes à biologia dessa espécie. Dentre os estudos morfológicos, aqueles a respeito do aparelho digestório são necessários para conhecer a estrutura e entender o funcionamento desse sistema, além de serem interessantes por facilitarem os estudos parasitológicos. Assim, neste trabalho objetivou-se descrever aspectos morfológicos dos intestinos delgado e grosso de *H. mabouia*.

Material e Métodos

O material biológico consistiu em 14 exemplares adultos de *Hemidactylus mabouia* (Moreau de Jonnés, 1818) (Squamata: Gekkonidae), com comprimento rostro-cloacal de 50-70 mm, dentre machos e fêmeas, coletados no período de janeiro a dezembro de 2007 (número da Licença do IBAMA: 10504-1) na área urbana de Viçosa, Minas Gerais – Brasil (20°45'14" sul, 42°52'55" oeste). Após dois dias de jejum, os animais foram eutanasiados com uma superdosagem de pentobarbital injetada intraperitonealmente e a cavidade peritoneal foi exposta por meio de uma incisão longitudinal mediana na região ventral. Todo o experimento foi conduzido de acordo com os “Princípios Éticos para o Uso de Animais de Laboratório” (Colégio Brasileiro de Experimentação Animal – COBEA, 1991).

Por meio de um paquímetro foram feitas medições do comprimento e diâmetro dos intestinos delgado e grosso de cada animal.

Para análise anatômica do revestimento interno, os intestinos de quatro animais foram incisados longitudinalmente, visualizados sob microscópio estereoscópico (SZ-40, Olympus) e fotografados com uma câmera (Coolpix 4500, Nikon) acoplada ao referido microscópio.

Para análises histológica e histoquímica, foram coletados fragmentos das regiões cranial, média e caudal dos intestinos de seis animais. Os fragmentos foram lavados em solução de tampão fosfato (pH 7.2), fixados em formalina de Carson (Carson et al., 1973) por 24 horas, desidratados em série etílica, incluídos em resina à base de glicol-metacrilato (Historesin®, Leica) e seccionados em micrótomo rotativo manual (RM2045, Leica), obtendo-se secções de 3µm de espessura. As secções foram coradas com azul de toluidina, visando à descrição panorâmica do órgão, ou submetidas aos seguintes métodos histoquímicos: alcian blue (AB) pH 2,5 e pH 0,5 para detecção de mucinas ácidas e mucinas ácidas sulfatadas, respectivamente (Bancroft e Stevens, 1996); ácido periódico de Schiff

(PAS) para mucinas neutras (Pearse, 1968); alcian blue conjugado com ácido periódico de Schiff para detecção simultânea de mucinas ácidas e neutras (McManus e Mowry, 1960); o método da fosfatase alcalina (FA) para identificação da atividade dessa enzima (Bancroft e Stevens, 1996); Grimelius para células endócrinas argirófilas (Grimelius e Wilander, 1980) e Masson-Fontana modificado (Barbosa et al., 1984) para células endócrinas argentafins, tendo como controle positivo segmentos de estômago e duodeno de camundongo, processados sob as mesmas condições. A observação e o registro fotográfico das secções foram realizados em microscópio óptico (BX60, Olympus), com câmera digital (QColor 3, Olympus) acoplada.

Para análise ultra-estrutural do revestimento interno, foram coletados fragmentos das regiões cranial, média e caudal dos intestinos de quatro animais. Os fragmentos foram lavados em solução de tampão cacodilato 0.1M (pH 7.4), fixados em solução de Karnovsky (Karnovsky, 1965) por 24 horas, desidratados em série etílica, secados até o ponto crítico, metalizados com ouro e examinados sob microscópio eletrônico de varredura (MEV, modelo LEO VP1430), com um sistema de captura para registro das imagens em computador.

Para obtenção dos dados morfométricos, imagens com resolução de 2048x1536 pixels foram analisadas utilizando-se o aplicativo Image-Pro Plus 4.5 (Media Cybernetcs, Inc). A partir das imagens histológicas e histoquímicas foram mensuradas a altura das células epiteliais e a espessura da borda estriada. Com base nas imagens de microscopia de varredura foi mensurado o diâmetro médio da superfície das células mucossecretoras, sendo o diâmetro médio obtido através da média entre os diâmetros maior e menor. Os dados morfométricos foram colocados em planilha eletrônica (Microsoft Office Excel 2003), sendo obtidos a média e o desvio padrão.

Resultados

Aspectos anatômicos

O intestino delgado de *H. mabouia* é um órgão tubular enovelado (Fig. 1A), com as alças intestinais dispostas lateralmente ao estômago, na porção mediana da cavidade peritoneal, estendendo-se para o antímero direito. Ele mede $53,8 \pm 16$ mm de comprimento, sendo seu limite cranial marcado pelo esfíncter pilórico e o limite caudal pela válvula íleo-cólica. Seu calibre diminui gradativamente da extremidade cranial à caudal, não sendo claros os limites entre os segmentos intestinais, particularmente entre o jejuno e o íleo. O duodeno é o segmento mais calibroso, com $2,5 \pm 0,5$ mm de diâmetro, e constitui uma curta porção ascendente, com $8,8 \pm 2,0$ mm de comprimento, sendo ligeira ou consideravelmente sigmóide dependendo do exemplar. Logo após o esfíncter pilórico, na face medial do duodeno, os ductos pancreático e colédoco desembocam como um ducto único. O jejuno é o segmento mais convoluto e extenso, com $32 \pm 7,2$ mm de comprimento. Sua porção inicial é mais calibrosa, com $2,0 \pm 0,4$ mm de diâmetro, que a sua porção final, com $1,4 \pm 0,3$ mm. O íleo é o segmento mais constricto, com $0,7 \pm 0,1$ mm de diâmetro. Ele possui $13 \pm 1,6$ mm de comprimento e se estende pelo antímero direito acolado à face dorsal da porção inicial do intestino grosso, adentrando cerca de 1 mm na sua extremidade cranial. No revestimento interno do intestino delgado há muitas pregas longitudinais, as quais são altas, delgadas e sinuosas no duodeno (Fig. 1B), tornando-se gradualmente menores e menos sinuosas do jejuno (Fig. 1C) ao íleo (Fig. 1D).

A transição do intestino delgado para o grosso é caracterizada pela válvula íleo-cólica (Fig. 1D), que se encontra após um estreitamento da porção final do íleo. O intestino grosso é bem mais curto e calibroso que o intestino delgado, além de menos convoluto (Fig. 1A). Ele possui dois segmentos distintos: o cólon, com $11,3 \pm 4,5$ mm de comprimento e $6,0 \pm 2,7$ mm de diâmetro, e o reto, com $5,3 \pm 2,3$ mm de

comprimento e $2,0 \pm 0,7$ mm de diâmetro. O cólon está localizado no antímero direito e, por ser bastante dilatado, assemelha-se a um saco. A extremidade crânio-medial desse segmento é ligeiramente expandida, porém não chega a formar um ceco. A parede do cólon é delgada e transparente. No lúmen colônico foram freqüentemente encontrados resíduos alimentares não digeridos, como pedaços de patas, asas e exoesqueletos, além de material liquefeito. Também foram observados nematelmintos (cerca de três) no lúmen do cólon de alguns exemplares. O revestimento interno do cólon (Figs. 1 D e E) é praticamente liso, existindo poucas pregas achatadas. O limite entre o cólon e o reto é evidenciado por uma ligeira curvatura em direção à linha mediana e pela diminuição do calibre tubular. O reto é um segmento curto de trajeto retilíneo cuja extremidade caudal é delimitada por uma prega transversal proeminente, que marca o início da cloaca. No revestimento interno do reto (Fig. 1E) existem pregas longitudinais retilíneas.

Aspectos histológicos e histoquímicos

A parede do intestino delgado (Figs 2A e B) é composta pelas túnicas mucosa, submucosa, muscular e serosa. A mucosa não possui vilosidades nem criptas de Lieberkühn, sendo formada por um epitélio de revestimento simples prismático (Figs. 2C e D), uma lâmina própria de tecido conjuntivo frouxo e uma camada de músculo liso, a muscular da mucosa. O epitélio de revestimento é constituído por células absortivas altas ($39,0 \pm 4,5 \mu\text{m}$), por células mucossecretoras caliciformes e por células enteroendócrinas argirófilas e argentafins, não existindo células de Paneth. As células absortivas são numerosas e por vezes dão a impressão de um epitélio pseudo-estratificado. Na sua extremidade apical existe uma borda estriada espessa ($3,3 \pm 0,7 \mu\text{m}$), PAS-positiva (Fig. 2D) e FA-positiva (Figs. 2E e F). O seu núcleo é oval, está posicionado na metade inferior da célula e possui um ou dois nucléolos. As células caliciformes

(Figs. 2C-H) são menos numerosas que as absorptivas, porém mais volumosas. O citoplasma das células caliciformes apresenta metacromasia e contém grânulos grandes. Mediante as técnicas para glicoconjugados, elas mostraram-se repletas de grânulos PAS-positivos e/ou AB-positivos (pH 2,5 e 0,5). Seu núcleo é alongado e está situado na porção basal. As células enteroendócrinas argirófilas e argentafins (Figs. 3A-C) estão dispersamente distribuídas ao longo do epitélio intestinal, localizadas predominantemente na base das pregas. Essas células são geralmente pequenas e com formas variadas, podendo algumas vezes apresentar um prolongamento apical extenso e estreito. Os seus grânulos secretórios ficam armazenados predominantemente na região infra-nuclear, podendo também ser encontrados acima do núcleo, inclusive no ápice da célula. As argirófilas são abundantes, em especial no duodeno, enquanto as argentafins são escassas. Muitas figuras mitóticas foram observadas em meio às células epiteliais, especialmente na metade inferior das pregas. Também foram vistos muitos linfócitos intraepiteliais (Fig. 2G), com núcleo pequeno e esférico. A membrana basal é pouco perceptível ou está ausente. A lâmina própria é delgada, formada por tecido conjuntivo frouxo, com pequenos vasos. A muscular da mucosa (Fig. 2C) é pouco desenvolvida e apresenta-se como uma fileira de fibras musculares lisas dispostas circularmente.

A túnica submucosa é delgada (Figs. 2A e B) e constituída por tecido conjuntivo frouxo, com vasos sanguíneos e linfáticos. No eixo das pregas há um vaso linfático longo e estreito. Mastócitos encontram-se dispersos pelo tecido conjuntivo da submucosa e da lâmina própria, com citoplasma repleto de grânulos metacromáticos, AB e PAS-positivos. Não foram localizados corpos de neurônios nem glândulas de Brünner na submucosa.

A túnica muscular é delgada (Figs. 2A e B) e possui duas camadas de músculo liso, uma circular interna e outra longitudinal externa, sendo a primeira

mais espessa que a última. O plexo mioentérico está situado entre as duas camadas musculares e apresenta gânglios nervosos com poucos corpos neuronais.

A túnica serosa (Fig. 2A) é formada por uma membrana de tecido conjuntivo frouxo revestida por mesotélio.

A parede do intestino grosso também é composta pelas túnicas mucosa, submucosa, muscular e serosa (Figs. 4A e B), com características similares àquelas descritas para o intestino delgado. Porém, o epitélio que reveste a mucosa do intestino grosso é mais alto ($63,0 \pm 18,0 \mu\text{m}$ no cólon; $56,0 \pm 18,0 \mu\text{m}$ no reto) que o do intestino delgado e constituído essencialmente por células mucossecretoras (Figs. 4A-F). Essas células apresentam características morfológicas diferentes daquelas do intestino delgado, sendo prismáticas, altas e estreitas, com núcleo oval situado na base e grânulos secretórios finos ocupando a metade apical do citoplasma. Tais grânulos são metacromáticos, PAS e AB-positivos (pH 2,5 e 0,5). As células absortivas (Figs. 4D e F) são pouco freqüentes e parecem ser desprovidas de borda estriada, não reagindo aos métodos do PAS e da fosfatase alcalina. Algumas células argentafins do intestino grosso apresentam grânulos concentrados na porção supra-nuclear e não na região infra-nuclear (Fig. 3B). Há um grande número de linfócitos intraepiteliais concentrados na porção basal do epitélio, podendo ser vistos também nas porções média e apical (Figs. 4C e D). A lâmina própria do intestino grosso (Fig. 4B) é geralmente delgada e não há criptas glandulares, embora no reto a base de algumas pregas penetre na lâmina própria como se fossem criptas. Em determinados trechos a lâmina própria se torna espessa, em decorrência da presença de aglomerados linfocitários (Fig. 4A). Esses aglomerados são alongados e possuem um centro com células claras e uma periferia com células de núcleo escuro, estas últimas também foram encontradas dispersas pelo conjuntivo da lâmina própria e de outros locais da parede intestinal. A muscular da mucosa do intestino grosso (Figs. 4A e B) é mais desenvolvida que a do intestino delgado e possui duas camadas de fibras musculares lisas, uma interna

disposta circularmente e outra externa disposta longitudinalmente. A túnica submucosa (Figs. 4A e B) aparenta ter uma menor densidade celular que a lâmina própria. A túnica muscular (Figs. 4A e B) é composta por duas camadas de músculo liso, uma circular interna e outra longitudinal externa, com espessuras similares.

Aspectos ultra-estruturais (MEV)

As pregas longitudinais do intestino delgado (Fig. 5A), especialmente as do duodeno, que são altas e delgadas, assemelham-se a vilosidades quando visualizadas a partir da borda lateral de um fragmento, sendo possível observar no interior dessas pregas um grande vaso linfático central com suas válvulas (Fig. 5B). O epitélio de revestimento (Figs. 5C e D) é composto por células de borda estriada, com muitos microvilos apicais, e por células de borda convexa, com pequenas projeções de membrana. As células de borda estriada são as células absorptivas e as de borda convexa são as células mucossecretoras. A borda estriada das células absorptivas forma um “tapete” na superfície intestinal, não sendo possível determinar o limite celular. As células mucossecretoras estão dispersas entre as células absorptivas ou agrupadas em pequenos aglomerados. A superfície das células mucossecretoras possui formato arredondado ou oval, com diâmetro médio de $4,1 \pm 1,0 \mu\text{m}$, e relevos variados, com poucas a muitas projeções de membrana, sendo as células mais proeminentes aquelas com menos projeções.

No intestino grosso, as pregas achatadas do cólon (Fig. 6A) se ramificam e se anastomosam formando uma rede. O epitélio de revestimento do cólon (Figs. 6B e C) é composto por três tipos celulares: células com borda convexa e projeções de membrana, células com borda convexa e praticamente lisa, e células achatadas com borda retraída. O primeiro tipo celular é arredondado ou oval e têm diâmetro médio de $7,9 \pm 1,3\mu\text{m}$; o segundo tipo também é arredondado ou oval e têm diâmetro médio de $5,4 \pm 1,0 \mu\text{m}$; e o terceiro tipo celular tem formato variado e

possui diâmetro médio de $3,7 \pm 1,0 \mu\text{m}$. No reto (Fig. 6D), o epitélio de revestimento é composto por células de borda convexa e células de borda reta, ambas com projeções de membrana na superfície, com formato arredondado a oval e diâmetro médio de $4,0 \pm 1,0 \mu\text{m}$. No intestino grosso foram observados protozoários flagelados (Fig. 6E) e bactérias agrupadas sobre a superfície das células (Fig. 6F).

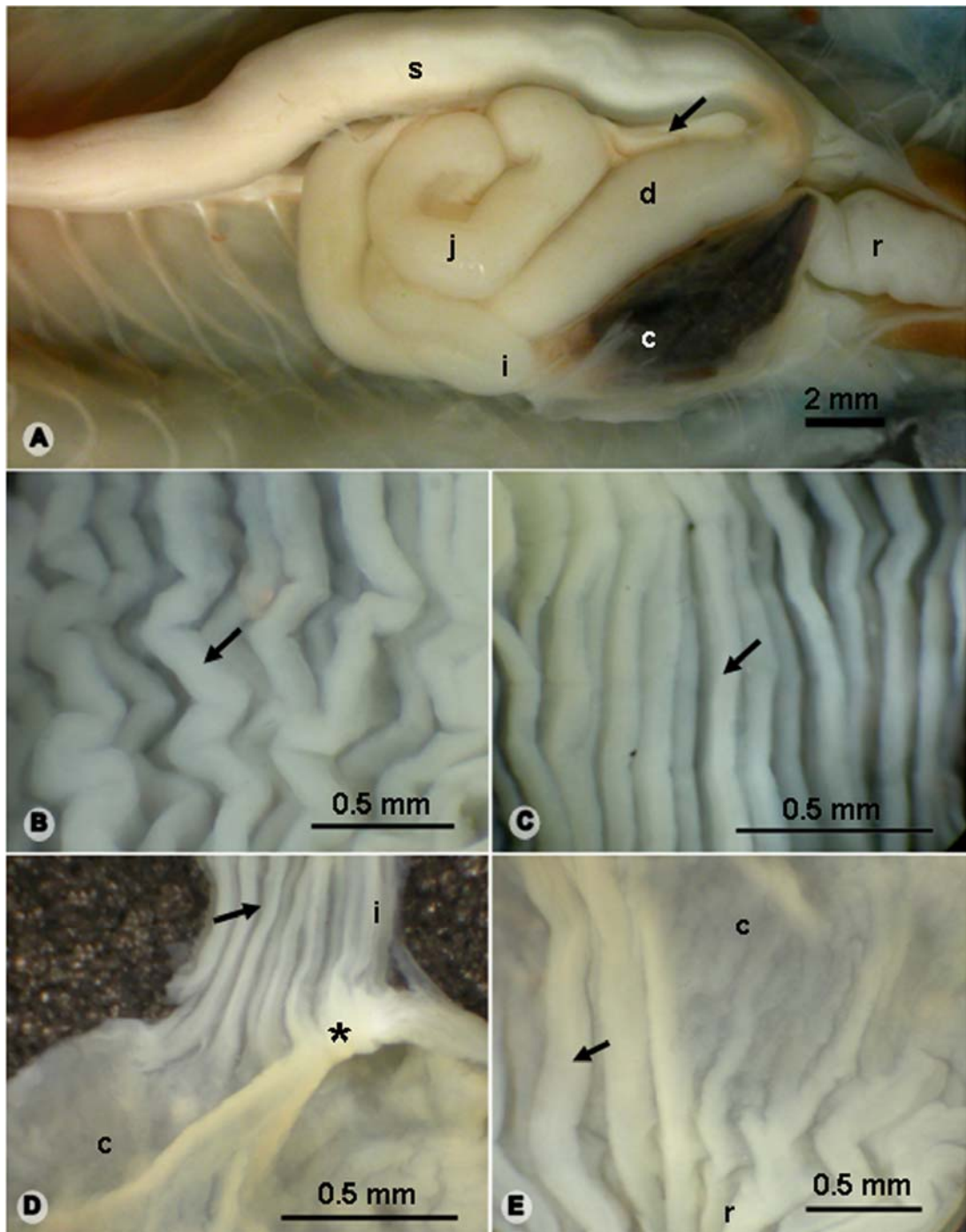


Figura 1: Anatomia dos intestinos delgado e grosso de *H. mabouia*. A- Intestino delgado com seus segmentos duodeno (d), jejuno (j) e íleo (i); e intestino grosso com seus segmentos cólon (C) e reto (r). s: estômago; seta: pâncreas. B- Revestimento interno do duodeno. seta: prega. C- Revestimento interno do jejuno. seta: prega. D- Revestimento interno da transição íleo-cólon. asterisco: válvula íleo-cólica; c: cólon; i: íleo; seta: prega. E- Revestimento interno do intestino grosso, transição cólon-retos. c: cólon; r: reto; seta: prega.

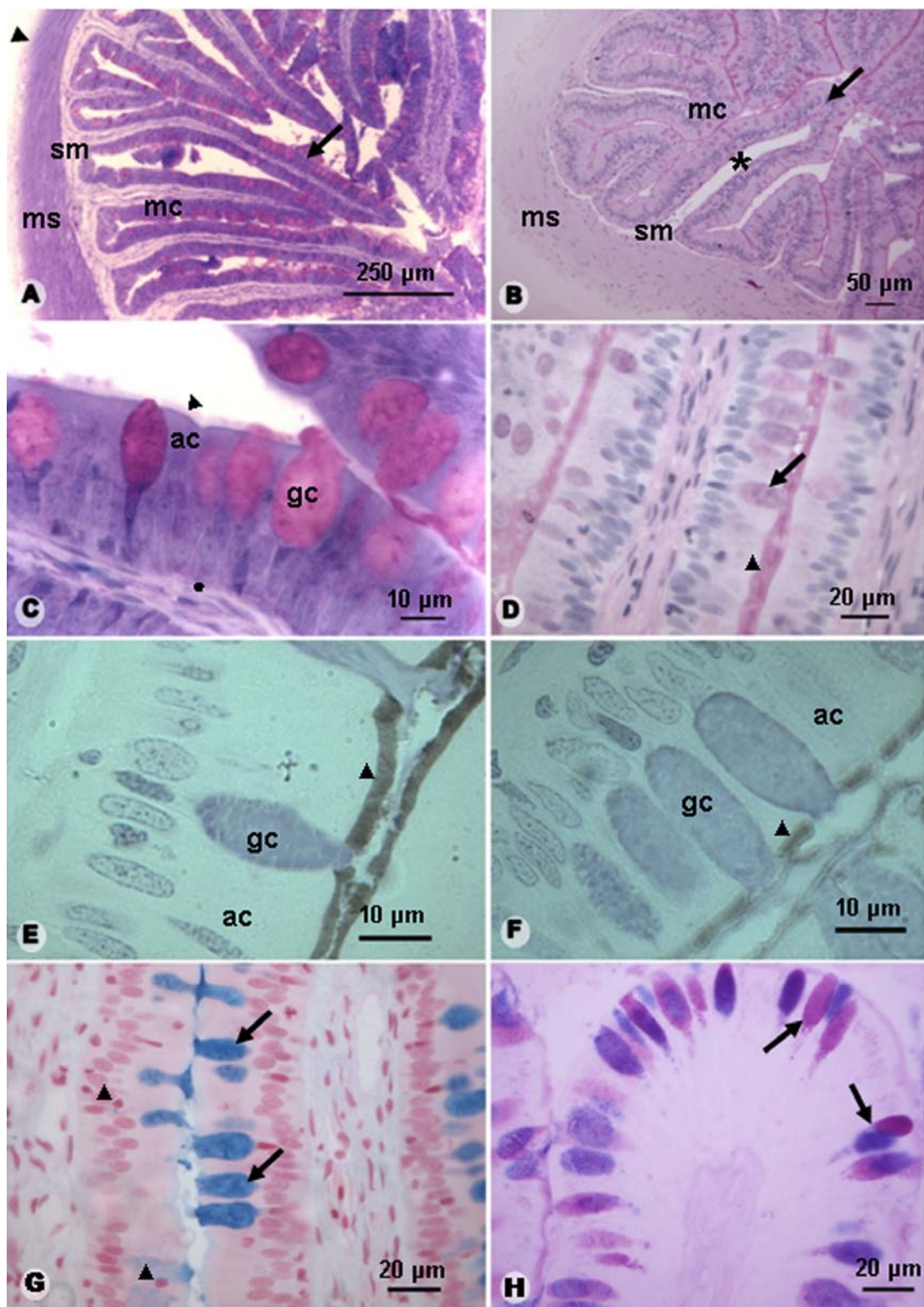


Figura 2: Histologia e histoquímica do intestino delgado de *H. mabouia*. A- Secção transversal da parede do duodeno (Azul de Toluidina). cabeça de seta: serosa; mc: mucosa; ms: muscular; seta: prega; sm: submucosa. B- Secção transversal da parede do jejuno (PAS). asterisco: vaso linfático central; mc: mucosa; ms: muscular; seta: prega; sm: submucosa. C- Túnica mucosa do duodeno (Azul de Toluidina). ac: célula absorptiva; cabeça de seta: borda estriada; gc: célula caliciforme; ponto: muscular da mucosa. D- Túnica mucosa do íleo (PAS). cabeça de seta: borda estriada; seta: célula caliciforme. E- Epitélio de revestimento do duodeno (Fosfatase Alcalina). cabeça de seta: borda estriada; ac: célula absorptiva; gc: célula caliciforme. F- Epitélio de revestimento do íleo (Fosfatase Alcalina). ac: célula absorptiva; cabeça de seta: borda estriada; gc: célula caliciforme. G- Túnica mucosa do íleo (Alcian Blue pH 2.5). cabeças de setas: linfócitos intraepiteliais; setas: células caliciformes. H- Epitélio de revestimento do duodeno (PAS-Alcian Blue). setas: células caliciformes.

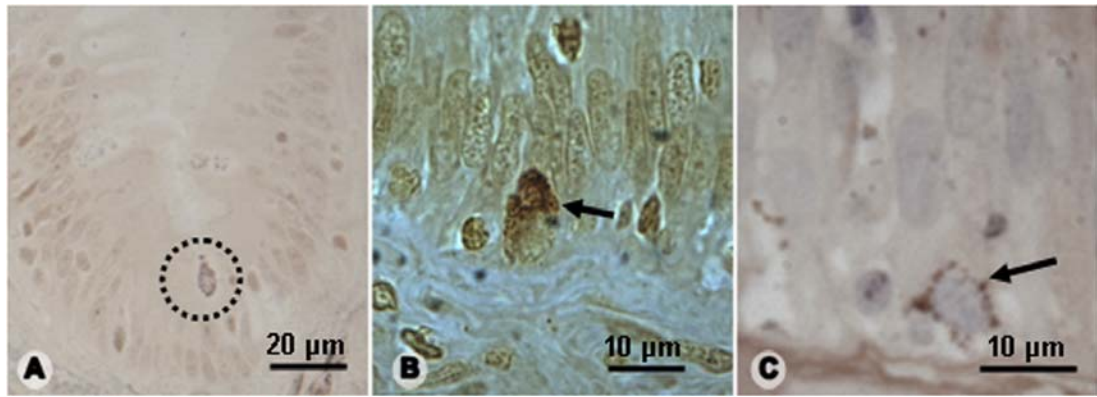


Figura 3: Células enteroendócrinas dos intestinos delgado e grosso de *H. mabouia*. A- Célula argirófila (círculo pontilhado) no duodeno. B- Célula argentafim (seta) no cólon. Célula argentafim (seta) no reto.

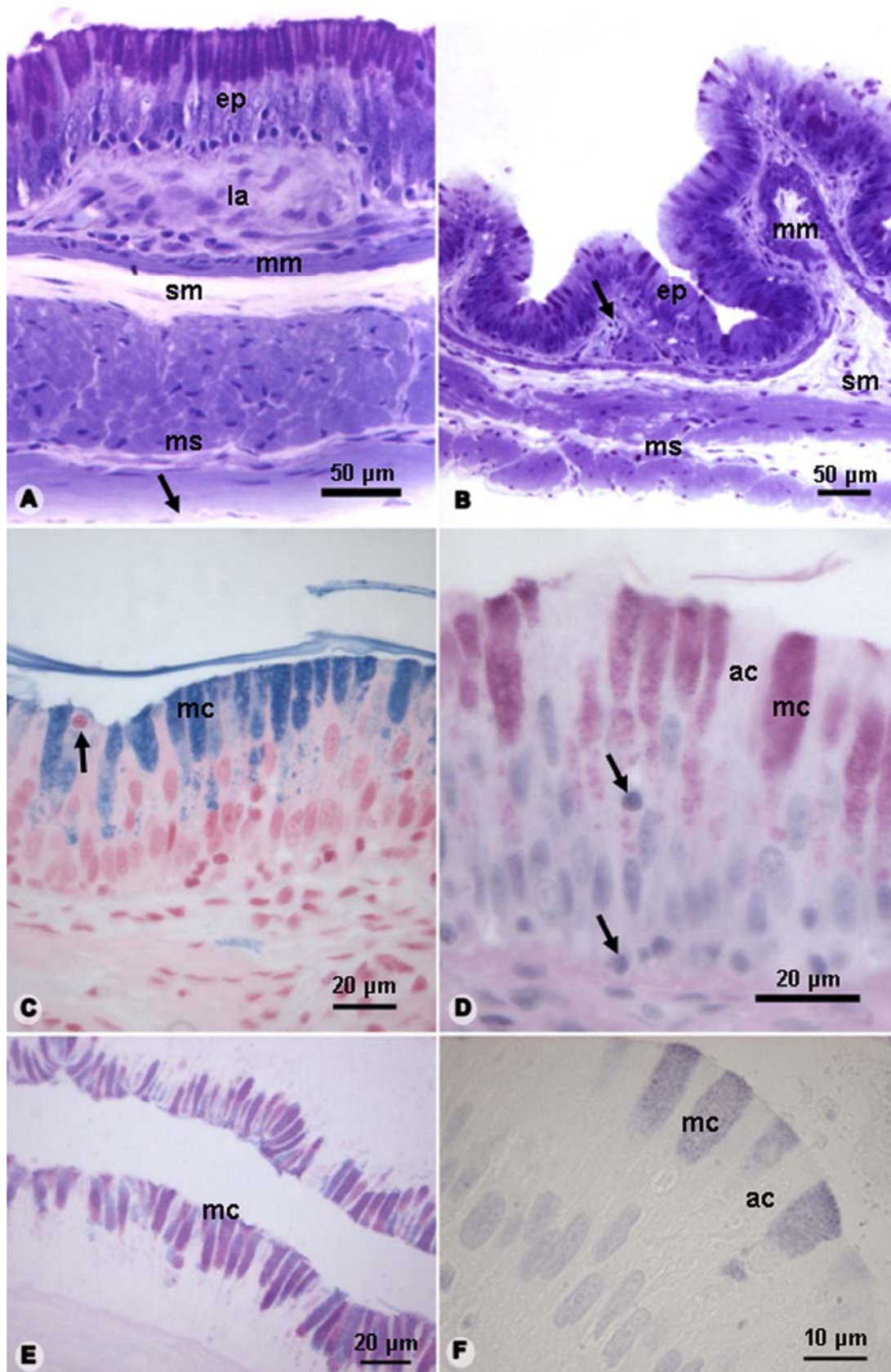


Figura 4: Histologia e histoquímica do intestino grosso de *H. mabouia*. A- Secção longitudinal da parede do cólon (Azul de Toluidina). ep: epitélio; la: aglomerado linfático; mm: muscular da mucosa; ms: muscular; seta: serosa; sm: submucosa. B- Secção transversal da parede do reto (Azul de Toluidina). ep: epitélio; mm: muscular da mucosa; ms: muscular; seta: lâmina própria; sm: submucosa. C- Epitélio de revestimento do reto (Alcian Blue pH 2.5). mc: células mucossecretoras; seta: linfócito intraepitelial. D- Epitélio de revestimento do reto (PAS). ac: célula absorptiva; mc: células mucossecretoras; setas: linfócitos intraepiteliais. E- Epitélio de revestimento do cólon (PAS-Alcian Blue). mc: células mucossecretoras. F- Epitélio de revestimento do cólon (Fosfatase Alcalina). ac: célula absorptiva; mc: célula mucossecretora.

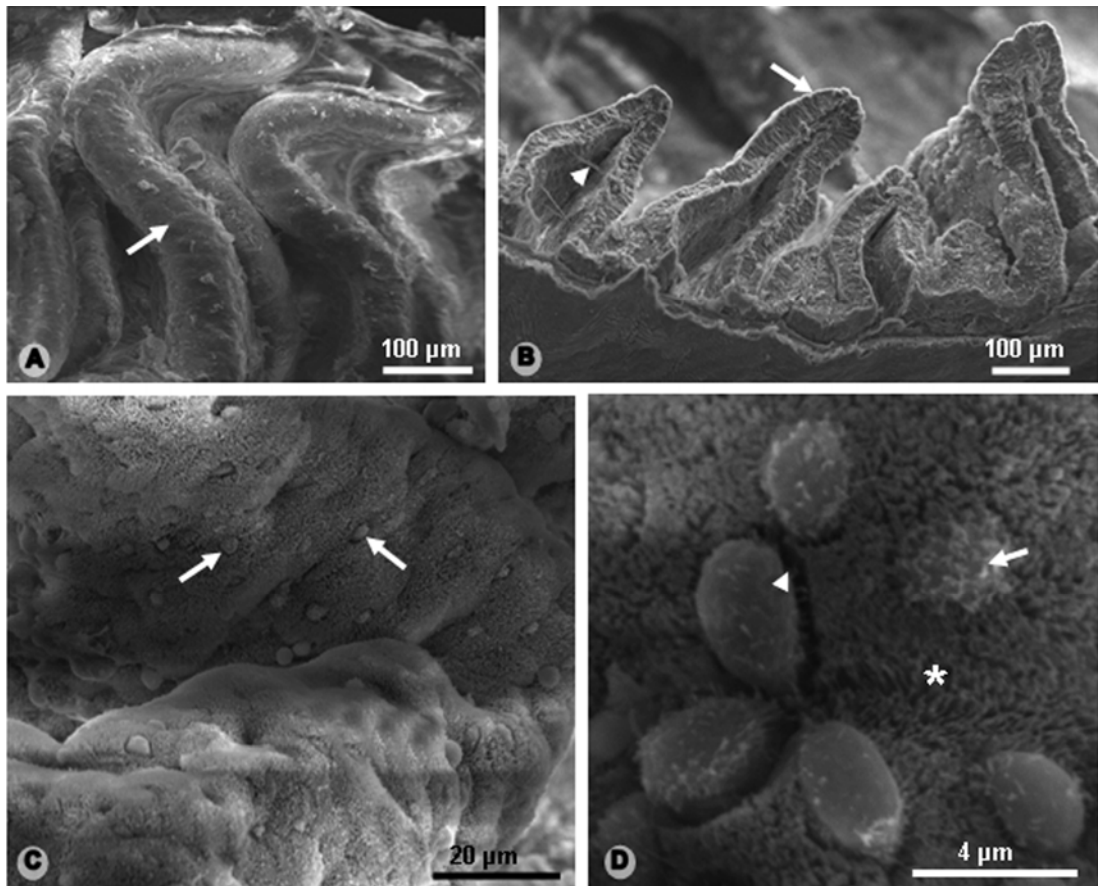


Figura 5: Ultra-estrutura do intestino delgado de *H. mabouia*. A- Revestimento interno do jejuno. seta: prega. B- Revestimento interno do duodeno. cabeça de seta: válvula do vaso linfático central; seta: prega. C- Epitélio de revestimento do íleo. setas: células mucossecretoras. D- Epitélio de revestimento do íleo. asterisco: borda estriada das células absorptivas; cabeça de seta: célula mucossecretora com poucas projeções de membrana; seta: célula mucossecretora com muitas projeções de membrana.

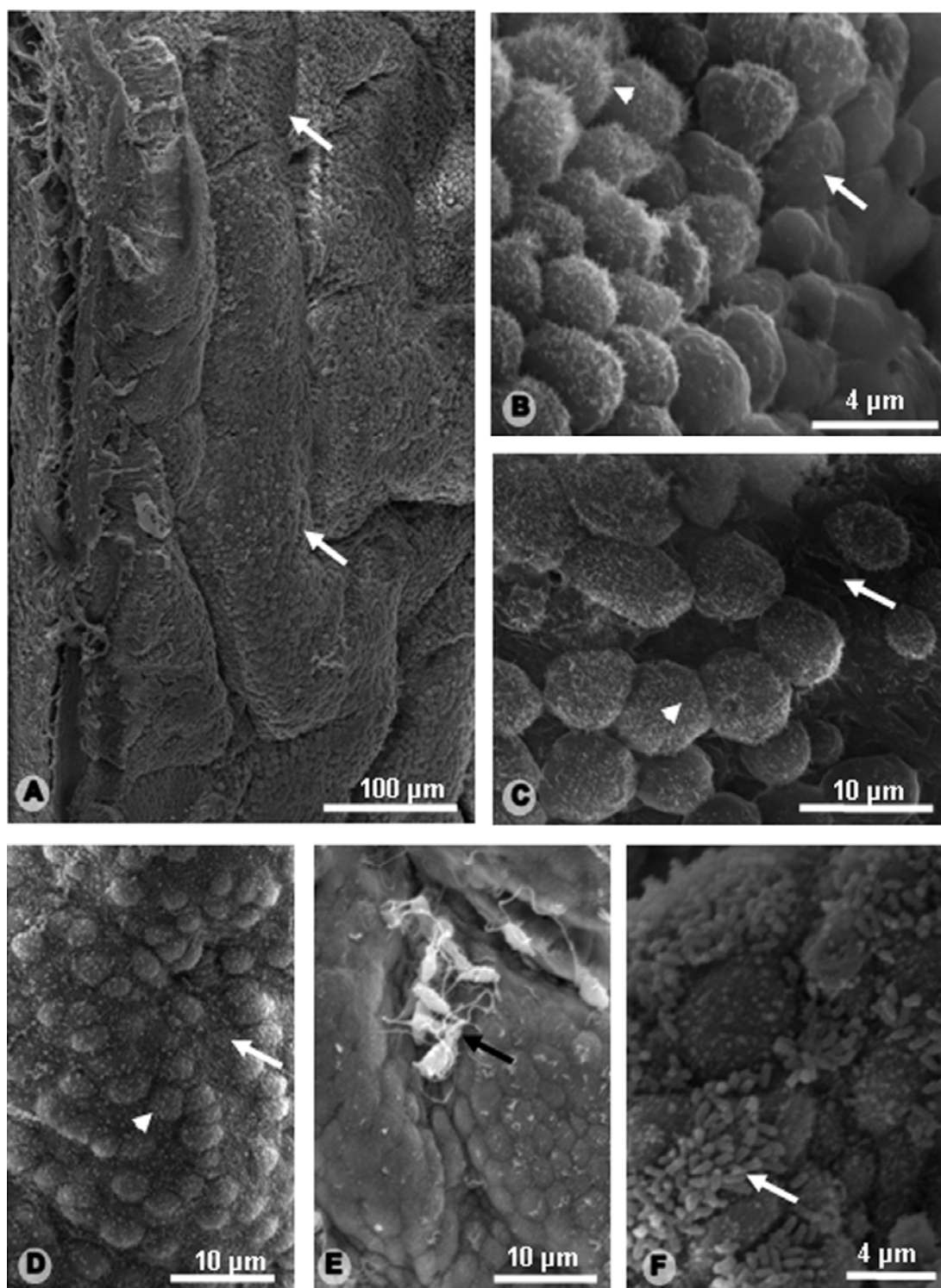


Figura 6: Ultra-estrutura do intestino grosso de *H. mabouia*. A- Revestimento interno do cólon. setas: pregas. B- Epitélio de revestimento do cólon. cabeça de seta: célula mucossecretora com muitas projeções de membrana; seta: célula mucossecretora com borda lisa. C- Epitélio de revestimento do cólon. cabeça de seta: célula mucossecretora com muitas projeções de membrana; seta: célula mucossecretora com borda retraída. D- Epitélio de revestimento do reto. cabeça de seta: célula mucossecretora com borda reta; seta: célula mucossecretora com borda convexa. E- Protozoários (seta) na superfície interna do cólon. F- Bactérias na superfície interna do reto.

Discussão

Em *Hemidactylus mabouia* foram observadas diferenças no calibre e no padrão de pregas ao longo do intestino delgado, o que permitiu a distinção entre duodeno, jejuno e íleo. Todavia, o intestino delgado dos répteis foi descrito por Zug (1993) como um tubo longo e estreito, com poucas diferenças regionais externa e internamente. Por outro lado, estudos de alguns autores ressaltam particularidades morfológicas dos segmentos do intestino delgado de algumas espécies reptilianas. O trabalho de Smith et al. (2001), por exemplo, descreve o duodeno de *Iguana iguana* como um segmento composto por uma parte inicial descendente seguida de outra ascendente, o jejuno como um segmento altamente espiralado, e o íleo como um segmento que se estende ao longo da superfície dorsal do cólon proximal.

Dada a ausência de vilosidades em *H. mabouia* e na maioria dos vertebrados inferiores (Ferri et al., 1976; Perez-Tomas et al., 1990; George et al., 1998), as longas pregas existentes no revestimento interno do intestino delgado constituem importantes estruturas amplificadoras da área digestiva e absorptiva.

Hemidactylus mabouia apresenta o intestino delgado aproximadamente três vezes mais longo que o intestino grosso, o que concorda com os relatos de Zug (1993), que afirmam que os répteis carnívoros têm intestino delgado longo e intestino grosso curto, enquanto nos herbívoros ocorre o inverso. Similarmente, os estudos de O`Grady et al. (2005) revelaram maior tamanho do intestino delgado em relação ao intestino grosso de lagartos insetívoros da família Liolaemidae, porém, contrariando os relatos de Zug (1993), eles mostraram que tal fato também ocorre em lagartos onívoros e herbívoros dessa família. Já nas iguanas *Conolophus pallidus* e *Amblyrhynchus cristatus*, espécies herbívoras, foi observado que o intestino grosso é mais longo que o delgado (Mackie et al., 2004).

Em *H. mabouia*, assim como em outros répteis carnívoros, a exemplo do *Caiman crocodilus yacare* (Jin et al., 1990), não há ceco entre os intestinos. A

presença de um ceco na junção dos intestinos é comum em répteis herbívoros e onívoros (Zug, 1993; Pereira, 2000; Smith et al., 2001; Mackie et al., 2004), o que conflui para aumentar o tempo de retenção da digesta e facilitar a fermentação de fibras pela microflora (Zug, 1993).

Como na maioria dos répteis (Zug, 1993; George et al. 1998; Smith et al., 2001) e em alguns anfíbios anuros (Duellman e Trueb, 1985), a transição entre os intestinos de *H. mabouia* é abrupta, marcada pela presença da valva íleo-cólica e pela mudança no diâmetro, com o intestino grosso, particularmente o cólon, sendo várias vezes mais calibroso que o intestino delgado.

O intestino grosso dos répteis é comumente habitado por nematelmintos (Mackie et al., 2004; O`Grady et al., 2005), sendo que a quantidade desses vermes nos herbívoros é duas vezes maior que nos onívoros e quatro vezes maior que nos insetívoros (O`Grady et al., 2005). Dada a grande freqüência e densidade de nematelmintos nos herbívoros, acredita-se que esses vermes não sejam simplesmente parasitas e sim organismos importantes para a digestão da matéria vegetal, uma vez que aumentam o tempo de retenção da digesta e com isso propiciam maior tempo de exposição das fibras à fermentação pela flora bacteriana (O`Grady et al., 2005). Na lagartixa estudada, os poucos nematelmintos encontrados no intestino grosso provavelmente são parasitas, assim como os protozoários e as bactérias.

A parede intestinal constituída por quatro túnicas é comum a todos os vertebrados (George et al., 1998), todavia, alguns aspectos morfológicos são divergentes entre eles. A mucosa do intestino delgado da maioria dos vertebrados inferiores, por exemplo, não possui vilosidades nem criptas de Lieberkühn (Andrew e Hickman, 1974; Perez-Tomas et al., 1990; George et al., 1998), as quais aparecem pela primeira vez nas aves (George et al., 1998). Alguns autores, entretanto, observaram vilosidades contendo vasos sanguíneos e um vaso quilífero central no intestino delgado de alguns répteis, como *Caiman crocodilus yacare* (Jin

et al., 1990), *Xerobates agassizii* (Barboza, 1995) e *Kinosternon scopioides* (Pereira, 2000). Em *H. mabouia*, embora as pregas altas e estreitas do intestino delgado pareçam vilosidades, essas estruturas estão ausentes, da mesma forma que as criptas de Lieberkühn, ausentes também no intestino grosso. Diferentemente, foi relatada a presença de criptas glandulares ou depressões semelhantes a criptas no cólon de alguns répteis, como nos lagartos do gênero *Sphenodon*, no lagarto *Anguis fragilis* e em crocodilos (Luppa, 1977).

O epitélio que reveste a mucosa intestinal de *H. mabouia* é similar ao da maioria dos vertebrados, sendo do tipo simples prismático (Jin et al., 1990; David et al., 1992; Banks, 1992; George et al., 1998; Pereira, 2000; Rodrigues, 2005). Diferentemente, o epitélio de revestimento do intestino delgado de algumas tartarugas e crocodilos demonstra características de estratificação (Luppa, 1977). Na jibóia *Python molurus bivittatus*, a característica do epitélio se altera conforme o estado alimentar do animal, sendo pseudo-estratificado durante o jejum e simples após a alimentação (Holmberg et al., 2003).

Em *H. mabouia*, como em outros vertebrados (Banks, 1992; George et al., 1998; Pereira, 2000; Rodrigues, 2005), o epitélio de revestimento do intestino delgado é composto pelas células absortivas, caliciformes e enteroendócrinas, porém, diferentemente da maioria dos mamíferos (Banks, 1992; Rodrigues, 2005), não possui células de Paneth. De acordo com Luppa (1977), alguns répteis apresentam o epitélio da base das pregas semelhante ao das criptas de Lieberkühn vistas em aves e mamíferos, com células absortivas, células caliciformes, células enteroendócrinas e células de Paneth.

Em *H. mabouia*, a espessura da borda estriada não se altera significativamente ao longo do intestino delgado, diferentemente do que foi verificado em outros répteis, como no muçua *Kinosternon scorpioides*, em que a borda estriada é mais espessa na porção proximal do intestino e mais curta distalmente (Pereira, 2000). Conforme Andrew e Hickman (1974), a mudança na

espessura da borda estriada ao longo do intestino possivelmente indica a diferença funcional no grau de atividade absorptiva dessas porções. No intestino grosso de *H. mabouia* a borda estriada deixa de existir. A ausência da borda estriada também foi detectada no ceco das serpentes *Natrix natrix* e *Vipera berus* (Przystalski, 1980).

A reação PAS-positiva na borda estriada do intestino delgado de *H. mabouia* demonstra a presença do glicocálix que, segundo Dellmann e Brown (1982), é um revestimento superficial rico em carboidratos presente na superfície livre de todas as células epiteliais, sendo particularmente bem desenvolvido nos microvilos, onde serve como uma camada protetora ao permitir que apenas substâncias dissolvidas penetrem entre os microvilos. A reação também foi positiva com o método histoquímico para fosfatase alcalina, indicando a atividade dessa enzima nos microvilos do intestino delgado. Conforme Geddes e Philpott (2008), a função fisiológica e os substratos naturais da fosfatase alcalina não são bem conhecidos, contudo, a conservação dessa enzima em bactérias e fungos e sua expressão na maior parte das células animais indicam que ela cumpre um papel em uma função biológica básica. De acordo com esses autores, uma possível função para a fosfatase alcalina é hidrolisar ésteres de fosfato para gerar fosfato inorgânico para sua captação e, mais recentemente, tem sido demonstrada a importância dessa enzima na manutenção da barreira intestinal, realizando a destoxificação dos lipopolissacarídeos da membrana externa das bactérias, os quais seriam responsáveis por mediar o choque séptico.

Em *H. mabouia*, o epitélio de revestimento do intestino grosso é bastante alto e repleto de linfócitos intraepiteliais, o que reflete as necessidades de proteção deste órgão contra microrganismos invasores, tendo em vista que a cloaca se configura uma “porta” de entrada para tais microrganismos. O intestino grosso de *H. mabouia* é revestido essencialmente por células mucossecretoras, sendo que os diferentes tipos morfológicos observados em microscopia de varredura certamente correspondem a estágios de secreção diferentes da mesma célula. Segundo

George et al. (1998), o epitélio de revestimento do intestino grosso dos répteis apresenta um padrão estrutural similar ao do intestino delgado, sendo revestido por células colunares interpostas entre numerosas células caliciformes. Além dessas células, foi relatada a presença de células de Paneth no intestino grosso de crocodilos, alojadas nas criptas glandulares do cólon (Luppa, 1977). No intestino delgado, as células de Paneth são responsáveis por regular a população da flora bacteriana ao secretarem enzimas bactericidas (Banks, 1992); entretanto, no intestino grosso sua função não é bem conhecida.

Assim como em *H. mabouia*, as células mucossecretoras de outros vertebrados (Barboza, 1995; George et al., 1998; Pereira, 2000) são menos freqüentes que as absortivas no intestino delgado, tornando-se mais numerosas no intestino grosso, onde são predominantes. O muco secretado no intestino delgado lubrifica o alimento, facilitando a sua passagem ao longo do canal alimentar e prevenindo danos mecânicos à mucosa; e o muco secretado no intestino grosso, particularmente na sua na parte caudal, envolve grandes concentrações dos conteúdos para a defecação, facilitando o deslizamento das fezes (George et al. 1998). O muco produzido nos intestinos de *H. mabouia* é misto, contendo glicoconjugados ácidos e neutros, enquanto em alguns répteis foram observados somente glicoconjugados ácidos (Madrid et al., 1989) ou neutros (Pereira, 2000). Além da função lubrificante, os glicoconjugados ácidos podem proteger o muco intestinal da ação degradativa de glicosidases fecais (Rhodes et al, 1985), e os glicoconjugados neutros, especialmente no duodeno, podem neutralizar o material ácido recebido do estômago (Duellman e Trueb, 1985).

Concordando com os relatos de Santos e Zucoloto (1996) de que toda célula argentafim é também argirófila, em *H. mabouia* as células argirófilas foram observadas ao longo dos intestinos com maior freqüência que as argentafins. Similarmente, células argirófilas foram comumente encontradas no intestino do lagarto *Podarcis hispanica* (Burrel et al., 1991) e do muçua *Kinosternon scorpioides*

(Pereira, 2000). De acordo com Grimelius e Wilander (1980), a reação argentafim, propiciada pela técnica de Masson Fontana, aparece somente nas células contendo serotonina; já a técnica de Grimelius cora quase todas as células enteroendócrinas do trato gastrointestinal. A serotonina é secretada em resposta a alterações no conteúdo do lúmen intestinal, como a presença de solução de glicose hiperosmótica ou de ácido (Drapanas et al., 1969), e atua estimulando terminações nervosas aferentes da lâmina própria ou do plexo submucoso para transmitir informações do intestino para o sistema nervoso central (Fujita e Kobayashi, 1977). Fortes evidências indicam que a serotonina liberada pelo duodeno participa da inibição por "feedback" das funções motoras gástricas durante a fase intestinal da digestão (Raybould, 2002). Logo, a maior densidade de células argentafins no duodeno de *H. mabouia*, assim como no de outros répteis (Luppa, 1977), está relacionada com a importância deste segmento para as funções gastrointestinais.

Em *H. mabouia*, uma vez que não há criptas intestinais, as células-tronco responsáveis pela renovação do epitélio estão esparsamente distribuídas entre as células diferenciadas, enquanto no intestino dos vertebrados superiores elas estão localizadas nas criptas de Lieberkühn (Reece, 2008). No intestino grosso de algumas espécies reptilianas como *Chrysemys picta* (Wurth e Musacchia, 1964), *Lacerta lepida* (Perez-Tomas et al., 1989) e *Mauremys caspica* (Perez-Tomas et al., 1989; Tarakçi et al., 2005), assim como em anfíbios urodelos (Andrew e Hickman, 1974), existem "ninhos celulares" na lâmina própria abaixo do epitélio, que estão conectados a ele por uma estreita ponte de células. Os "ninhos" contêm uma variedade de células: algumas são aparentemente células epiteliais normais, algumas com gotas de muco, algumas linfocíticas, outras com citosol claro, e ainda outras em divisão mitótica, o que indica que eles são sítios de proliferação de novas células (Andrew e Hickman, 1974). As entradas dos "ninhos celulares", semelhantes a criptas, têm sido chamadas de "glândulas" e provavelmente correspondem às criptas de Lieberkühn dos mamíferos, que também têm função

regenerativa (Andrew e Hickman, 1974). Perez-Tomas et al. (1989) e Tarakçi et al. (2005) identificaram células imunorreativas à serotonina no epitélio da superfície e nos “ninhos celulares”, sugerindo que este mediador químico tem ação trófica sobre o epitélio intestinal. Embora não haja “ninhos celulares” e nem criptas no intestino grosso de *H. mabouia*, as células argentafins estão presentes no epitélio de revestimento e certamente secretam serotonina, o mediador químico para a renovação epitelial.

Como em *H. mabouia*, linfócitos intraepiteliais estão presentes no intestino dos répteis *Lacerta hispanica*, *Psammodromus algirus*, *Mauremys caspica* e *Natrix maura*, variando em frequência e posição no epitélio (Solas e Zapata, 1980). Segundo Luppa (1977), nódulos linfóides são encontrados na lâmina própria do intestino delgado dos répteis. Já em *H. mabouia*, os nódulos linfóides são freqüentes no intestino grosso, o que é interessante tendo em vista que a cloaca constitui uma entrada para organismos invasores.

Curiosamente, a membrana basal não está presente ou é pouco evidente ao longo dos intestinos de *H. mabouia*, assim como nos outros segmentos do tubo digestivo dessa espécie (Observação pessoal).

Em *H. mabouia*, a muscular da mucosa é mais desenvolvida no intestino grosso que no delgado, sendo composta por duas camadas, uma circular interna e outra longitudinal externa, o que também é visto na maioria dos répteis (Luppa, 1977). Entretanto, em alguns répteis, como nas tartarugas do gênero *Emys*, a muscular da mucosa do cólon é delgada, não sendo evidente a dupla camada (Luppa 1977). Já em outros répteis, como no *Caiman crocodilus yacare*, uma dupla camada de fibras musculares lisas é vista também no intestino delgado (Jin et al., 1990).

A túnica submucosa intestinal de *H. mabouia* é similar a de outros vertebrados não-mamíferos, composta por uma estreita faixa de tecido conjuntivo frouxo, estando ausentes as glândulas de Brünner (Perez-Tomas et al., 1990; David

et al. 1992; George et al., 1998; Pereira, 2000). O plexo nervoso submucoso de *H. mabouia* é diferente daquele dos mamíferos (Furness e Costa, 1980; Banks, 1992; Rodrigues, 2005) e similar ao de outros répteis como o da jibóia *Python molurus bivittatus* (Holmberg et al., 2003), não apresentando corpos de neurônios.

A túnica muscular dos intestinos de *H. mabouia* é estruturalmente similar à da maioria dos répteis (Luppa, 1977; Przystalski, 1980; Jin et al., 1990; Holmberg et al., 2003) e de outros vertebrados (David et al., 1992; George et al., 1998; Rodrigues, 2005), assim como a túnica serosa, que é semelhante à dos demais vertebrados (Andrew e Hickman, 1974). O plexo nervoso mioentérico, que é o responsável pelo controle dos movimentos peristálticos, não é tão desenvolvido nos intestinos de *H. mabouia* quanto no dos mamíferos (Gabella, 1971; Furness e Costa, 1980), apresentando poucos corpos neuronais.

Concluindo, *H. mabouia* tem um intestino relativamente curto, principalmente o intestino grosso, assim como os demais répteis carnívoros. O intestino delgado de *H. mabouia*, assim como o da maioria dos répteis, é menos complexo que o dos mamíferos, pois não possui vilosidades e nem criptas de Lieberkühn. O intestino grosso também é menos complexo, não apresentando criptas de Lieberkühn e sendo escassas as células absortivas. Fato intrigante foi a ausência da borda estriada ou desta ser bastante reduzida no intestino grosso. Como na maioria dos vertebrados, as células enteroendócrinas argirófilas e argentafins estão dispersas ao longo do epitélio e as mucossecretoras aumentam em densidade do intestino delgado para o grosso, onde são abundantes e apresentam diferentes características morfológicas de acordo com seu estado de secreção.

Referências Bibliográficas

Andrew W, Hickman CP. 1974. Histology of the vertebrates. A comparative text. Saint Louis: The C. V. Mosby Company. 439 p.

Ball GH. 1967. Some blood sporozoans from East African reptiles. The Journal of Protozoology. 14: 198-210.

Bancroft JD, Stevens A. 1996. Theory and practice of histological techniques. New York: Churchill Livingstone. 766 p.

Banks WJ. 1992. Histologia Veterinária Aplicada. São Paulo: Manole. 629 p.

Barbosa AJA, Castro LPF, Nogueira AMF. 1984. A simple and economical modification of the Masson-Fontana method for staining melanin granules and enterochromaffin cells. Stain Technology. 59(4):193-196.

Barboza PS. 1995. Digesta passage and functional anatomy of the digestive tract in the desert tortoise (*Xerobates agassizii*). Journal of Comparative Physiology B. 165: 193-220.

Burrell MA; Villaro AC; Rindi G; Solcia E; Polak JM; Sesma P. 1991. A histological and immunocytochemical study of the neuroendocrine cells in the intestine of *Podarcis hispanica* Steindachner, 1870 (Lacertidae). Cell and Tissue Research. 263: 549-556.

Canyon DV, Hii JLK. 1997. The gecko: an environmentally friendly biological agent for mosquito control. Medical and Veterinary Entomology. 11: 319-323.

Carson, FL, Martin JH, Lynn, JA. 1973. Formalin fixation for electron microscopy: a re-evaluation. American Journal of Clinical Pathology. 59: 365-373.

- David RC, Menin E, Matos GT. 1992. Histologia do aparelho digestivo de *Coragyps atratus brasiliensis* Bonaparte, 1850 (Falconiformes, Cathartidae). Revista Ceres. 39 (222): 153-176.
- Dellmann H-D, Brown EM. 1982. Histologia veterinária. Guanabara Koogan. Rio de Janeiro. 397 p.
- Drapanas T, McDonald JC, Stewart JD. 1969. Serotonin release following instillation of hypertonic glucose into the proximal intestine. Annals of Surgery. 156: 528-536.
- Duellman WE, Trueb L. 1985. Biology of amphibians. New York: McGraw-Hill Book Company. 610 p.
- Ferri S, Junqueira LC, Medeiros LF, Medeiros LO. 1976. Gross, microscopic and ultrastructural study of the intestinal tube of *Xenodon merremii* Wagler, 1824 (Ophidia). Journal of Anatomy. 121(Pt 2): 291-301.
- Fujita T, Kobayashi S. 1977. Structure and function of gut endocrine cells. International Review of Cytology. Supplement. 6: 187-233.
- Furness JB, Costa M. 1980. Types of nerves in the enteric nervous system. Neuroscience. 5: 1-20.
- Gabella G. 1971. Neuron size and number in the myenteric plexus of the newborn and adult rat. Journal of Anatomy. 109(1): 81-95.
- Geddes K, Philpott DJ. 2008. A new role for intestinal alkaline phosphatase in gut barrier maintenance. Gastroenterology. 135(1): 8-12.
- George LL, Alves CER, Castro RRL. 1998. Histologia comparada. São Paulo: Editora Roca. 286p.

Goldberg SR, Bursley CR. 2002. Gastrointestinal helminths of seven gekkonid lizard species (Sauria: Gekkonidae) from Oceania. *Journal-of-Natural-History*. 36(18): 2249-2264

Grimelius L, Wilander E. 1980. Silver stains in the study of endocrine cells of the gut and pancreas. *Investigative & Cell Pathology*. 3: 3-12.

Holmberg A, Kaim J, Persson A, Jensen J, Wang T, Holmgren S. 2003. Effects of digestive status on the reptilian gut. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A*. 133: 499-518.

Jin SM, Maruch SMG, Rodrigues MAM, Pacheco P. 1990. Histologia geral dos intestinos de *Caiman crocodilus yacare* (Crocodylia: Reptilia). *Revista Brasileira de Zoologia*. 7(1/2): 111-120.

Karnovsky MJ. 1965. A formaldehyde – glutaraldehyde fixative of high osmolarity for use in electron microscopy. *Journal of Cell Biology*. 27:137.

Luppa H. 1977. Histology of the digestive tract. In *Biology of the Reptilia* (ed. Gans C, Parsons TS). London: Academic Press. p. 225-302.

Mackie RI, Rycyk M, Ruemmler RL, Aminov RI, Wikelski M. 2004. Biochemical and microbiological evidence for fermentative digestion in free-living land iguanas (*Conolophus pallidus*) and marine iguanas (*Amblyrhynchus crotatus*) on the Galápagos Archipelago. *Physiological and Biochemical Zoology*. 77(1): 127-138.

McManus JFA, Mowry RW. 1960. *Staining Methods*. *Histol Histochem*. New York: Paul B. Hoeber. 423 p.

Madrid JF, Ballesta J, Pastor LM, Perez-Tomas R, Hernandez F. 1989. Distribution of mucins in the mucosa of the digestive tract of reptiles: a histochemical study. *Acta Histochemica*. 85: 117-129.

O`Grady SP, Morando M, Avila L, Dearing MD. 2005. Correlating diet and digestive tract specialization: examples from the lizard family Liolaemidae. *Zoology*. 108: 201-210.

Paperna I, Lainson R. 1999. The ultrastructure of some endogenous stages of the coccidian *Eimeria boveroi* Carini & Pinto, 1926 in the gut epithelial cells of the gecko *Hemidactylus mabouia* from Brazil. *Parasite*. 6(3): 237-42.

Paperna I, Lainson R. 2000. The Fine Structure of the Endogenous Stages of *Isoospora hemidactyli* Carini, 1936 in the Gecko *Hemidactylus mabouia* from North Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 95(1): 43-47.

Pearse AGE. 1968. *Histochemistry Theoretical and Applied*. Boston: Little, Brown & Company. 759 p.

Pereira JG. 2000. Estudos histológico e histoquímico do tubo digestivo e do pâncreas do *Kinosternon scorpioides* Linnaeus, 1766 (Reptilia, Chelonia, Kinosternidae), muçua. Dissertação de Mestrado: Universidade Federal de Viçosa, Viçosa - MG. 148 p.

Perez-Tomas R, Ballesta J, Madrid JF, Pastor LM, Hernandez F. 1990. Histochemical and ultrastructural study of the digestive tract of the tortoise *Testudo graeca* (Testudines). *Journal of Morphology*. 204: 235-245.

Perez-Tomas R, Ballesta J, Pastor LM, Madrid JF, Polak JM. 1989. Comparative immunohistochemical study of the gastroenteropancreatic endocrine system of three reptiles. *General and Comparative Endocrinology*. 76: 171-191.

Przystalski A. 1980. The dimensions of the mucosa and the structure of the alimentary canal in some reptiles. *Acta Biologica Cracoviensia*. 23: 1-33.

Raybould HE. 2002. Visceral perception: sensory transduction in visceral afferents and nutrients. *Gut*. 51(Suppl I): i11-i14.

Reece WO. 2008. Anatomia funcional e fisiologia dos animais domésticos. São Paulo: Editora Roca. 468 p.

Rhodes JM, Black RR, Gallimore R e Savage A. 1985. Histochemical demonstration of desialitation and desulphation of normal and inflammatory bowel disease rectal mucus by faecal extracts. *Gut*. 26: 1312-1318.

Rodrigues SS. 2005. Aspectos anátomo-histológicos e neuro-endócrinos do intestino delgado da capivara *Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766 (Mammalia, Rodentia, Hydrochaeridae). Dissertação de Mestrado: Universidade Federal de Viçosa, Viçosa - MG. 105 p.

Santos GC, Zucoloto S. 1996. Células endócrinas gastrointestinais: Breve histórico e principais métodos de identificação à microscopia óptica. *Arquivos de Gastroenterologia*. 33(1): 36-43.

Smith D, Dobson H, Spence E. 2001. Gastrointestinal studies in the Green iguana: technique and reference values. *Veterinary Radiology & Ultrasound*. 42(6): 515-520.

Solas MT, Zapata A. 1980. Gut-associated lymphoid tissue (GALT) in reptiles: intraepithelial cells. *Developmental and Comparative Immunology*. 4: 87-99.

Tarakçi BG, Köprücü SS, Yaman M. 2005. An Immunohistochemical Study on the Endocrine Cells in the Gastrointestinal Tract of the Freshwater Turtle, *Mauremys caspica caspica*. *Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences*. 29: 581-587.

Telford SR Jr. 1984. Studies on African saurian malarías: three plasmodium species from gekkonid hosts. *The Journal of Parasitology*. 70(3): 343-354.

Vanzolini PE. 1968. Lagartos brasileiros da família Gekkonidae (Sauria). Arquivos de Zoologia do Estado de São Paulo. 17: 1-84.

Vitt LJ. 1995. The ecology of tropical lizards in the Caatinga of northeast Brazil. Occasional Papers of the Oklahoma Museum of Natural History. 1: 1-29.

Westerlund NC. 1966. Bacterial pathogens in feces of small animals in the Philippines. 5th Epidemiological Flight. 7 p.

Wurth SM, Musacchia WJ. 1964. Renewal of intestinal epithelium in the freshwater turtle. The Anatomical record. 148: 427-439.

Zug GR. 1993. Herpetology: An Introductory biology of amphibians and reptiles. San Diego, California: Ed. Academic Press, Inc. p. 123-146.

4. Conclusão Geral

- O esôfago de *H. mabouia* possui epitélio pseudoestratificado ciliado com células secretoras de mucinas ácidas e neutras;
- A transição esôfago-gástrica apresenta trechos de epitélio esofágico e trechos de epitélio característico do estômago, simples prismático mucossecretor de mucinas neutras;
- No esôfago não foram observadas células endócrinas e na transição esôfago-gástrica foram encontradas células endócrinas argentafins e não argirófilas;
- A lâmina própria esofágica é delgada e aglandular;
- A lâmina própria da transição esôfago-gástrica é espessa e contém glândulas acinosas simples ramificadas, compostas por células secretoras de mucinas neutras e células zimogênicas produtoras de pepsinogênio;
- Na transição esôfago-gástrica há corpos neuronais nas túnicas mucosa e serosa;
- O estômago possui epitélio simples prismático mucossecretor de mucinas neutras;
- O estômago possui uma extensa região fúndica e uma curta região pilórica, sendo que a fúndica pode ser subdividida nas porções oral e aboral;
- Na lâmina própria da região fúndica oral há extensas glândulas túbulo-acinosas simples ramificadas, que se tornam menores, menos ramificadas e mais tubulares na fúndica aboral, e são tubulares simples e curtas na pilórica;
- As glândulas gástricas são compostas de células mucossecretoras no colo e células oxintopépticas na base, exceto as glândulas pilóricas, constituídas por células mucossecretoras e células endócrinas;
- As células oxintopépticas da região fúndica oral são diferentes daquelas da fúndica aboral em relação à densidade de grânulos de zimogênio e mitocôndrias, existindo um gradiente de secreção de enzimas proteolíticas e ácido clorídrico;
- Células endócrinas argirófilas e argentafins estão presentes no epitélio de revestimento e nas glândulas gástricas, particularmente na região pilórica;

- Existem macrófagos na superfície gástrica;
- Os intestinos são curtos, especialmente o intestino grosso;
- O intestino delgado possui epitélio simples prismático com células absorptivas e células mucossecretoras de mucinas ácidas e neutras;
- O intestino delgado não possui vilosidades nem criptas de Lieberkühn;
- O intestino grosso tem epitélio simples prismático com muitas células mucossecretoras de mucinas ácidas e neutras e raras células absorptivas;
- As células absorptivas do intestino grosso não possuem borda estriada ou esta é bastante reduzida;
- Células endócrinas argirófilas e argentafins encontram-se dispersas ao longo do epitélio intestinal;
- A membrana basal está ausente ou é pouco evidente ao longo dos segmentos do tubo digestivo.