



Universidade Federal de Minas Gerais
Programa de Pós-graduação em Parasitologia



UNIVERSIDADE FEDERAL
DE MINAS GERAIS

**Endo e ectoparasitos de serpentes *Crotalus durissus* Linnaeus, 1758
(Viperidae) de algumas localidades de Minas Gerais.**

Érica Munhoz de Mello

Fevereiro 2013

Érica Munhoz de Mello

**Endo e ectoparasitos de serpentes *Crotalus durissus* Linnaeus, 1758
(Viperidae) de algumas localidades de Minas Gerais.**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Parasitologia do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Minas Gerais, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Parasitologia.

Orientador: Marcos Pezzi Guimarães

Co-orientador: Ricardo Toshio Fujiwara

Belo Horizonte

Fevereiro 2013

DEDICATÓRIA

À minha mãe por todo o seu amor, esforço e dedicação aos seus filhos.

Aos meus irmãos Henri e Helen pela força, amizade e companheirismo.

Ao Professor Marcos Pezzi pela humildade, carisma e ensinamentos.

*"Mestre não é quem sempre ensina, mas quem de repente aprende".
(João Guimarães Rosa)*

AGRADECIMENTOS

Ao Professor Marcos Pezzi Guimarães que me recebeu em seu laboratório de forma muito aberta e que tenho a grande honra de ser a última aluna. Muito obrigada por acreditar na minha capacidade, permitir a realização deste trabalho e ser sempre solícito e interessado.

Ao Hudson Andrade dos Santos, que além de me ensinar muito, tornou-se um grande e querido amigo! Muito obrigada pelos ensinamentos, por toda ajuda com as serpentes e preparação dos parasitos. Sua simplicidade, dedicação e seu amor à parasitologia são inspiradores!

Ao Serviço de Animais Peçonhentos da Fundação Ezequiel Dias que foi a minha casa durante alguns anos e que sinto falta todos os dias da minha vida. Muito obrigada pelo fornecimento das serpentes e toda disponibilidade. Obrigada a toda equipe pelo apoio e torcida, mas um agradecimento especial para o Rômulo Toledo, Leonardo Noronha e Paulo Nunes por toda ajuda.

À técnica Luciana do Carmo por toda ajuda, amizade e bons momentos vividos.

Ao Laboratório de Patologia Comparada do Departamento de Patologia (ICB/UFMG) pela montagem das lâminas histológicas. Meu muito obrigada especialmente para o Professor Geovanni Dantas Cassalli pela disponibilidade, sugestões e pelo interesse.

Ao Laboratório de Imunologia e Genômica de Parasitos do Departamento de Parasitologia (ICB/UFMG) pelo fornecimento de materiais de laboratório para coleta, armazenamento e fixação de parasitos e outros materiais biológicos. Meu muito obrigada especialmente para o Professor Ricardo Toshio Fujiwara, os alunos Pedro Henrique Gazzinelli e João Luis Cunha Reis e a Técnica Michelle por toda ajuda e disponibilidade.

Ao Professor Alan Lane de Melo e ao Doutorando Hudson Alves Pinto, ambos do Laboratório de Taxonomia e Biologia de Invertebrados do Departamento de Parasitologia (ICB/UFMG), pela ajuda com a identificação de algumas estruturas dos parasitos, pelas sugestões, críticas e discussões.

Ao Laboratório de Parasitologia Molecular do Departamento de Parasitologia (ICB/UFMG) pela ajuda com os primeiros experimentos envolvendo biologia molecular. Meu agradecimento especial à Professora Élide Mara Leite Rabelo pelo interesse na minha linha de pesquisa, incentivo, ajuda, ensinamentos, disponibilidade, simpatia e aceite do meu pedido de orientação para o Doutorado. Muito obrigada!

À Júlia Silveira e Paula Valente, do Laboratório de Protozoologia Veterinária do Departamento de Parasitologia (ICB/UFMG) pela ajuda na identificação dos carrapatos, amizade e pelos bons momentos!

À Professora Valéria Natascha Teixeira da PUC-Paraná, pela gentileza e pelo trabalho de ter enviado sua dissertação por correio para consulta. Foi de grande ajuda! Muito obrigada!

À Ana Paula Martins Oliveira, funcionária da Biblioteca do ICB e responsável pelas solicitações do COMUT. Obrigada por toda sua simpatia, seu esforço na busca dos trabalhos e vibração. Sua ajuda foi fundamental!

Ao CEMEL do ICB (UFMG), especialmente ao Professor Hélio Chiarini Garcia e à técnica Ivete Aparecida Bozzi do Carmo, pela disponibilidade e preparação do material para microscopia eletrônica.

Ao Centro de Controle de Zoonoses da Prefeitura de Belo Horizonte, representado pela Maria do Carmo de Araújo Ramos, por todo o apoio. Um agradecimento especial para equipe dos quirópteros (Ana Paula Canoza, Leandro César, Débora Martins, Carlos e Mauro) que me proporcionam bons momentos e me ajudaram muito nesta reta final da dissertação.

À minha querida e inigualável Turma do Pepino. Em tão pouco tempo vocês conquistaram um pedaço muito grande no meu coração e, desde então, estão sempre presentes nos melhores momentos da minha vida! Obrigada a todos pela amizade, torcida, apoio, carinho, consolo e muitas, mas muitas boas risadas! Sinto a falta de conviver com vocês todos os dias! Uma vez pepino, sempre pepino!

À Bruna Torres Silvestre, que além de pepina, foi o meu maior braço direito em todo o mestrado e que hoje tenho orgulhosamente ao meu lado como uma das minhas grandes e

melhores amigas. Brunex, obrigada por tudo! Você com toda a certeza fez e faz toda a diferença nesta etapa e na minha vida. Te amo Brunex!

À minha mãe e aos meus irmãos Henri, Helen e Eder que sempre estiveram ao meu lado vibrando a cada conquista, me dando todo amor, amizade, apoio e suporte que sempre precisei. Amo vocês!

À todos os meus amigos, especialmente à Julianne Cosse de Azevedo, Fernanda Magno Amaral, Verônica Saraiva Fialho, Flávia Nascentes de Aguiar e ao Rafael Souza Sete e Leonardo Evangelista Nascimento. Muito obrigada por estarem sempre ao meu lado, compartilhar comigo todos os bons e maus momentos e por toda a ajuda em mais esta etapa da minha vida! Vocês são a família que eu tive o privilégio de escolher! Amo vocês! Ju, muito obrigada pela revisão do texto! Sua ajuda foi preciosa!

Ao Rodrigo Teixeira Quadros que é a pessoa mais 10 que eu tenho presente na minha vida! Além de ter sido sempre um dos meus melhores amigos, hoje é o amor da minha vida e que desejo ter por muitos anos ao meu lado. Obrigada pela sua amizade, torcida, seu carinho e companheirismo! Te amo!

A todos os professores da minha graduação no UNI-BH e pós-graduação na Parasitologia da UFMG pelos ensinamentos, incentivos, torcidas e bons momentos.

Ao Departamento de Parasitologia da UFMG e à banca examinadora pela oportunidade, ajuda, críticas e sugestões.

À FAPEMIG pelo fornecimento da bolsa na maior parte do período do meu mestrado.

Às pessoas que direta ou indiretamente contribuíram para a elaboração deste trabalho.

SUMÁRIO

Lista de quadros	10
Lista de tabelas	11
Lista de figuras	12
Resumo	18
Abstract	19
1. INTRODUÇÃO	20
1.1) Serpentes	20
1.2) FUNED e a criação de serpentes em cativeiro	21
1.3) <i>Crotalus durissus</i>	24
1.4) Parasitismo em serpentes - revisão de literatura	25
1.4.1) Rhabditida	26
1.4.2) Strongylida	28
1.4.3) Ascaridida	29
1.4.4) Spirurida	30
1.4.5) Acanthocephala	32
1.4.6) Pentastomida	33
1.4.7) Ectoparasitos	35
1.4.8) Coccidia	37
1.5) Resposta inflamatória em répteis.....	38
2. JUSTIFICATIVA	40
3. OBJETIVOS	41
3.1) Objetivo geral	41
3.2) Objetivos específicos	41
4. MATERIAIS E MÉTODOS	42
4.1) Necrópsias das serpentes	42
4.2) Fixação e identificação dos parasitos	44
4.3) Exame parasitológico de fezes (EPF)	44
4.4) Descrição histopatológica da lesão em estômago provocada por <i>Ophidascaris arndti</i> ..	45
4.5) Microscopia eletrônica de varredura (MEV)	45
4.6) Análise estatística	46
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO	47
5.1) Necrópsias, dados morfométricos e parasitismo	47

5.2) Identificação dos parasitos	51
5.2.1) <i>Ophidascaris arndti</i>	56
5.2.2) <i>Hexametra boddaertii</i>	60
5.2.3) <i>Maracaya belemensis</i>	67
5.2.4) <i>Rhabdias filicaudalis</i>	71
5.2.5) <i>Kalicephalus inermis inermis</i>	75
5.2.6) <i>Kalicephalus costatus costatus</i>	80
5.2.7) <i>Kalicephalus</i> sp.	82
5.2.8) <i>Hastospiculum onchocercum</i>	83
5.2.9) Larva plerocercóide de Pseudophyllidea	87
5.2.10) Larvas de Acanthocephala	88
5.2.11) <i>Porocephalus crotali</i>	89
5.2.12) <i>Amblyomma rotundatum</i>	91
5.3) Descrição histopatológica da lesão em estômago provocado por <i>Ophidascaris arndti</i> ..	93
5.4) Resultados dos exames parasitológico de fezes (EPF)	98
5.4.1) Ovos e larvas de <i>Ophidascaris arndti</i>	101
5.4.2) Ovos e larvas de <i>Ophidascaris arndti</i> e <i>Hexametra boddaertii</i>	101
5.4.3) Ovos e larvas de <i>Rhabdias filicaudalis</i>	102
5.4.4) Ovos de <i>Kalicephalus inermis inermis</i>	103
5.4.5) Ovos de <i>Hastospiculum onchocercum</i>	103
5.4.6) Ovos de Ascaridoidea	104
5.4.7) Ovos de Rhabdtoidea	105
5.4.8) Oocistos de coccídeos	105
6. CONSIDERAÇÕES FINAIS	107
7. CONCLUSÕES	111
8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	112

LISTA DE QUADROS

Quadro 1 – Data de recebimento da serpente pela FUNED, data da eutanásia, identificação, sexo, procedência, resultado de presença ou ausência de parasitismo e dados morfométricos das serpentes <i>Crotalus durissus</i> necropsiadas	49
Quadro 2 – Parasitos encontrados nas serpentes <i>Crotalus durissus</i> necropsiadas	52
Quadro 3 – Distribuição dos parasitos encontrados de acordo com o localização no corpo das serpentes <i>Crotalus durissus</i>	53
Quadro 4 – Intensidade da infecção de acordo com a espécie e sexo do parasito e a sua localização no corpo de <i>Crotalus durissus</i>	54
Quadro 5 – Resultados dos exames parasitológicos de fezes (EPF) das serpentes <i>Crotalus durissus</i> necropsiadas	100

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Proporção de serpentes parasitadas de acordo com a quantidade de serpentes necropsiadas por município mineiro	50
--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------	----

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1 - Distribuição temporal do total de serpentes recebidas pela FUNED de janeiro de 2007 a dezembro de 2009 (Fonte: Mello & Silva, 2010) 23
- Figura 2 – Distribuição geográfica dos municípios de origem das serpentes necropsiadas ... 42
- Figura 3 – Contenção da serpente *Crotalus durissus* em caixa plástica com tela metálica para a aplicação da anestesia 43
- Figura 4 - Presença ou ausência de parasitismo de acordo com o comprimento da serpente. Animais maiores que o valor da mediana (99,8 cm) apresentaram parasitismo (n=11). (Teste exato de Fisher, ** = $p < 0,01$) 47
- Figura 5 - Presença ou ausência de parasitismo de acordo com o peso da serpente. Não houve diferença significativamente estatística ($p = 0,3875$). Teste exato de Fisher, mediana do peso = 723,69 gramas 48
- Figura 6 - Presença ou ausência de parasitismo de acordo com o sexo da serpente. Não houve diferença significativamente estatística ($p = 0,2584$). Teste exato de Fisher 48
- Figura 7 – *Ophidascaris arndti*. (A) Esôfago claviforme e altura do anel nervoso (seta preta); (B) Anel nervoso (setas pretas grandes), poro excretor unilateral (seta preta pequena) e abertura da glândula cervical (seta vermelha pequena); (C) Lábio dorsal; (D) Interlábio; (E) Junção esôfago-intestino com válvula trilobada; (F) Duas glândulas cervicais unicelulares com abertura única (seta vermelha); (G) Bifurcação uterina em dois ramos; (H) Ovejeter; (I) Extremidade posterior do macho com espículos alados longos (seta vermelha); (J) Extremidade posterior da fêmea; (K) Ala do espículo 58
- Figura 8 – *Hexameta boddaertii*. (A) Esôfago claviforme. (B) Extremidade anterior, anel nervoso (setas pretas) e poros excretores (setas vermelhas). (C) Lábios *en face*. (D) Papila dupla. (E) Fileiras de dentículos na borda dos lábios. (F) Junção esôfago-intestino com presença de cecum intestinal (seta). (G) Fêmea dissecada evidenciando a vulva, ovejeter e início do útero; a seta indica a abertura da vulva. (H) Cauda da fêmea. (I) Extremidade

posterior do macho e espículos bem quitinizados. (J) Detalhe da ala do espículo. (K) Mucron do macho. (L) Mucron da fêmea. (M) Ovos de casca grossa, subesféricos e não larvados 63

Figura 9 – Microscopia eletrônica de *Hexametra boddaertii* macho. (A) Extremidade anterior com início da asa lateral; (B) Imagem aproximada dos lábios com papilas; (C) Lábios *en face* demonstrando papilas labiais (setas pequenas), fileira de dentes na borda dos lábios (seta grande) e abertura do esôfago. (D) Imagem aproximada de fileira de dentes quitinizados na borda dos lábios; (E) Parte das papilas pré-cloacal; (F) Mucron terminal (seta grande) e papila ad-cloacal (seta pequena) 64

Figura 10 – *Maracaya belemensis*. Fêmea: (A) Espécime adulta; (C) esôfago; (D) glândula cervical na altura do bulbo; (E) lábios não diferenciados; (F) *Corpus* no corpo e istmo do esôfago. Macho: (B) Espécime adulto; (G) esôfago; (H) glândula cervical na altura do istmo; (I) comprimento do lábio evidenciando reforços quitinizados; (J) tecido esofágico penetrando nos lábios; (K) espículos curvados, subiguais, gubernáculo, cauda cônica do macho. (L) Cauda curta e cônica da fêmea. (M) Vulva simples e vagina musculosa. (N) Ovo de casca lisa, fina e larvado dentro do útero 69

Figura 11 – Representação esquemática fêmea de *Maracaya belemensis* presente no trabalho de Adamson & Baccam (1988). Fêmea imatura de quarto estágio: (A) extremidade anterior com lábios pouco diferenciados; (B) imagem aproximada dos lábios das fêmeas imaturas de quarto estágio larval. Fêmea adulta: (C) Extremidade anterior com lábios profundos; (D) vagina e ovos larvados 71

Figura 12 - Aspecto morfológico geral de fêmea de *Rhabdias filicaudalis* clarificados em Lactofenol de Amann. Barra: 1mm 73

Figura 13 – *Rhabdias filicaudalis* entre alvéolos: (A) raso; (B) profundo 73

Figura 14 – Fêmea partenogenética de *Rhabdias filicaudalis*. (A) Extremidade anterior e glândulas cervicais. (B) Esôfago e anel nervoso (setas). (C) Extremidade posterior. (D) Lábios e cápsula bucal. (E) Núcleos (setas) das glândulas unicelulares cervicais. (F) Abertura em fenda da vulva (seta) e ovos 74

Figura 15 – *Kalicephalus inermis inermis*: (A) Extremidade anterior com esôfago muscular bulbar (as setas indicam o anel nervoso). (B) Detalhe das peças bucais e placas quitinosas da cápsula bucal. (C) Casal em cópula e apresentando coloração branco-amarelado *in vivo*. (D) Vulva em forma de fenda transversal. (E) Lábios da vulva salientes, ovejetores e esfíncteres curtos e musculosos com a presença de ovos. (F) Ovos elípticos, não larvados e de casca fina presentes dentro do útero das fêmeas. (G) Cauda curta e cônica da fêmea. (H) Extremidade posterior do macho mostrando espículos, gubernáculo e bolsa copulatória com raios bursais 78

Figura 16 – Grupos de raios dorsais representados na revisão taxonômica do gênero *Kalicephalus* (Schad, 1962): I - *Kalicephalus bungari*; II - Espécies do grupo *Rectiphilus*; III e IV - Numerosas espécies; V - Subespécies de *Kalicephalus inermis* 80

Figura 17 – Extremidade posterior das fêmeas *Kalicephalus inermis* representados na revisão taxonômica do gênero (Schad, 1962). (A) *K. inermis macrovulvus*; (B) *K. inermis coronellae*; (C) *K. inermis inermis* 80

Figura 18 – Fêmea de *Kalicephalus costatus costatus* encontrada no raspado da mucosa intestinal da serpente Cd04. (A) Extremidade anterior. (B) Vulva saliente com ovejetores e esfíncteres curtos e musculosos, útero afidelfo. (C) Cauda cônica terminando com uma constrição pontiaguda. A seta indica a abertura anal 81

Figura 19 – Extremidade anterior da fêmea de *Kalicephalus* sp. encontrada no raspado da mucosa intestinal serpente Cd12 82

Figura 20 – *Hastospiculum onchocercum*. Fêmeas: (A) sendo retiradas do tecido intestinal de *Crotalus durissus*; (B) vista frontal da boca oval e atrofiada rodeada por duas fortes e pequenas projeções em forma de “eupallete”; (C) extremidade anterior de *Hastospiculum onchocercum* fêmea (a seta preta indica a abertura genital e a seta vermelha indica o anel nervoso); (D) visão lateral boca, evidenciando uma das projeções em forma de “eupalletes”; (E) abertura genital, demonstrando abertura simples com a presença de um ovo; (F) Ovos larvados com membrana albuginóide; (G) extremidade posterior. Macho adulto: (H) extremidade posterior evidenciando 4 papilas pré-cloacais e asas caudais. (I) Cutícula com fortes elevações muito próximas umas às outras na extremidade anterior do corpo. (K)

Imagem aproximada das elevações na extremidade anterior do corpo. (J) Cutícula com fortes elevações mais distantes umas das outras na extremidade posterior do corpo. (L) Imagem aproximada das elevações na extremidade posterior do corpo	85
Figura 21 – (A) Larva plerocercóide menor totalmente inclusa na musculatura entre as costelas de <i>C. durissus</i> . (B) Larva plerocercóide maior sendo retirada do interior da musculatura. Escala em centímetros	87
Figura 22 – Extremidade anterior da larva plerocercóide de Pseudophyllidea sem distinção de órgãos ou estruturas encontrada na musculatura de <i>C. durissus</i>	88
Figura 23 – Larvas de Acanthocephala encistadas no mesentério (A), tecido muscular esquelético (B) e tecido subcutâneo (C) de <i>Crotalus durissus</i> . (D) Larva desencistada com probóscide retraída	89
Figura 24– Ninfas de <i>Porocephalus crotali</i> : (A) Extremidade posterior e pseudo-segmentação pouco conspícua. (B) Extremidade anterior com boca quitinizada ao centro e 2 pares de ganchos em cada lado da boca orientados em uma linha reta	90
Figura 25: Fêmeas de <i>Amblyomma rotundatum</i> encontradas nas escamas dorsais da cabeça (A) e no terço final do corpo (B) de <i>Crotalus durissus</i> (Cd07). Escala em centímetros	92
Figura 26: Fêmea de <i>Amblyomma rotundatum</i> encontrada nas escamas dorsais do segundo terço do corpo (A) de <i>Crotalus durissus</i> (Cd18). Escala em centímetros. (B) Imagem aproximada do carrapato	92
Figura 27 – <i>Ophidascaris arndti</i> fortemente aderidos à mucosa do estômago de <i>Crotalus durissus</i> em um único local de inserção (A). Local de inserção dos parasitos, após sua remoção, revelando lesão de aspecto ulcerado (B)	94
Figura 28 – Parte externa do estômago de <i>Crotalus durissus</i> parasitado por <i>Ophidascaris arndti</i> . (A) As setas indicam as extremidades anteriores dos parasitos inseridos até a região serosa do órgão. (B) Imagem aproximada evidenciando as extremidades anteriores dos parasitos	94

Figura 29 – Mucosa de estômago de <i>Crotalus durissus</i> parasitado por <i>Ophidascaris arndti</i> , apresentando: (A) duas áreas de inserção principais dos parasitos, (B) várias áreas de inserção contendo poucos parasitos. As setas indicam o local de inserção da extremidade anterior dos nematódeos	95
Figura 30 – Corte histológico de estômago saudável de <i>Crotalus durissus</i> diferenciando as camadas: (A) mucosa, (B) muscular da mucosa, (C) submucosa e (D) muscular. HE, Objetiva 10x	96
Figura 31 - Corte de estômago de <i>C. durissus</i> parasitado por <i>Ophidascaris arndti</i> apresentando: múltiplos focos de lesão circunscrita com necrose central (setas pretas). (A) Destruição da camada mucosa e glândulas produtoras de muco (setas vermelhas), Tricrômico de gomori, Objetiva 4x. (B) Destruição camada submucosa. HE, Objetiva 5x	96
Figura 32 - Corte de estômago de <i>C. durissus</i> parasitado por <i>Ophidascaris arndti</i> apresentando: múltiplos focos de lesão circunscrita com necrose central (setas pretas) e extensa área fibrótica nas camadas submucosa (A) e muscular (B), Tricrômico de gomori, Objetiva 4x; (C) Borda da lesão com inflamação aguda e intensa presença de macrófagos modificados com necrose central, HE, Objetiva 40x; (D) Destruição muscular com presença de fibrose, Tricrômico de gomori, Objetiva 40x	97
Figura 33 – (A) Infiltrado inflamatório linfoplasmohistiocitário associado à presença de (B) células epitelióides presentes na inflamação granulomatosa do estômago de <i>Crotalus durissus</i> parasitadas por <i>Ophidascaris arndti</i> . As setas pretas indicam a área necrosada. HE, Objetiva 20 e 60x	97
Figura 34 - Pés de ave encontrados nas fezes da serpente Cd10	99
Figura 35 – Ovo de <i>Ophidascaris arndti</i> não larvado (A) e larvado (B). Larva de <i>Ophidascaris arndti</i> presente em alguns exames parasitológicos de fezes das serpentes necropsiadas (C). Mensuração com régua ocular micrométrica. Objetiva 40x, fator de correção 1,75µm	101
Figura 36 – Ovo não larvado de <i>Hexameta boddaertii</i>	102

Figura 37 – <i>Rhabdias filicaudalis</i> : ovo larvado (A) e larva livre (B). Mensuração com régua ocular micrométrica. (A) Objetiva 40x, fator de correção 1,75µm. (B) Objetiva 10x, fator de correção 7 µm	102
Figura 38 – <i>Kalicephalus inermis inermis</i> : ovo não larvado (A) e ovo larvado (B). Mensuração com régua ocular micrométrica. (A) Objetiva 40x, fator de correção 1,75µm	103
Figura 39 – Ovo larvado de <i>Hastospiculum onchocercum</i> presente no exame parasitológico de fezes da serpente Cd24	104
Figura 40 – Ovos de Ascaridoidea encontrados nos exames parasitológicos de fezes das serpentes Cd10 (A) e Cd12 (B)	104
Figura 41 – Ovos de Rhabdtoidea encontrados nos exames parasitológicos de fezes das serpentes Cd18 (A), Cd23 (B) e Cd29 (C)	105
Figura 42 – Oocistos não esporulados observados no EPF da serpente Cd10 (A) e Cd14 (B). Mensuração com régua ocular micrométrica. Objetiva 40x, fator de correção 1,75µm	106

RESUMO

O parasitismo em serpentes é um grande problema para a criação desses animais em cativeiro e o levantamento das espécies que normalmente infectam serpentes, pode ser utilizado para indicar procedimentos que visam diminuir a mortalidade de animais da criação, bem como reduzir os sinais clínicos derivados do parasitismo. O objetivo deste trabalho foi identificar os helmintos e ectoparasitos de *Crotalus durissus* (Serpentes, Viperidae) naturalmente parasitadas, recebidas pela Fundação Ezequiel Dias, oriundas de algumas localidades de Minas Gerais.. Foram eutanasiados 35 indivíduos adultos de *C. durissus* provenientes de 17 municípios do estado de Minas Gerais. As serpentes foram pesadas, medidas, inspecionadas à procura de ectoparasitos e abertas da cloaca até à boca. Cada órgão foi separado em uma placa com solução salina 0,85% para inspeção individual em microscópio estereoscópico à procura de helmintos. As fezes foram retiradas diretamente do intestino grosso dos animais para a realização de exame coproparasitológico. Os nematódeos e larvas de Acanthocephala foram fixados com formol 10% quente. Os ectoparasitos foram fixados em álcool 70%. As fezes foram sedimentadas, centrifugadas com éter e analisadas em microscópio óptico. Também foi realizada a descrição histopatológica da lesão em estômago provocado por *Ophidascaris arndti*. Dos 35 animais necropsiados, 24 (68,57%) estavam parasitados. Foram encontrados 19 (79,16%) animais parasitados com nematódeos *Ophidascaris arndti*, 6 (25%) com *Hexameta boddaertii*, 1 (4,16%) com *Maracaya belemensis*, 7 (29,16%) com *Rhabdias filicaudalis*, 4 (16,66%) com *Kalicephalus inermis inermis*, 1 (4,16%) com *Kalicephalus costatus costatus*, 1 (4,16%) com *Kalicephalus* sp., 1 (4,16%) com *Hastospiculum onchocercum*, 1 (4,16%) com uma larva de nematoda não identificada, 1 (4,16%) com larvas plerocercóides de Pseudophyllidea, 7 (29,16%) com larvas de Acanthocephala, 1 (4,16%) com ninfa de *Porocephalus crotali* e 2 (8,33%) com carrapatos da espécie *Amblyomma rotundatum*. Dos 35 exames coproparasitológicos, 24 (68,57%) indicaram a presença de ovos e/ou larvas de helmintos nas fezes, sendo: 11 (45,83%) de *O. arndti*, 5 (20,83%) de *H. boddaertii/O.arndti*, 6 (25%) de *Rhabdias*, 3 (12,5%) de *Kalicephalus*, 1 (4,16%) de *H. onchocercum*, 2 (8,33%) de Ascaridoidea e 3 (12,5%) de Rhabdtoidea. O EPF revelou ainda 2 (8,33%) animais parasitados com oocistos de coccídeos. As alterações patológicas no estômago ocasionadas por *O. arndti* foram compatíveis com o diagnóstico de gastrite granulomatosa multifocal, apresentando vários focos de lesão circunscrita com necrose central, delimitadas por infiltrado inflamatório linfoplasmohistiocitário, associado à presença de células epitelióides, localizados nas camadas submucosa, muscular e serosa.

Palavras-chave: *Crotalus durissus*, *Ophidascaris arndti*, *Rhabdias filicaudalis*, *Maracaya belemensis*, *Hastospiculum onchocercum*.

ABSTRACT

Parasitism in snakes is a major problem for breeding these animals in captivity. Therefore, a survey of species that normally infect snakes can be useful to indicate procedures aimed at reducing the mortality of animals in creation and also to reduce clinical signs of parasitism. The objective of this study was to identify the helminths and ectoparasites of *Crotalus durissus* (Serpentes, Viperidae) naturally parasitized, received by Foundation Ezequiel Dias, originating from some localities of Minas Gerais State. Thirty five adult individuals of *C. durissus* originated from 17 localities in the state of Minas Gerais were euthanized. Snakes were weighed, measured, inspected for the presence of ectoparasites and open from mouth to the cloaca. Each organ was separated on a plate with 0.85% saline for individual inspection in a stereomicroscope in a search for helminths. The feces were collected directly from the intestine of animals to conduct coproparasitologic. Nematodes and Acanthocephala larvae were fixed with 10% hot formalin. The ectoparasites were fixed in 70% alcohol. Feces were pelleted, centrifuged with ether and analyzed by light microscopy. A histopathological description of the injury caused in the stomach by the parasite *Ophidascaris arndti*, was performed. Of the 35 animals necropsied, 24 (68.57%) were parasitized. It was found 19 (79.16%) animals infected with nematodes *Ophidascaris arndti*, 6 (25%) with *Hexametra boddaertii*, 1 (4.16%) with *Maracaya belemensis*, 7 (29.16%) with *Rhabdias filicaudalis*, 4 (16.66%) with *Kalicephalus inermis inermis*, 1 (4.16%) with *Kalicephalus costatus costatus*, 1 (4.16%) with *Kalicephalus* sp., 1 (4.16%) with *Hastospiculum onchocercum*, 1 (4.16%) with an unidentified nematode larvae, 1 (4.16%) with larvae of plerocercod Pseudophyllidea, 7 (29.16%) with larvae of Acanthocephala, 1 (4.16%) with nymph *Porocephalus crotali* and 2 (8.33%) with ticks of the species *Amblyomma rotundatum*. Of 35 fecal examinations, 24 (68.57%) indicated the presence of eggs and/or larvae of helminths, of which: 11 (45.83%) *O. arndti*, 5 (20.83%) of *H. boddaertii/O. arndti*, 6 (25%) of *Rhabdias*, 3 (12.5%) of *Kalicephalus*, 1 (4.16%) *H. onchocercum*, 2 (8.33%) Ascaroidea and 3 (12.5%) of Rhabditoidea. The EPF also revealed 2 (8.33%) animals infected with coccidia oocysts. The pathological changes in the stomach caused by *O. arndti* were consistent with the diagnosis of granulomatous gastritis multifocal, with several foci of circumscribed lesion with central necrosis, surrounded by inflammatory infiltrate lymphoplasmohistiocytic associated with the presence of epithelioid cells located in submucosa, muscle and serosa layers.

Keywords: *Crotalus durissus*, *Ophidascaris arndti*, *Rhabdias filicaudalis*, *Maracaya belemensis*, *Hastospiculum onchocercum*.

1. INTRODUÇÃO

1.1) Serpentes

As serpentes estão incluídas na ordem Squamata juntamente com os lagartos e anfisbenídeos (Subordem Sauria) e constituem em números o segundo maior grupo de répteis atuais, estando apenas atrás dos lagartos (Vitt & Caldwell, 2009). Segundo Uetz (2012) já foram descritas 9.547 espécies de répteis em todo o mundo, sendo 3.378 espécies de serpentes, uma diversidade que supera a classe dos anfíbios e até mesmo dos mamíferos. De acordo com Bérnils (2010), o Brasil possui a segunda colocação na relação de países com maior riqueza de espécies de répteis, com registro de 721 espécies naturalmente ocorrentes e se reproduzindo no território nacional, sendo 371 serpentes.

As serpentes podem ser encontradas em todo o mundo e em diferentes tipos de ambientes terrestres ou aquáticos, com exceção das regiões árticas, devido à ectotermia dos répteis. A evolução adaptativa aos mais diversos ambientes resultou em uma grande diversidade fisiológica e morfológica (Vitt & Caldwell, 2009). No Brasil, serpentes podem ser encontradas em todo o território nacional, incluindo ilhas (Cicchi et al., 2007; Marques et al., 2001, 2002). Segundo Martins & Molina (2008), a Amazônia possui a maior diversidade de répteis (cerca de 350 espécies), seguida pela Mata Atlântica (quase 200 espécies), pelo Cerrado (mais de 150 espécies) e pela Caatinga (mais de 110 espécies). O Estado de Minas Gerais é coberto por três biomas diferentes (Mata Atlântica, Cerrado e Caatinga), o que garante uma grande diversidade de paisagens e espécies ocorrentes. Ainda de acordo com Martins e Molina (2008), já foram registradas 139 espécies de serpentes no Estado mineiro.

Apenas duas famílias (Elapidae e Viperidae) reúnem as serpentes consideradas de interesse médico no Brasil (Melgarejo 2003) que estão distribuídas em quatro gêneros: *Bothrops*, *Crotalus*, *Lachesis*, pertencentes à família Viperidae, e *Micrurus*, pertencente à família Elapidae (Carrasco et al., 2012; Oliveira et al., 2009). Segundo o Sistema de Informação de Agravos de Notificação (SINAN) do Ministério da Saúde, de 2001 a 2012 foram notificados 317.539 acidentes no Brasil provocados por serpentes, sendo 42.600 acidentes em Minas Gerais (Brasil, 2012).

Os acidentes ofídicos representam um grave problema de saúde pública nos países tropicais devido à sua frequência, pela significativa morbi-mortalidade que ocasionam e pela dificuldade de acesso às unidades de saúde e escassez do antiveneno, de acordo com a área de ocorrência (Oliveira et al., 2009; Pinho & Pereira, 2001). Os acidentes são mais prevalentes

em trabalhadores rurais, do sexo masculino e entre 15 a 49 anos. Os locais de acidente mais comuns são os pés e pernas (Melgarejo, 2003; Oliveira et al., 2009). No Brasil, o gênero *Crotalus* é responsável por 7,7% dos acidentes, *Micrurus* por 0,4%, *Lachesis* por 1,4% e *Bothrops* por 90,5% (Oliveira et al., 2009).

No Brasil, os acidentes são mais frequentes entre os meses quentes e chuvosos (outubro a abril). No entanto, a sazonalidade pode variar: na região Nordeste a maioria dos acidentes ocorre em abril e maio, enquanto na região Norte, a maioria dos acidentes ocorre nos primeiros meses do ano (Oliveira et al., 2009). Os padrões de atividade das serpentes estão relacionados com a temperatura e umidade ambientes, bem como a disponibilidade de presas. Assim, nos meses frios e secos as serpentes apresentam pouca movimentação e o número de acidentes são menores (Sazima, 1988).

1.2) FUNED e a criação de serpentes em cativeiro

A produção de soros antiofídicos no Brasil iniciou-se em 1901 com a criação do Instituto Soroterápico do Estado de São Paulo, atual Instituto Butantan, dirigido por Vital Brazil. Como forma de obter informações sobre os acidentes ofídicos, para a entrega de ampolas de soro, aos usuários era solicitada a devolução de boletins com dados sobre o indivíduo, o acidente e o resultado da aplicação do imunobiológico. Esses boletins serviram como fonte de dados epidemiológicos sobre acidentes ofídicos por mais de 50 anos (Melgarejo, 2003).

As décadas de 1970 e 1980 no Brasil foram marcadas pela desorganização das ações em saúde e pela insuficiência na produção de imunobiológicos. O laboratório privado Syntex do Brasil, que era o principal produtor de soros antiofídicos do país, parou sua produção de imunobiológicos em 1983, o que desencadeou uma grande crise no setor. Após o ápice da crise em 1985, o Ministério da Saúde se propôs a assumir integralmente a produção de soros em 1986, estabelecendo cotas mensais de cada tipo a serem remetidos às Unidades Federadas. A partir disso, as Secretarias Estaduais de Saúde passaram a se encarregar do recebimento, armazenamento e distribuição dos soros, em caráter exclusivo, e as notificações dos acidentes ofídicos passaram a ser obrigatórias em todo o país (Melgarejo, 2003). Desde então, a criação de serpentes em cativeiro para extração de veneno e produção de imunobiológicos teve uma maior atenção.

A Fundação Ezequiel Dias (FUNED) é um órgão vinculado à Secretaria de Estado de Saúde de Minas Gerais (SES/MG) e é referência no desenvolvimento e na produção de

medicamentos e imunobiológicos, na realização de pesquisas no campo da saúde e nas ações de Vigilância Sanitária, Epidemiológica e Ambiental. A FUNED é uma das três instituições brasileiras produtoras de soros antiofídicos e antiescorpiônicos no Brasil e possui um criadouro de serpentes e escorpiões que permite a continuidade da produção. Esse criadouro, denominado atualmente Serviço de Animais Peçonhentos (SAP), é responsável pelo recebimento e identificação das serpentes e dos escorpiões, bem como a extração de veneno desses animais para a produção dos imunobiológicos. Segundo Starling et al. (2007), essa atuação é uma marca da Instituição desde 1918 quando a FUNED ainda era uma filial do Instituto Manguinhos e dirigida pelo próprio Ezequiel Dias, sendo a mesma apelidada desde essa época de “Instituto das Cobras”.

A maioria dos animais em cativeiro da FUNED é proveniente de doações de pessoas físicas, empresas e órgãos municipais e estaduais. O recebimento de serpentes pelo SAP é diário, sendo a Polícia Ambiental e os Centros de Controle de Zoonoses os principais doadores. Apesar da FUNED receber animais de qualquer localidade do Brasil, os ofídios recebidos são basicamente do próprio Estado de Minas Gerais. Segundo Mello e Silva (2010), no período de janeiro de 2007 a dezembro de 2009 foram recebidas pela FUNED 4.775 serpentes. Em se tratando de composição em espécies, registrou-se 81% (3.862 indivíduos) pertencentes a grupos de serpentes peçonhentas de interesse médico, sendo 98% (3.776 indivíduos) da família Viperidae e 2% (86 indivíduos) da família Elapidae.

Em relação à família Viperidae foram recebidas 2.914 *C. durissus* (Linnaeus, 1758), 1 *B. leucurus* (Wagler, 1824), 121 *B. moojeni* (Hoge, 1966), 15 *B. jararacussu* (Lacerda, 1884), 372 *B. neuwiedi* (Wagler, 1824), 232 *B. jararaca* (Wied, 1824) e 121 *B. alternatus* (Duméril et al., 1854). Associa-se à grande entrega de *C. durissus* devido à sua fácil identificação pela presença do chocalho na ponta da sua cauda, além de sua área de ocorrência estar em expansão devido aos desmatamentos e aumento de áreas para agropecuária (Marques et al., 2002). Para a família Elapidae, registraram-se 49 indivíduos da espécie *Micrurus frontalis* (Duméril et al., 1854) e 37 de *M. lemniscatus* (Linnaeus, 1758)

Com relação às serpentes não consideradas de interesse médico, do total de 913 serpentes (19%), 37 indivíduos pertenceram à família Boidae e 876 à família Colubridae. Para a família Boidae foram registrados 22 indivíduos da espécie *Boa constrictor* (Linnaeus, 1758) e 13 de *Epicrates* sp. Para Colubridae, 23 gêneros foram registrados, sendo os mais comuns *Atractus* (130 indivíduos), *Oxyrhopus* (225 indivíduos) e *Sibynomorphus* (272 indivíduos).

As doações ocorrem ao longo de todo o ano, mas o volume de animais doados é maior nas épocas mais quentes do ano, quando as serpentes estão mais ativas e os encontros ocasionais com elas aumentam (Mello & Silva, 2010) (Figura 1).

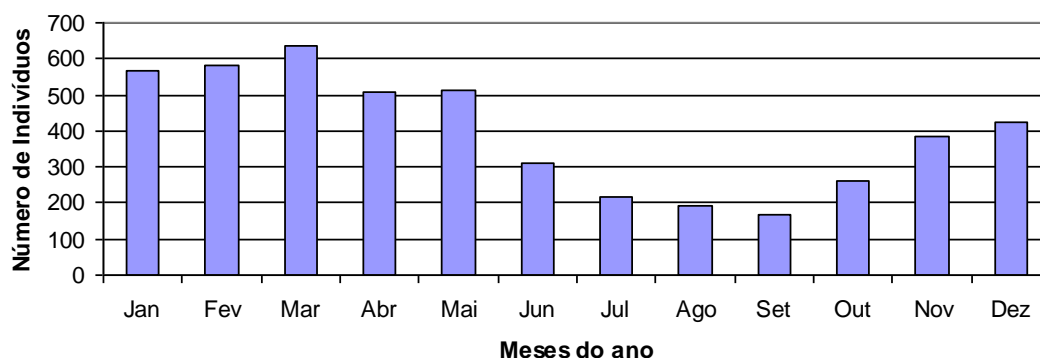


Figura 1 - Distribuição temporal do total de serpentes recebidas pela FUNED de janeiro de 2007 a dezembro de 2009 (Fonte: Mello & Silva, 2010).

Os animais recebidos que são de interesse para a extração de veneno para produção de soro antiofídico são encaminhados para uma quarentena onde ficam de três meses a um ano para adaptação ao cativeiro e para observação de qualquer alteração que possa ser prejudicial aos outros animais já em confinamento. A criação e manutenção de serpentes pode ser de três tipos: intensiva, semi-extensiva e extensiva. O primeiro tipo, apesar de ter um elevado custo financeiro, é o modo mais indicado por permitir climatização dos ambientes de acordo com as necessidades das espécies e um controle individual do animal (Leinz et al., 1989; Leloup, 1984). Mesmo que os animais sejam mantidos em modo de criação intensiva e recebam manejos adequados por profissionais especializados, a adaptação dos animais não é garantida, especialmente para as serpentes provenientes do ambiente silvestre.

Muitas serpentes que são mantidas em cativeiro morrem nos dois primeiros anos após sua captura sendo a “síndrome da má adaptação” a principal causa dos óbitos (Hoge, 1981). Essa síndrome pode proporcionar aos animais anorexia, emagrecimento (mesmo com a alimentação normal da serpente), fragilidade dos tecidos (resultando em ulceração da pele em pontos de fricção), aumento da suscetibilidade a infecções por microorganismos patogênicos e pelos normalmente inócuos. Assim, a presença de endo e ectoparasitos, juntamente com o estresse do animal ao confinamento, podem provocar patologias e grandes problemas para a criação dos animais, seja com fins científicos ou comerciais.

A manutenção de serpentes em cativeiro, especialmente as peçonhentas, tem grande importância para a produção de imunobiológicos, medicamentos e fornecimento de material biológico (veneno, tecidos, excretas, etc) para as pesquisas. Os estudos envolvendo venenos de serpentes podem levar a produtos envolvidos em um mercado muito lucrativo. Segundo Bellinghini (2004) o anti-hipertensivo Captopril, que teve origem a partir do veneno da *B. jararaca*, rende anualmente cinco bilhões de dólares à multinacional Squibb. Outro mercado crescente em todo o mundo é a criação de répteis e anfíbios como *pets*, prática conhecida como “Herp Hobby” (Harding, 2008). Mais de 18,3 milhões de répteis foram importados apenas para os Estados Unidos entre 1989 a 1997, sendo os lagartos mais comuns, seguido por quelônios, serpentes e crocodilos (HSUS, 2001). Segundo Reed (2005), no período de 1989 a 2000, foram importados para os Estados Unidos mais de 3.000 espécimes de boídeos, oficialmente declarados, movimentando um valor total de \$10.837,840 dólares. O comércio ilegal de plantas e animais raros e exóticos movimenta mais 3 bilhões de dólares anualmente somente nos Estados Unidos (HSUS, 2001).

Além do potencial farmacêutico e econômico, a criação de serpentes também é importante para a conservação de espécies através das reproduções em cativeiro (principalmente as ameaçadas de extinção), além do fornecimento de informações e materiais biológicos através das coleções científicas e instituições produtoras de soro antiofídico.

1.3) *Crotalus durissus*

As cascavéis compreendem dois gêneros, *Crotalus* e *Sistrurus*, os quais abrangem 37 espécies encontradas apenas nas Américas (Barros & Martins, 2011). As serpentes do gênero *Crotalus* (Linnaeus, 1758) ocorrem do sul do Canadá até a Argentina, são terrestres, robustas, pouco ágeis e apresentam um guizo (ou chocalho) na extremidade da cauda.

No Brasil, há a ocorrência de apenas uma espécie, *C. durissus*, que tem uma ampla distribuição geográfica e de acordo com a região, essas serpentes podem ser conhecidas como Cascavel, Boicininga, Maracambóia e Maracá (Melgarejo, 2003). São encontradas em uma grande variedade de habitats, como campos abertos, áreas secas, arenosas, pedregosas e mais raramente na faixa litorânea. Sua distribuição geográfica da cascavel está em expansão, fato que pode ser explicado devido ao alto poder de adaptação dessa espécie a ambientes modificados e antropizados (Bastos et al., 2005; Marques et al., 2001).

Das oito subespécies registradas (Uetz, 2012), cinco são encontradas em território nacional: *C. durissus collineatus* nas áreas secas da região Centro-Oeste, em Minas Gerais e no Norte de São Paulo; *C. durissus cascavella* em regiões de Caatinga do Nordeste; *C. durissus ruruima* na região Norte; *C. durissus marajoensis* na Ilha do Marajó; e *C. durissus terrificus* nas zonas altas e secas da região Sul oriental e meridional (Pinho & Pereira, 2001).

Dentre os venenos de origem animal, o veneno da cascavel é um dos mais pesquisados. O envenenamento crotálico quase não produz lesões locais e apresenta principalmente três atividades de importância clínica conhecida: neurotóxica, coagulante e miotóxica. A atividade neurotóxica possui ação periférica e pode causar paralisia flácida da musculatura esquelética (principalmente ocular e facial) e as vezes da respiração, causando, conseqüentemente, insuficiência respiratória. A atividade coagulante causa a ocorrência de sangramento e distúrbios da coagulação por consumo de fibrinogênio. A atividade miotóxica sistêmica pode causar rabdomiólise generalizada, afetando principalmente os rins, o que pode levar à um quadro de insuficiência renal aguda (Pinho & Pereira, 2001).

Todas as espécies de serpentes são carnívoras e muito suscetíveis a adquirir diversos patógenos devido aos seus hábitos alimentares. *Crotalus durissus* é considerada espécie de hábito alimentar especialista, sendo que pequenos mamíferos, como roedores e marsupiais, consititem a principal parte da sua dieta. Eventualmente essa serpente pode ingerir lagartos e aves (Argaéz, 2006; Barros & Martins, 2011; Hartmann et al., 2009; Sant'Anna & Abe, 2007).

1.4) Parasitismo em serpentes - revisão de literatura

O trato gastrointestinal dos répteis é o sistema mais comumente afetado pelo parasitismo. Os endoparasitos mais frequentes são protozoários, nematódeos, trematódeos e cestódeos (Benson, 1999; Wilson & Carpenter, 1996). A patogenicidade dos parasitos geralmente é desconhecida, mas em geral, as populações de répteis apresentam algum grau de resistência ao parasitismo (Vitt & Caldwell, 2009). Os principais efeitos negativos do parasitismo incluem anemia, anorexia, redução da sobrevivência e competitividade, e para as fêmeas, redução da fecundidade (Vitt & Caldwell, 2009).

A descrição de novas espécies de parasitos de répteis vem aumentando, no entanto há poucas revisões na literatura. Segundo Rossellini (2007), as principais revisões sobre helmintos de serpentes brasileiras são: Yamaguti (1961), Travassos et al. (1969), Correa (1980) e Thatcher (1993) sobre trematódeos; Yamaguti (1961) e Vicente et al. (1993) sobre nematódeos; e Yamaguti (1959) e Schmidt (1986), sobre cestódeos.

Ainda segundo Rossellini (2007), existe 44 espécies de trematódeos, 40 espécies de nematódeos e 10 espécies de cestódeos parasitos de serpentes brasileiras. De acordo com Dias et al. (2004), Rossellini (2007) e Silva et al. (2007) já foi encontrado parasitando *C. durissus*: *Ascaridia flexuosa* (Schneider, 1866), *Capillaria crotali* (Rud, 1819), *Hastospiculum onchocercum* (Chitwood, 1932), *Hexametra boddaertii* (Baird, 1860) (= *quadricornis*), *Kalicephalus costatus costatus* (Rudolphi, 1819), *K. inermis inermis* (Molin, 1861), *K. implicatus* (Kreins, 1940), *Ophidascaris* spp (Baylis, 1920), *O. arndti* (Sprehn, 1929) (= *sprenti* e *travassosi*), *O. trichuriformis* (Vaz, 1935), *Polydelphis quadrangularis* (Schneider, 1866), *Travassosascaris araujo* (Sprent, 1978), *Acanthorabdias acanthorabdias* (Pereira, 1927), *Rhabdias* spp. (Stiles et Hassall, 1905), *O. durissus* (Panizzutti et al., 2003) e *Ophiodiplostomum spectabile* (Dubois, 1936). Alguns parasitos de répteis, como larvas plerocercóides de Pseudophyllidea, larvas dracunculóides, acantocéfalos e adultos ou larvas de nematódeos espirurídeos podem mimetizar tumores, mas raramente causam doença clínica (Mauldin & Done, 1996).

1.4.1) Rhabditida

A família Rhabdiasidae (Rhabditida: Rhabditoidea) possui mais de 90 espécies parasitas do trato respiratório de anfíbios e répteis. Dentre os gêneros da família, *Entomelas* (Travassos, 1930) ocorre exclusivamente em lagartos e *Rhabdias* ocorre em anfíbios, serpentes, lagartos e salamandras (Anderson & Bain, 2009a; Kuzmin et al., 2003, 2008; Kuzmin & Tkach, 2011; Martínez-Salazar, 2006; Martínez-Salazar & León-Règagnon 2006; Mitchell, 2007; Moravec, 2010; Wilson & Carpenter, 1996). A maioria das espécies de *Rhabdias* são parasitos de anfíbios, tendo poucas espécies ocorrendo em Squamata (Burse et al., 2003; Kuzmin & Tkach, 2008), com 31 espécies descritas em lagartos e serpentes (Kuzmin & Tkach, 2011).

O gênero *Rhabdias* ocorre nas regiões tropicais e temperadas de todo o mundo, sendo o principal nematódeo parasito de pulmões de anfíbios e serpentes (Langford, 2010). Entretanto, anfíbios anuros das famílias Ranidae e Bufonidae e serpentes da família Colubridae são os principais hospedeiros (Baker, 1978). Cerca de 70 espécies são descritas (Anderson, 2000; Santos et al., 2011; Vicente et al., 1993; Yamaguti, 1961). Destas, doze espécies parasitam serpentes (Barrella et al., 2010; Bursey et al., 2003; Kuzmin, 1999; Kuzmin & Tkach, 2008; Martínez-Salazar & León-Règagnon, 2006; Pereira, 1928), sendo cinco espécies registradas nas Américas: *R. eustreptos* (McCallum, 1921), *R. fuscovenosa*

(Railliet, 1899), *R. lamothei* (Martinez-Salazar & Leon-Regagnon, 2006), *R. vellardi* (Pereira, 1928) e *R. filicaudalis* (Barella et al., 2010) (Barrella et al., 2010; Martínez-Salazar, 2008; Pereira, 1928; Rossellini, 2007; Vicente et al., 1993). Silva et al. (2007) encontraram uma frequência de 44% de parasitismo em cascavéis do Estado de São Paulo por *Rhabdias* sp.

Também já foi registrado na América *R. labiata* (Pereira, 1927) (Dias et al., 2004; Luppi et al., 2007; Silva et al., 2001, 2007; Siqueira et al., 2009), mas esta espécie foi sinonimizada com *Acanthorhabdias acanthorhabdias* por Baker (1987). Apesar da reclassificação taxonômica alguns trabalhos mais recentes não levaram em conta essa sinonimização (Dias et al., 2004; Luppi et al., 2007; Silva et al., 2001, 2007; Siqueira et al., 2009). O gênero *Acanthorhabdias* possui uma única espécie (*A. acanthorhabdias*) e é caracterizado por apresentar 8 ou 10 espinhos na abertura bucal (Fernandes & Souza, 1974; Pereira, 1927; Vicente et al., 1993; Yamaguti, 1961).

De acordo com Kuzmin et al. (2007), quase todas as espécies conhecidas estão restritas ao continente onde foram registradas, exceto *R. fuscovenosa*, que além das Américas, também ocorre na Europa e na Ásia. Mesmo com a grande variação morfológica do comprimento do corpo da mesma espécie em hospedeiros diferentes, devido à grande distribuição geográfica da espécie *R. fuscovenosa*, Chu (1936) propôs uma divisão do complexo *R. fuscovenosa* baseado principalmente na distribuição geográfica e no tamanho do corpo.

A diferenciação das espécies do gênero *Rhabdias* é complicada devido à uniformidade da morfologia das fêmeas parasitas, ausência de machos parasitos, descrições inadequadas e desconhecimento ou informações incompletas da história de vida das formas livres (Chu, 1936; Baker, 1978, 1987; Kuzmin et al., 2005; Langford, 2010; Saad et al., 2009). As espécies de *Rhabdias* que parasitam serpentes não são observadas parasitando hospedeiros de outras ordens (Kuzmin et al., 2003; Martínez-Salazar, 2006, 2008). A maioria das espécies de *Rhabdias* parasitas de serpentes são descritas em Colubridae (Martínez-Salazar & León-Regagnon, 2006), mas há registros também em Boidae (Sánchez et al., 2004) e Viperidae (Goldberg et al., 2004).

O gênero *Strongyloides* (Bavay, 1876) é outro membro da superfamília Rhabditoidea, mas que parasita o trato intestinal de serpentes. Os ovos larvados de *Rhabdias* e *Strongyloides* são indistinguíveis quando presentes em exames de fezes do hospedeiro, no entanto um lavado pulmonar da serpente pode demonstrar ovos embrionados de *Rhabdias* (Mitchell, 2007; Silva et al., 2007; Wilson & Carpenter, 1996). Os sinais clínicos incluem inflamação na cavidade oral, ofegação, acúmulo de exudato em volta da glote, hipóxia e pneumonia

(Mihalca et al., 2010; Santos, 2005; Santos et al., 2008; Schumacher, 2011; Taylor et al., 2010; Wilson & Carpenter, 1996). O parasitismo por *Rhabdias* pode levar a quadros de pneumonia devido a infecções bacterianas secundárias (Nogueira, 2004; Santos, 2005).

O ciclo do parasito é direto e altera entre as fases de vida livre no solo e parasitária com fêmeas partenogénicas. A infecção de serpentes por *Rhabdias* ou *Strongyloides* pode ocorrer através da infecção percutânea de larvas infectantes ou através da ingestão de água e alimento contaminados (Mihalca et al., 2010; Mitchell, 2007; Taylor et al., 2010). Kelehear et al. (2011) verificou que a principal rota de infecção de *R. pseudosphaerocephala* (Kuzmin et al., 2007) em *Rhinella marina* (Linnaeus, 1758) se dá através da penetração da larva do parasito na órbita ocular do hospedeiro, sendo a infecção cutânea a rota secundária.

As larvas ingeridas penetram na mucosa oral caindo no sistema circulatório até chegarem ao pulmão. As larvas de *Rhabdias* irão completar seu desenvolvimento no próprio pulmão, mas as larvas de *Strongyloides* irão migrar pela traquéia, serem deglutidas e se desenvolverão em adultos apenas no intestino. Assim, a passagem de larvas de *Strongyloides* pelo pulmão também está associada à quadros de pneumonia (Jacobson, 2007).

Os sinais derivados do parasitismo por *Strongyloides* no intestino são inespecíficos e incluem anorexia, perda de peso, letargia e diarreia (Jacobson, 2007; Mitchell, 2007). Segundo Durette-Desset et al. (1994), alguns nematódeos rabditóides, como *Rhabdias* e *Strongyloides*, podem ser considerados representantes da transição entre parasitos rabditóides de vida livre e estrogiloidídeos parasitos obrigatórios pelo fato do ciclo de vida deles apresentarem tanto gerações livre-viventes, quanto gerações parasitárias.

1.4.2) Strongylida

A ordem Strongylida é constituída por 7 superfamílias: Diaphanocephaloidea, Ancylostomatoidea, Strongyloidea, Trichostrongyloidea, Metastrongyloidea, Molineoidea e Helignosomoidea (Durette-Desset et al., 1994). A chave de identificação de Lichtenfels (2009) considera apenas as 5 primeiras como pertencentes à ordem.

A superfamília Diaphanocephaloidea (subordem Ancylostomatina) é constituída por parasitos ancilóstomos-*like* do trato digestivo de serpentes e, mais raramente, lagartos, sendo mais de 33 espécies descritas em dois gêneros. A superfamília possui uma única família (Diaphanocephalidae) e é caracterizada por uma cápsula bucal larga e alongada dorsoventralmente, dando à cápsula bucal uma aparência bivalve (Lichtenfels, 2009). Segundo Chilton et al. (2006), a precisa posição da família Diaphanocephalidae em relação a

outras famílias da subordem Ancylostomatina não está clara nas análises de filogenia molecular.

O gênero *Kalicephalus* (Diaphanocephalidae) é um frequente parasito do trato gastrointestinal de répteis, sendo encontrado principalmente em serpentes, e menos comumente, em lagartos. Os parasitos são hematófagos e podem ficar aderidos à mucosa do tecido ou no lúmen do órgão. Seu ciclo biológico é direto e a transmissão ocorre através da ingestão de água e alimentos contaminados com ovos ou através da rota percutânea. Os ovos são expelidos juntamente com as fezes do animal ou quando os parasitos situam-se na parte cranial do esôfago, os ovos podem ser expelidos pela boca (Mitchell, 2007). Segundo Anderson (2000), caracóis, lesmas e anfíbios podem ser hospedeiros paratênicos de larvas infectantes. O período pré-patente pode variar de 2 a 4 meses (Teixeira, 2000) e a maioria das serpentes parasitadas apresentam infecção subclínica, sendo que em casos de infecções graves, os animais podem apresentar sinais clínicos como letargia, debilidade, anorexia e diarreia sanguinolenta. As lesões incluem enterite ulcerativa e hemorragias, que podem levar a quadros de infecção bacteriana secundária e à morte (Greiner & Mader, 1996; Jacobson, 2007; Mitchell, 2007; Taylor et al., 2010). Grego et al. (2004) encontrou enterite aguda e caseosa em *B. jararaca* parasitada por *K. inermis*. A passagem de *Kalicephalus* spp. pelo pulmão também pode resultar na irritação do tecido pulmonar e, conseqüentemente, levar a infecções bacterianas secundárias (Schumacher, 2011).

1.4.3) Ascaridida

Segundo Wilson & Carpenter (1996), parasitos da família Ascarididae (Ordem Ascaridida) parasitam todos os répteis, especialmente serpentes. Os vermes adultos são encontrados no trato gastrointestinal e produzem ovos de casca grossa que são eliminados juntamente com as fezes do hospedeiro. Esses nematódeos são os parasitos mais importantes para as serpentes e a infecção pode ser fatal (Rataj et al., 2011). As larvas de ascarídeos podem provocar lesões devido à migração pelas vísceras e os adultos parasitam o trato gastrointestinal, ocasionando anorexia, regurgitação, obstrução e perfuração intestinal (Wilson & Carpenter, 1996).

Os gêneros de ocorrência em serpentes no Brasil são *Ascaridia* (Dujardin, 1845), *Ophidascaris* (Baylis, 1920), *Hexametra* (Travassos, 1920), *Polydelphis* (Dujardin, 1845) e *Travassosascaris* (Sprenst, 1978) (Dias et al., 2004). Apenas o gênero *Ascaridia* apresenta ciclo monoxeno e os demais apresentam ciclo heteroxeno. Estes utilizam invertebrados,

anfíbios e roedores como hospedeiros intermediários e/ou paratênicos (Anderson, 2000; Wilson & Carpenter, 1996). A prevalência destes nematódeos em répteis é elevada, sendo os gêneros *Ophidascaris*, *Hexametra* e *Polydelphis* os mais comuns em serpentes. Pinto et al. (2010) encontrou aproximadamente 80% de parasitismo por ascarídeos em *Crotalus durissus* no Brasil. Dentro dos 80%, o gênero *Ophidascaris* foi o mais comum (50,0%), seguido por *Hexametra* (30,0%) e *Travassosascaris* (20,0%). Dias et al. (2004) encontrou em cascavéis prevalência de 25,0% de *Ophidascaris*, 16,6% de *Ascaridia*, 8,3% de *Hexametra* e 8,3% de *Travassosascaris*. Teixeira (2000) encontrou 37,3% de parasitismo em serpentes *C. durissus*, sendo que dentre as serpentes parasitadas, *O. trichuriformis* foi o nematódeo mais prevalente (47,06%).

Alguns autores suspeitam que os gêneros possam ser uma zoonose, sendo um dos possíveis responsáveis pela Neurorretinite Subaguda Unilateral Difusa (DUSN) no Brasil, síndrome ocular inflamatória provocada por larvas de nematódeos. Segundo Vianna et al. (2007) o agente causador geralmente pertence ao gênero *Toxocara*, mas devido às características morfológicas das larvas Souza et al. (2005) sugerem que as larvas de ascarídeos de répteis (*Ophidascaris*, *Polydelphis*, *Travassoascaris* e *Hexametra*) devem ser consideradas como agentes etiológicos da síndrome DUSN no Brasil.

1.4.4) Spirurida

Nematódeos da ordem Spirurida (Railliet, 1914) podem ser encontrados na região anterior do trato gastrointestinal ou nos tecidos de peixes, anfíbios, répteis, aves e mamíferos e apresentam ciclo heteroxeno com desenvolvimento total do estágio larval, infectante para o hospedeiro definitivo, dentro de um hospedeiro intermediário (Chabaud, 2009). Suas duas subordens (Camallanina e Spirurina) apresentam muitas famílias que parasitam répteis. Com relação à subordem Camallanina, o gênero *Dracunculus* (Reichard, 1959) (Dracunculoidea, Dracunculidae) ocorre no interior dos tecidos ou cavidades do corpo de mamíferos (incluindo o homem) e répteis, sendo descritas cerca de 13 espécies (Moravec & Little, 2004). O gênero já foi registrado em répteis na América do Norte e do Sul, África, Madagascar, Vietnã, Índia, Europa e Austrália e já foi encontrado em serpentes das famílias Colubridae, Boidae, Pythonidae e Elapidae (Jones & Mulder, 2007). No Brasil, a espécie *D. brasiliensis* foi descrita parasitando uma sucuri, *Eunectes murinus* (Linnaeus, 1758), sendo o único registro do gênero em serpentes no país (Moravec & Santos, 2009).

A subordem Spirurina apresenta a maioria das famílias de parasitos infectando répteis. Com relação ao parasitismo em serpentes, a família mais encontrada e de maior importância veterinária é Physalopteridae. Esta possui três subfamílias: Proleptinae (Schulz, 1927), que ocorre principalmente em peixes e raramente em répteis; Physalopterinae (Railliet, 1893), muito comum em répteis, aves e mamíferos, raramente em anfíbios e ausente em peixes; e Thubunaeinae (Sobolev, 1949), ocorrendo apenas em répteis.

De acordo com Chabaud (2009), dois gêneros estão incluídos na subfamília Thubunaeinae: *Thubunaea* (Seurat, 1914) e *Physalopteroides* (Wu & Liu, 1940). Babero & Emmerson (1974) encontraram *T. cnemidophorus* (Babero & Matthias, 1967) em *Crotalus cerastes* (Hallowell, 1854), *C. mitchellii* (Cope, 1861) e *C. scutulatus* (Kennicott, 1861) no Sul do Estado de Nevada, Estados Unidos da América. A espécie *T. cnemidophorus* normalmente é um parasito de lagartos teiúdeos (Babero & Matthias, 1967) e as referidas espécies de cascavéis alimentam-se predominantemente de lagartos (Burse & Goldberg, 1991).

Dentro da subfamília Physalopterinae estão inclusos 7 gêneros (Chabaud, 2009): *Pseudabbreviata* (Lichtenfels & Quigley, 1968), *Skrjabinoptera* (Schulz, 1927), *Abbreviata* (Travassos, 1930), *Pseudophysaloptera* (Baylis, 1934), *Physaloptera* (Rudolphi, 1819), *Turgida* (Schulz, 1927) e *Pentadentoptera* (Schachnasarova, 1949). No Brasil, já foi relatada a ocorrência de *Physaloptera liophis* (Vicente & Santos, 1974), *P. monodens* (Molin, 1860) e *P. obtusissima* (Molin, 1860) no estômago de, respectivamente, *Liophis miliaris* (Linnaeus, 1758) (Colubridae), *B. constrictor* (Boidae) e *B. jararaca* (Viperidae) (Rossellini, 2007). A espécie *P. monodens* foi sinonimizada com *P. obtusissima* (Burse & Brook, 2011).

Segundo Jones (1995a), os gêneros *Abbreviata*, *Skrjabinoptera* e *Kreisiella* apresentam baixa especificidade de hospedeiros, ocorrendo em um grande número de espécies de lagartos. Goldberg et al. (2002) encontraram *A. terrapenis* (Hill, 1941) parasitando o estômago de *Crotalus lepidus* (Kennicott, 1861) nos Estados Arizona e Novo México, Estados Unidos da América. Jones (1995b) encontrou cistos contendo uma ou mais larvas de *Abbreviata* spp. nas camadas mucosa, muscular e serosa do estômago de serpentes da família Elapidae e lagartos das famílias Agamidae, Gekkonidae, Pygopodidae, Scincidae e Varanidae na Austrália.

Dentre as outras famílias da subordem Spirurina, dentro da família Spirocercidae, a espécie *Physocephalus sexalatus* (Molin, 1860), já foi encontrada na submucosa do intestino de *C. atrox* (Baird & Girard, 1853), *C. lepidus* (Kennicott, 1861) e *C. scutulatus* (Kennicott, 1861) no Texas, sendo responsável por granulomas no mesentério (Jacobson, 2007; McAllister et al., 2004). A mesma espécie também já foi encontrada parasitando suínos

(Suidae), criados em cativeiro, em São Paulo (Gomes et al., 2005), na Bahia (Pinto et al., 2007) e na Espanha (Gomes, 2009). Além de suínos, de acordo com Yamaguti (1961), o gênero *Physocephalus* também pode parasitar mamíferos artiodáctilos (famílias Tayassuidae e Camelidae), perissodáctilos (como rinocerontes) e macacos. Silva et al. (1999) encontrou *P. sexalatus* em veados-campeiros, *Ozotoceros bezoarticus* (Linnaeus, 1758) (Cervidae), no Mato Grosso do Sul.

A família Diplotriaeidae inclui parasitos de répteis e aves, sendo relativamente grandes, apresentam vulva anterior, asas caudais e borda da abertura bucal com elevações cuticulares em forma de “epaulettes” (Anderson & Bain, 2009b). Dentro da família, o gênero *Hastospiculum* possui 8 espécies parasitas de répteis que, em geral, são encontradas sob a serosa da cavidade peritoneal de seus hospedeiros (Araújo, 1970a). Duas espécies já foram encontradas em serpentes no Brasil: *H. digiticaudum* (Freitas, 1956) em *Philodryas aestivus* (Duméril, Bibron & Duméril, 1854) e *H. onchocercum* (Chitwood, 1932) em *Spilotes pullatus* (Linnaeus, 1758) e *C. durissus*.

1.4.5) Acanthocephala

O Filo Acanthocephala é constituído por parasitos que são caracterizados por apresentar uma probóscide retrátil armada de espinhos utilizada como suporte para a sua inserção na parede intestinal do hospedeiro. Todos os adultos vivem no intestino delgado de vertebrados, são dióicos, com fêmeas maiores que os machos e não possuem sistema digestivo. Esses parasitos estão distribuídos por todo o mundo, possuem ciclo de vida indireto e utilizam como hospedeiro intermediário artrópodes ou crustáceos. Répteis podem servir como hospedeiros intermediários, paratênicos ou definitivos (Baker, 1987; Goater & Goater, 2001; Greiner & Mader, 1996; Near et al., 1998). As larvas de Acanthocephala (cistacantos) geralmente são encontradas encistadas na cavidade abdominal dos hospedeiros intermediários ou paratênicos. Nos hospedeiros definitivos, os ovos são eliminados junto com as fezes e são caracterizados por apresentar várias camadas ao redor da larva acanthor (Baker, 2007; Greiner & Mader, 1996).

Segundo Kennedy (2006), são descritas aproximadamente 1000 espécies e o filo apresenta 4 classes: Archiacanthocephala, que tem como hospedeiros definitivos principalmente aves e mamíferos predadores; Palaeacanthocephala, que tem como hospedeiro definitivo principalmente peixes, anfíbios, aves e mamíferos; Eoacanthocephala, que tem como hospedeiro definitivo principalmente peixes, anfíbios e quelônios; e

Polyacanthocephala, que tem como hospedeiro definitivo jacarés na América do Sul. Ainda de acordo como o autor, poucas são as espécies especializadas em parasitar anfíbios e répteis, sendo geralmente raros, completamente ausentes em determinadas localidades e quando encontrados, frequentemente são estágios de cisticantos em que os répteis servem como hospedeiros paratênicos.

1.4.6) Pentastomida

Pentastomídeos são endoparasitos obrigatórios e popularmente conhecidos como "vermes lingulados" (*Tongueworms*), apresentando características morfológicas entre anelídeos e artrópodes. Pentastomida, historicamente, é considerado como um filo próprio (Self, 1969). Mas apesar da aparência vermiforme, estudos filogenéticos relacionam esses parasitos com crustáceos. Assim, atualmente o grupo Pentastomida é classificado como uma subclasse, classe Maxillopoda, subfilo Crustacea, Filo Arthropoda (Brusca & Brusca, 2003; Chen et al., 2010).

Mais de 130 espécies são descritas, todas atingindo maturidade sexual no trato respiratório de vertebrados, especialmente de répteis, com mais de 70 espécies registradas nesses animais (Abele et al., 1989; Almeida & Christoffersen, 1999; Anjos et al., 2008; Magnino et al., 2009). A maioria das espécies apresenta ciclo heteroxeno, mas há registros de espécies com ciclo monoxeno (Riley, 1983; Self, 1969). Todas as espécies de pentastomídeos conhecidas são dióicas, apresentam evidente dimorfismo sexual, com fêmeas maduras maiores que os machos, fecundação interna, corpo alongado e cilíndrico com cutícula delgada (Paré, 2008; Riley, 1983).

Todos os parasitos adultos apresentam como característica dois pares de ganchos retráteis em ambos lados da boca para a fixação ao tecido do hospedeiro (Abele et al., 1989; Mitchell, 2007; Paré, 2008). Ninfas com ganchos também podem ocorrer, como é o caso da espécie *Porocephalus crotali* Humboldt, 1808 (Brookins et al., 2009). Adultos e larvas são hematófagos, exceto o gênero *Linguatula*, parasito de mamíferos, que se alimenta de células e secreções nasais (Paré, 2008).

De acordo com Riley (1986), os pentastomídeos estão incluídos em duas ordens: Cephalobaenida, que apresenta ciclo de vida direto, e Porocephalida, que possui ciclo de vida indireto. Nesta última, a família Porocephalidae inclui as espécies parasitas das vias respiratórias dos ofídios (Garate et al., 2007). Cerca de 70% das espécies possuem serpentes como hospedeiro definitivo, seguido por crocodilos, lagartos, anfíbios e tartarugas (Abele et

al., 1989). Os hospedeiros intermediários incluem peixes, anfíbios, lagartos, serpentes, mamíferos roedores e insetos (Abele et al., 1989; Almeida et al., 2008).

Os parasitos depositam os ovos, contendo uma larva tetrápode, no pulmão do hospedeiro definitivo, que são deglutidos com a secreção brônquica e eliminados nas fezes. O hospedeiro intermediário se infecta através da ingestão de ovos em água, solo, pelos e alimentos contaminados. As larvas sofrem sucessivas ecdises e migram pelos tecidos do hospedeiro intermediário. O hospedeiro definitivo se infecta ao ingerir o hospedeiro intermediário. As formas larvárias perfuram o intestino e migram pela cavidade abdominal até atingir os pulmões ou sacos aéreos do hospedeiro definitivo, onde irão maturar e depositar os ovos, recomeçando o ciclo (Greiner & Mader, 1996; Riley, 1986).

Os gêneros mais comuns em répteis são *Raillietiella* (Sambon, 1910), *Porocephalus* (Humboldt, 1811), *Kiricephalus* (Sambon, 1922), *Armillifer* (Sambon, 1922) e *Sebekia* (Sambon, 1922) (Brookins et al., 2009; Greiner & Mader, 1996; Riley, 1986). Pelo menos nove espécies podem infectar humanos: *Armillifer armillatus* (Wyman, 1848), *A. moniliformis* (Diesing, 1835), *A. grandis* (Hett, 1915), *A. agkistrodentis* (Self & Kuntz, 1966), *Leiperia cincinnalis* (Sambon, 1922), *L. serrata* (Fröhlich, 1789), *Raillietiella hemidactyli* (Hett, 1934), *P. crotali* (Humboldt, 1811) e *P. taiwana* (Qiu et al., 2005). Destas, *A. armillatus* e *L. serrata*, juntas, são responsáveis por cerca de 90% das infecções humanas (Chen et al., 2010; Magnino et al., 2009; Yao et al., 2008). O homem pode agir como hospedeiro definitivo ou intermediário, sendo este mais comum. As ninfas geralmente localizam-se na cavidade peritonal ou no tórax (Fain, 1975). A infecção humana geralmente é adquirida pela ingestão de ovos presentes no solo, na água e comida contaminada por fezes ou secreções das vias respiratórias de animais infectados, ou ingestão de serpentes cruas ou mal cozidas (Ayinmode et al., 2010; Fain, 1975; Yao et al., 2008). As infecções humanas com pentastomídeos geralmente ocorrem em áreas tropicais e subtropicais, especialmente em áreas rurais e suburbanas em que há consumo de carne de ofídios (Ayinmode et al., 2010).

Em geral, as serpentes, assim como os humanos, são tolerantes às infecções, sendo os hospedeiros muitas vezes assintomáticos (Ma et al., 2002; Yao et al., 2008). Segundo Greiner & Mader (1996), a gravidade da infecção depende do sistema imune da serpente, do número e do estágio de desenvolvimento dos parasitos e a presença ou ausência de outras doenças. As lesões nos tecidos causadas por pentastomídeos são mais comuns nas fases de ninfa devido ao seu processo migratório pelo corpo do hospedeiro (Greiner & Mader, 1996; Mitchell, 2007). Entre os sinais clínicos, as serpentes podem apresentar sérias lesões pulmonares, hemorragias intestinais, produção excessiva de muco, anorexia, perda de peso, dispnéia e pneumonia

derivada de infecções bacterianas secundárias (Jacobson, 2007; Mitchell, 2007; Riley, 1986). Teixeira (2000) acredita que, apesar da maioria das infecções serem assintomáticas e apresentarem pouca resposta inflamatória, a morte de diversas serpentes pode ser comumente atribuída à obstrução do sistema respiratório superior por pentastomídeos. O diagnóstico pode ser feito através de exames de parasitológicos de fezes, lavado traqueal ou endoscopia dos pulmões (Greiner & Mader, 1996; Teixeira, 2000). Já foram encontradas em serpentes no Brasil: *Cephalobaena tetrapoda* (Heymons, 1922), *K. coarctatus* (Diesing, 1850); *P. crotali* e *R. furcocerca* (Diesing, 1863) (Almeida et al., 2007, 2008). Parasitando *C. durissus* já foram encontradas as espécies *C. tetrapoda* e *P. crotali* (Almeida et al., 2007).

1.4.7) Ectoparasitos

Vários artrópodes são encontrados como ectoparasitos de répteis, especialmente carrapatos e ácaros Segundo Jacobson (2007), gênero *Ophionyssus* (Macronyssidae, Acari) é comumente encontrado em Squamata podendo provocar debilidade e anemia nos animais com infestações severas. Ainda de acordo com o autor, *O. saurarum* (Oudemans, 1901) pode servir como vetor da hemogregarina *Karyolysus* e *O. natricis* (Gervais, 1844) pode transmitir bactérias gram-negativas, como *Aeromonas hydrophila* (Chester, 1901). Ocasionalmente, larvas de moscas podem causar miíase em feridas expostas ou sanguessugas podem ser encontradas em animais associados a ambientes aquáticos (Greiner & Mader, 1996). Silva et al. (1999) descreveu um caso de miíase em cascavel ocasionada por *Megaselia scalaris* (Loew, 1866).

Carrapatos (Classe Arachnida, Subordem Acari, Ordem Ixodida) são ectoparasitos temporários de anfíbios, répteis, aves e mamíferos e predominantemente hematófagos (Vieira et al., 2004). Devido à hematofagia e ainda que em baixos níveis de infestação, carrapatos podem transmitir diversos patógenos de interesse médico e veterinário, bem como causar a morte ou paralisia de serpentes devido à inoculação de toxinas durante o repasto sanguíneo (Bastianetto et al., 2002; Hanson et al., 2007).

Segundo Guglielmone et al. (2010), existem registradas cerca de 896 espécies distribuídas em 3 famílias: Ixodidae, Argasidae e Nuttalliellidae. A última ocorre apenas na África do Sul e Tanzânia e as outras famílias estão distribuídas por todo mundo, exceto Antártida (Barros-Battesti & Arzua, 2004). A família Ixodidae é a mais numerosa (702 espécies), seguida por Argasidae (193 espécies) e por Nuttalliellidae (1 espécie). Cerca de

90% das espécies de carrapatos parasitam exclusivamente animais silvestres, restando 10% que podem parasitar o homem e animais domésticos (Vieira et al., 2004).

No Brasil são encontradas 62 espécies de carrapatos representadas em 10 gêneros endêmicos e estabelecidos no Brasil (Dantas-Torres et al., 2009; Nava et al., 2010). O gênero *Amblyomma* apresenta 130 espécies distribuídas no mundo (Guglielmone et al., 2010). Este gênero é encontrado em praticamente todos os Estados brasileiros e é o mais numeroso no Brasil, com 29 espécies estabelecidas no país (Dantas-Torres et al., 2009). O gênero também inclui as principais espécies que podem parasitar o homem e transmitir patógenos de interesse médico e veterinário. Em geral, as chaves de identificação são baseadas em caracteres morfológicos observados em carrapatos adultos para a maioria dos gêneros (Aragão, 1936; Barros-Battesti & Arzua, 2004).

Entre as espécies, *A. cajennense* pode parasitar répteis, aves e mamíferos, mas em répteis, de acordo com Aragão (1936), a espécie é encontrada apenas nos estágios de larvas e ninfas, sendo que répteis não são os hospedeiros preferenciais do referido carrapato. Ainda de acordo com o autor, as espécies brasileiras parasitas de animais de sangue frio são: *A. dissimile* (Koch, 1844), *A. humerale* (Koch, 1844) e *A. rotundatum* (Koch, 1844). As espécies *A. dissimile* e *A. rotundatum* são os ectoparasitos mais comuns de anfíbios e répteis, sendo ambos distribuídas nas regiões neotropicais e altamente adaptadas a ambientes antropizados (Onofrio et al., 2002). Aragão (1936) indica que essas duas espécies podem ter distribuição simpátrica. A espécie *A. dissimile* também já foi registrada em mamíferos (Botelho et al., 2002) e aves (Scofield et al., 2011). No Brasil, *A. fuscum* (Neumann, 1907) já foi encontrado parasitando *B. constrictor* (Cunha et al., 1999; Dantas-Torres et al., 2009). A maioria das espécies de *Amblyomma* possui ciclo de vida trioxeno, mas segundo Onofrio (2007), as vezes, *A. rotundatum* pode realizar a ecdise do estágio de larva para ninfa sobre o mesmo hospedeiro.

Amblyomma rotundatum é uma espécie de ampla distribuição no Brasil, abundante nos locais de ocorrência e que se reproduz predominantemente por partenogênese, apesar do macho já ter sido descrito (Labruna et al., 2005). A espécie, originalmente, é oriunda das áreas tropicais da América Central e do Sul, mas há o seu registro na região Neártica desde o ano, aproximadamente, de 1930 (Oliver et al., 1993). Keirans & Durden (2001) observaram que das 43 espécies de *Amblyomma* introduzidas nos Estados Unidos da América, 15 espécies são parasitas de répteis. Segundo Burrridge (2001), o crescente comércio internacional de répteis representa uma importante ameaça para a introdução de carrapatos exóticos, bem

como a introdução de alguns patógenos de interesse médico-veterinário que são transmitidos por esses ectoparasitos.

1.4.8) Coccidia

Todas as ordens de répteis podem ser parasitadas por protozoários do filo Apicomplexa, especialmente da subclasse Coccidia, ordem Eucoccidiorida. Segundo Greiner (2003), 13 gêneros já foram registrados em répteis, sendo os gêneros de ocorrência em serpentes: *Caryospora* (Léger, 1904), *Cryptosporidium* (Tyzzer, 1907), *Cyclospora* (Schneider, 1881), *Eimeria* (Schneider, 1875), *Isospora* (Schneider, 1881), *Pythonella* (Ray & Das-Gupta, 1937), *Sarcocystis* (Miescher, 1843), *Tyzzeria* (Allen, 1936) e *Wenyonella* (Hoare, 1933). Destes, os gêneros *Eimeria*, *Caryospora* e *Sarcocystis* apresentam o maior número de espécies, com 66, 52 e 22 espécies, respectivamente (Duszynski et al., 2008). Em *C. durissus*, já foram encontrados: *Cryptosporidium serpentis* (Levine, 1980), *Caryospora* sp., *Eimeria crotalae* (Phisalix, 1919) e *Eimeria* sp. (Duszynski et al., 2008). Em geral, esses parasitos são encontrados nas fezes dos animais e segundo Magnino et al. (2009) a carne de répteis tem sido considerada como transmissora de protozoários aos humanos. Dentre as doenças envolvendo coccídeos, a criptosporidiose é a de maior interesse veterinário para répteis.

Criptosporidiose é uma doença causada por coccídeos da família Cryptosporiidae, gênero *Cryptosporidium*, de ocorrência geográfica mundial e que afeta, principalmente, o trato gastrointestinal de mamíferos (incluindo o homem), aves, répteis, anfíbios e peixes (Fayer, 2007; Xiao et al., 2004). O ciclo de vida do parasito é moxeno. Cerca de 16 espécies descritas são consideradas válidas (Xiao et al., 2004), no entanto apenas *C. serpentis* (Levine, 1980) e *C. varanii* (sin. *C. saurophilum*) já foram registradas ocorrendo em serpentes (Graczyk, 2007).

A infecção geralmente é subclínica, aguda e autolimitada (Xiao et al., 2004), mas em condições de estresse ou imunodepressão ocorre a criptosporidiose, sendo comumente registrada em animais criados em cativeiro (Graczyk, 2007). Répteis parasitados por *C. serpentis* ou indivíduos imunodeprimidos infectados frequentemente desenvolvem infecção crônica, que pode ser letal (Xiao et al., 2004).

Karasawa et al. (2002) encontrou prevalência de 14% de ocorrência de oocistos de *Cryptosporidium* sp. em fezes de *C. durissus terrificus* mantidas em cativeiro no Centro de Estudo de Veneno de Animais Peçonhentos (CEVAP) da Universidade Estadual de São Paulo

(UNESP), em Botucatu, São Paulo. Ruggiero et al. (2011) encontrou prevalência de 57,14%, 40% e 37,5% de oocistos de *C. serpentis* em fezes de *C. durissus*, *B. jararaca* e *B. constrictor*, respectivamente, mantidas em cativeiro no serpentário do Instituto Butantan, São Paulo. Sevá et al. (2011) encontrou 21,6% de parasitismo por *C. serpentis* em fezes de 74 serpentes mantidas em cativeiro na Fundação Parque Zoológico em São Paulo. O fato do ciclo de vida deste parasito ser direto aumenta a importância de um rigoroso controle sanitário dos criadouros. Segundo Xiao et al. (2004) diferentes genótipos e espécies já foram identificados infectando humanos, mas não há nenhum registro de casos humanos envolvendo as espécies *C. serpentis* e *C. varanii*. Ainda de acordo com os autores, *C. parvum* e *C. muris*, ambos patógenos para humanos, já foram encontrados em fezes de lagartos e serpentes, mas provavelmente as espécies eram provenientes dos roedores infectados predados.

Os sinais clínicos de serpentes parasitadas doentes incluem perda de peso, regurgitação 3 a 4 dias após a alimentação e aumento do volume do meio do corpo. Esses sinais são derivados da gastrite, enterite e/ou gastroenterite ocasionadas com a invasão das células epiteliais da mucosa gástrica pelos esporozoítos (Cranfield & Graczyk, 1996; Graczyk, 2007). O diagnóstico através dos exames parasitológicos de fezes pode ser difícil devido ao reduzido tamanho dos oocistos, o que requer colorações especiais, além do fato de que a eliminação de oocistos nas fezes é intermitente (Graczyk, 2007).

1.5) Resposta inflamatória em répteis

Os répteis apresentam um sistema imune semelhante ao dos mamíferos em alguns aspectos celulares e moleculares, apresentando respostas inatas e adaptativas (celular e humoral). Devido à ectotermia, esses animais são muito suscetíveis às mudanças ambientais diárias e anuais, de tal forma que a resposta imunológica de répteis varia de acordo com a temperatura, luz e umidade (Kolesnikovas, 2006) e prevê-se inclusive que a gravidade das doenças pode ser influenciada pelos grandes efeitos do aquecimento global (Kurath & Adams, 2011).

Endoparasitos podem gerar diversas alterações nos tecidos de seus hospedeiros. Em geral, o sistema imune dos vertebrados leva a respostas que promovem a hiperplasia celular para o encapsulamento do parasito. De acordo com Pereira (2004), o desequilíbrio entre os mecanismos pró e antiinflamatórios afetam o efeito lesivo da resposta inflamatória, assim como a sua cronificação (lesões com mais de 6 meses de duração). Ainda segundo o autor, a reação inflamatória granulomatosa é modulada pela resposta imune adaptativa e é

caracterizada por modificações de células do exsudato, que se organizam e formam agregados circunscritos, denominados granulomas, e por apresentar agrupamentos organizados de macrófagos que podem originar células epitelióides e células gigantes nucleadas. Eosinófilos e linfócitos também podem estar presentes.

A resposta imune inata em répteis inclui peptídeos antimicrobianos semelhantes às defensas de mamíferos, lisozimas, sistema do complemento e leucócitos não específicos, como macrófagos, monócitos, heterófilos, basófilos e eosinófilos (Zimmerman et al., 2010). Segundo Montali (1988), os heterófilos correspondem funcionalmente aos neutrófilos em mamíferos, estando envolvidos na supressão de invasões microbianas e nas repostas inflamatórias, que variam de acordo com o patógeno envolvido: patógenos extracelulares induzem a formação de granulomas do tipo heterofílicos, com o acúmulo de heterófilos, desgranulação e necrose; patógenos intracelulares induzem a formação de granulomas do tipo histiocíticos. Ainda de acordo com o autor, inflamações crônicas podem formar ambos os tipos de granulomas. Nos locais da inflamação, os répteis não formam exsudato purulento e sim uma massa caseosa constituída principalmente de heterófilos desgranulados e degenerados (Montali, 1988).

2. JUSTIFICATIVA

O parasitismo em serpentes é um grande problema para a criação desses animais em cativeiro, pois além das patologias, os parasitos podem interferir na produção de veneno, uma vez que a quantidade e qualidade do veneno estão diretamente associadas à alimentação e à saúde do animal. Assim, o levantamento do parasitismo das serpentes poderá ser utilizado para indicar procedimentos que visam diminuir a mortalidade de animais da criação, bem como reduzir os sinais clínicos derivados do parasitismo. Associado a isso, levantamentos parasitários de répteis também são importantes para a conservação de espécies e para a saúde pública, uma vez que os parasitos podem ser deletérios para as populações silvestres e podem apresentar algum potencial zoonótico. Além disso, pesquisas envolvendo a identificação de parasitos em animais silvestres são muito escassas no Brasil. Assim, este trabalho é importante também para o conhecimento da biodiversidade e biogeografia de invertebrados no país, para a pesquisa de novos modelos experimentais, melhoramento dos programas de reintrodução e conservação, conhecimento da saúde natural dos ecossistemas e para um melhor entendimento sobre as interações parasito-hospedeiro.

3. OBJETIVOS

3.1) Objetivo geral

- Identificar os endo e ectoparasitos de *Crotalus durissus* (Serpentes, Viperidae) de algumas localidades Minas Gerais recebidas pela Fundação Ezequiel Dias.

3.2) Objetivos específicos

1. Descrever as espécies de endoparasitos encontradas nas serpentes *Crotalus durissus* de Minas Gerais através de exames necroscópicos;
2. Identificar as espécies de ectoparasitos encontradas nas serpentes *Crotalus durissus* de Minas Gerais através de exames macrosocópicos;
3. Relacionar os ovos achados em exames coproparasitológicos com as espécies de helmintos encontrados nas necrópsias;
3. Descrever a histopatologia de inflamação granulomatosa no estômago ocasionada por *Ophidascaris arndti*.

4. MATERIAIS E MÉTODOS

4.1) Necrópsias das serpentes

Os animais utilizados foram serpentes doadas pelo Serviço de Animais Peçonhentos (SAP) da FUNED recém chegadas à instituição, oriundas do ambiente silvestre, de 17 municípios de Minas Gerais, a maioria pertencente à região metropolitana de Belo Horizonte (Figura 2). Foram necropsiadas 35 *C. durissus* no período de 07 de julho de 2011 a 12 de janeiro de 2012.

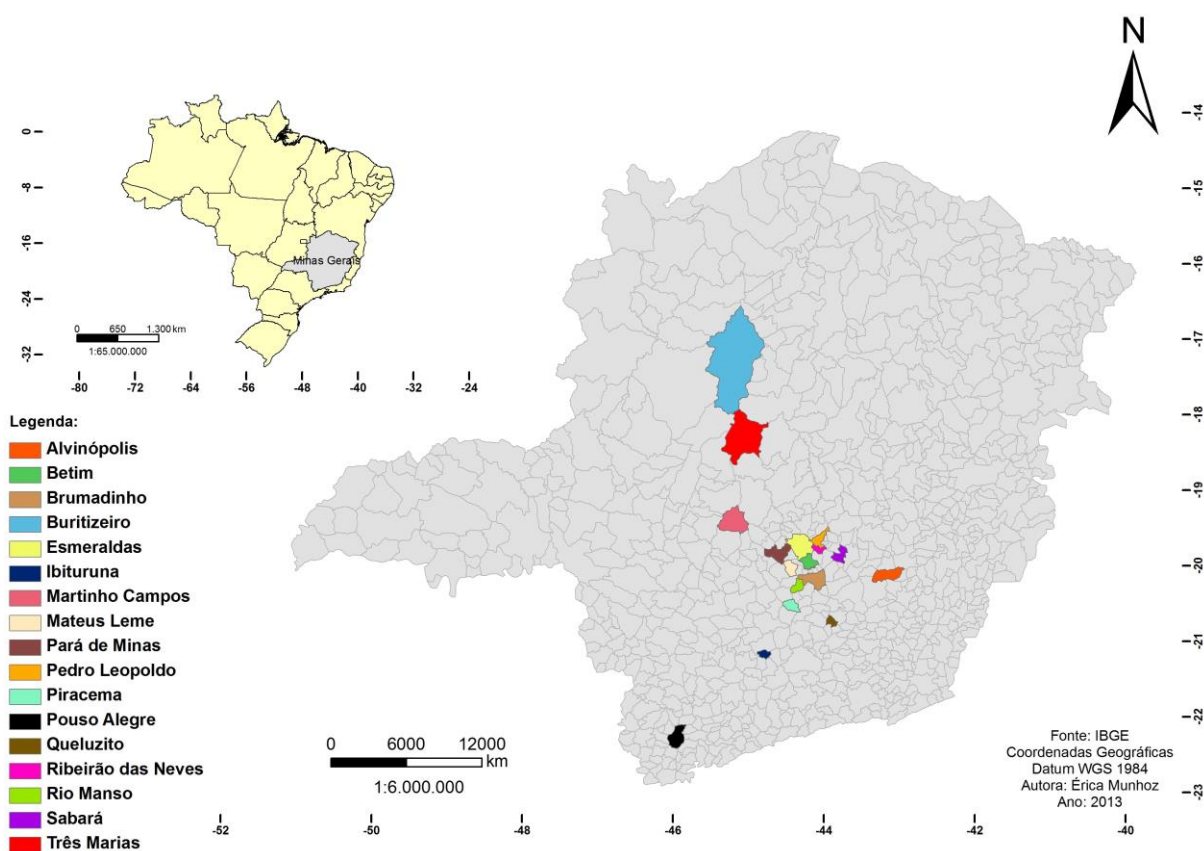


Figura 2 – Distribuição geográfica dos municípios de origem das serpentes necropsiadas.

No Laboratório de Helminologia Veterinária (ICB/UFMG), as serpentes foram eutanasiadas com injeção de 0,4 a 3,5 mL de anestésico Hypnol® 3% (pentobarbital sódico 30mg/mL) intracelomático na metade anterior do animal, como indicado por Kolesnikovas et al. (2006), AVMA (2007) e Tambourigi et al. (2010). Para a aplicação da anestesia, os animais foram colocados individualmente em uma caixa plástica e mobilizados com a compressão de uma tela metálica ondulada sobre o dorso, juntamente com a contenção da cabeça contra o substrato com o auxílio de um gancho (Figura 3).



Figura 3 – Contenção da serpente *Crotalus durissus* em caixa plástica com tela metálica para a aplicação da anestesia.

Após o animal não apresentar mais respostas a nenhum tipo de estímulo, o mesmo era pesado em balança analítica. Posteriormente, após a inspeção da cavidade bucal, a boca era amarrada com barbante para evitar acidentes durante a manipulação do animal. Foi medido com fita métrica o comprimento total e rostro-cloacal da serpente e, com um paquímetro digital, o comprimento e largura da cabeça. A parte externa de cada animal foi inspecionada macroscopicamente à procura de ectoparasitos.

Os animais eram postos em decúbito dorsal e com uma tesoura, a região ventral foi aberta da cloaca até a boca. Com uma agulha estéril fez-se a coleta de sangue da veia cava no fígado.

Após a abertura da cavidade celomática e coleta de sangue, foi realizada uma inspeção visual à procura de helmintos ou qualquer anormalidade sugestiva de parasitismo, na superfície dos órgãos, no tecido muscular esquelético, no tecido subcutâneo e na própria cavidade celomática. Os órgãos foram separados individualmente em placas de petri contendo solução salina 0,85% de NaCl e examinados em microscópio estereoscópico. Devido à forte e profunda fixação de *Ophidascaris* sp. na mucosa estomacal das serpentes, as placas de petri com o estômago foram colocadas por no mínimo 2 horas na geladeira para o relaxamento dos helmintos, permitindo sua retirada.

Este trabalho recebeu a aprovação do Comitê de Ética no Uso de Animais (CEUA) da Universidade Federal de Minas Gerais sob protocolo número 176/2012.

4.2) Fixação e identificação dos parasitos

Os ectoparasitos foram fixados em álcool 70%. De acordo com as características anatômicas, os endoparasitos encontrados foram coletados com pinças ou pincéis e lavados em solução salina de NaCl 0,85%. Todos os nematódeos foram fixados em formol comercial 10% a 80°C. As larvas de *Acanthocephala* e os tecidos de interesse para estudos histopatológicos também foram fixados em formol comercial 10%. A larva plerocercóide foi fixada por compressão com formol comercial 10%.

Após a fixação dos parasitos, para a identificação dos nematódeos, 6 casais de cada parasito ou 6 fêmeas (se partenogenéticas) de cada serpente parasitada foram separados e colocados em solução de Lactofenol de Amann para diafanização. Aqueles que não apresentavam número suficiente de 6 casais, foi separado o maior número de espécimes disponíveis para a clarificação. Devido ao tamanho e dificuldade de diafanização, os ascarídeos ficaram por no mínimo 7 dias em lactofenol antes da identificação.

Individualmente, os parasitos foram colocados entre lâmina e lamínula de vidro com lactofenol, observados em microscópio de luz e microscópio estereoscópico e fotografados com câmera digital (AxioCam ERc 5s, Carl Zeiss) acoplada aos equipamentos. As medidas foram realizadas com paquímetro digital (Disma) e, por meio das fotos, através do programa AxioVision 4.8 (Carl Zeiss Vision). Os resultados das medidas das análises morfométricas são apresentadas pelos valores de amplitude de variação (valores mínimo e máximo), seguido pelos valores da média aritméticas.

Cada caracter taxonômico de cada espécime foi medido 5 vezes e calculada a média. Para a identificação, foram utilizadas as chaves: Yamaguti (1961), Anderson et al. (2009), Vicente et al. (1993), Skrjabin et al. (1969a, 1969b) e artigos com descrições específicas de espécies do gênero.

4.3) Exame Parasitológico de Fezes (EPF)

As fezes dos animais foram retiradas diretamente do intestino grosso, diluídas em água, filtradas em gaze e dispostas em cálices de vidro para sedimentação, conforme técnica de Lutz (1919). De 4 a 24 horas depois, o sobrenadante era descartado e o sedimento fixado em formol comercial 10% para exame parasitológico de fezes. Ao final de todas as necropsias, no período de 06 a 14 de fevereiro 2012, cada amostra de fezes foi transferida para tubos para centrífuga de 15 mL para técnica de concentração de ovos Formol-Éter,

conforme técnica de Ritchie (1948). O volume do tubo foi completado até 10 mL com água e adicionado 3 mL de Éter, resultando em um volume final de 13 mL. Centrifugou-se as amostras a 12.000g por 5 minutos. O tubo foi invertido para descarte do sobrenadante e adicionou-se 3 gotas de formol comercial 10% ao sedimento final. Para cada amostra, foram examinadas 3 lâminas com uma gota de lugol em microscópio de luz. Os ovos e/ou larvas de parasitos encontrados foram fotografados e medidos com ocular micrométrica.

4.4) Descrição histopatológica da lesão em estômago provocado por *Ophidascaris arndti*.

Foram colhidos fragmentos do estômago de animais parasitados por *O. arndti* e encaminhados para o Laboratório de Patologia Comparada do Instituto de Ciências Biológicas (ICB) da UFMG. As amostras foram fixadas em formol 10% e processadas pela técnica rotineira de inclusão em parafina. Foram preparados cortes de 4 µm, corados por Hematoxilina-Eosina ou Tricrômico de Gomori e observados em microscopia de luz.

4.5) Microscopia eletrônica de varredura (MEV)

Foram cortadas com lâmina de bisturi as extremidades anterior e posterior de um espécime macho de *Hexameta boddaertii* fixado em formol comercial 10%. O material foi transferido para glutaraldeído 2% em tampão fosfato 0,1M *overnight*, lavado 3x tampão 0,1M (10 min), pós-fixado em tetróxido de ósmio (OsO₄) 1% (1h) na presença do mesmo tampão, lavado 3x em água destilada (10 min), inserido em solução ácido tânico 1% diluído em água destilada (20 min) preparado no momento de sua utilização, lavado 3x em água destilada (10 min), inserido em tetróxido de ósmio 1% aquoso (1h), lavado 3x em água destilada (10 min), desidratados em sequência crescente de álcool etílico - 30% (10 min), 50% (2x 10min), 70% (2x 10 min), 80% (2x 10 min), 95% (2x 10 min), 100% (3x 10 min), secados por meio de ponto crítico em CPD 020 (Balzer Union) com CO₂ líquido, montados no suporte porta-amostras (*stub*) e metalizados com 15 nm de Ouro. As análises e fotografias foram realizadas no microscópio eletrônico de varredura Zeiss-DSM 950 do Centro de Microscopia Eletrônica (CEMEL) do ICB, UFMG.

4.6) Análise estatística

As definições de prevalência e intensidade da infecção estão de acordo com Bush et al. (1997). Foram realizados testes não paramétricos através do *software* GraphPad Prism 5.0, sendo os valores de $p < 0,05$ considerados estatisticamente significativos. Para verificar uma possível correlação entre o comprimento, sexo, peso das serpentes e a presença ou ausência de parasitismo utilizou-se o teste exato de Fisher.

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1) Necrópsias, dados morfométricos e parasitismo

Das 35 cascavéis eutanasiadas, 13 eram machos e 22 fêmeas. Do total de serpentes, 24 (68,57%) animais estavam parasitados, sendo destas, 16 (66,6%) apresentando mais de uma espécie de parasito. Os dados sobre data de recebimento e eutanásia da serpente, identificação, sexo, procedência e morfometria das cascavéis constam no Quadro 1.

Para as amostras estudadas, a presença de parasitismo foi significativamente estatística ($p = 0,0068$) em relação ao comprimento do corpo da serpente, sendo que todos os animais maiores que 99,8 cm (mediana) apresentaram parasitos (N=11) (Figura 4). Porém, não houve significado estatístico para a presença de parasitos de acordo com o peso ($p = 0,3875$) (Figura 5) e sexo da serpente ($p = 0,2584$) (Figura 6).

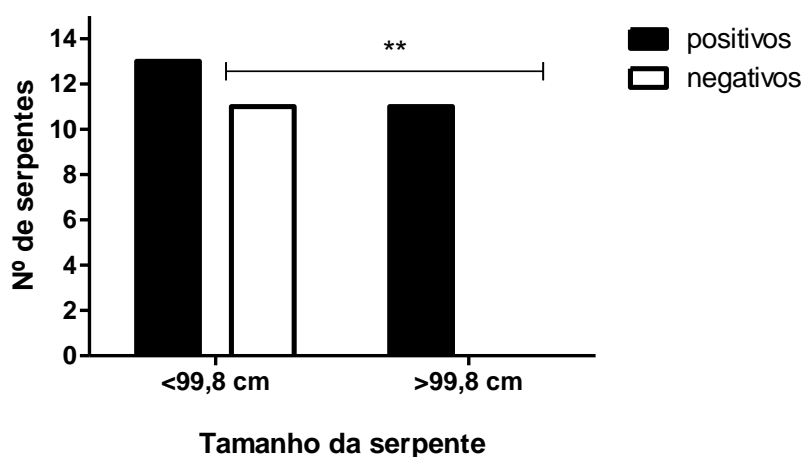


Figura 4 - Presença ou ausência de parasitismo de acordo com o comprimento da serpente. Animais maiores que o valor da mediana (99,8 cm) apresentaram parasitismo (n=11). (Teste exato de Fisher, ** = $p < 0,01$).

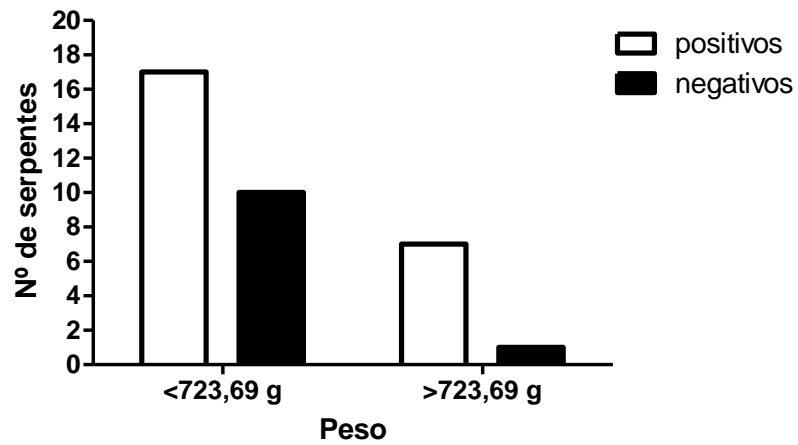


Figura 5 - Presença ou ausência de parasitismo de acordo com o peso da serpente. Não houve diferença significativamente estatística ($p = 0,3875$). Teste exato de Fisher, mediana do peso = 723,69 gramas.

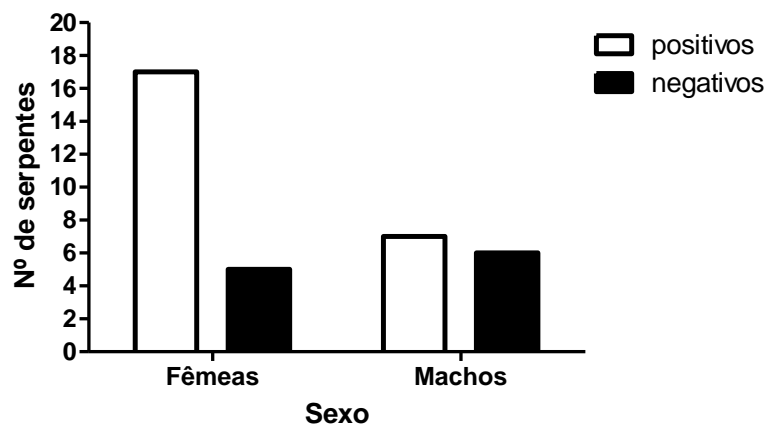


Figura 6 - Presença ou ausência de parasitismo de acordo com o sexo da serpente. Não houve diferença significativamente estatística ($p = 0,2584$). Teste exato de Fisher.

Quadro 1 – Data de recebimento da serpente pela FUNED, data da eutanásia, identificação, sexo, procedência, resultado de presença ou ausência de parasitismo e dados morfométricos das serpentes *Crotalus durissus* necropsiadas.

Ent. FUNED	Eutanásia	Cód	Sexo	Procedência	Res	CT(cm)	CRC(cm)	Ca(cm)	CC(mm)	LC(mm)	Peso (g)
17/06/11	07/07/11	Cd02	M	Pouso Alegre	+	114	102	12	50,6	34,6	601,58
17/06/11	08/07/11	Cd03	F	Pouso Alegre	++	99,8	91,6	8,2	45	28	796,01
17/06/11	11/07/11	Cd04	F	Pouso Alegre	++	103,6	98,7	4,9	48,9	33	801,32
17/06/11	12/07/11	Cd05	F	Pouso Alegre	++	102,7	97,2	5,5	50,6	30,8	723,69
12/07/11	26/07/11	Cd07	F	Brumadinho	++	79,8	74	5,8	38,8	27,7	345,61
17/06/11	26/07/11	Cd08	F	Pouso Alegre	++	89,7	83,2	6,5	43,9	28,2	446,95
12/07/11	27/07/11	Cd09	F	Brumadinho	++	95	89,5	5,5	43,3	27,2	785,55
16/06/11	28/07/11	Cd10	F	Martinho Campos	+	83,1	78,3	4,8	42,2	27	328,25
18/07/11	28/07/11	Cd11	M	Ibituruna	++	75,7	68,7	7	37,1	22,6	286,94
16/08/11	23/08/11	Cd12	F	Buritzeiro	++	72,7	68,6	4,1	38,7	25,3	189,94
16/08/11	24/08/11	Cd13	M	Três Marias	-	81,7	74,3	7,4	39	25,9	311,27
02/08/11	24/08/11	Cd14	M	Betim	-	61,7	55,5	6,2	31,4	20,2	150,6
10/08/11	24/08/11	Cd15	M	Pará de Minas	-	66,4	61,1	5,3	37,4	20,9	161,86
10/08/11	25/08/11	Cd16	F	Pará de Minas	-	94,5	89,5	5	47,5	28,1	745,6
10/08/11	25/08/11	Cd17	M	Pará de Minas	-	82,3	75,4	6,9	35	22,8	359,65
18/09/11	04/10/11	Cd18	F	Sabará	++	88,8	83,7	5,1	42,3	28,4	568,16
27/09/11	05/10/11	Cd19	F	Mateus Leme	++	101,2	95,6	5,6	48,8	34,5	751,65
06/09/11	06/10/11	Cd20	F	Queluzito	+	102,7	96,5	6,2	46,1	30,4	683,04
06/09/11	06/10/11	Cd21	M	Queluzito	++	81	74,2	6,8	38,7	24,1	248,65
21/09/11	07/10/11	Cd22	M	Rio Manso	-	63,3	59,3	4	34	23,4	144,84
20/09/11	17/10/11	Cd23	F	Piracema	-	88	83	5	44,1	30,1	640,43
17/09/11	17/10/11	Cd24	M	Pouso Alegre	+	135	123,8	11,2	64,9	37,6	1.262,19
17/09/11	18/10/11	Cd25	F	Pouso Alegre	+	90,2	85,2	5	46,4	30,4	509,95
17/09/11	19/10/11	Cd26	F	Pouso Alegre	++	99,2	93	6,2	43,9	30,9	555,69
17/09/11	19/10/11	Cd27	F	Pouso Alegre	++	83,1	77,6	5,5	39,1	27,8	367,47
14/12/11	22/12/11	Cd28	F	Alvinópolis	++	95	90	5	43,2	29,4	455,17
14/12/11	23/12/11	Cd29	M	Alvinópolis	-	91,2	82,7	8,5	40,9	27	519,09
14/12/11	26/12/11	Cd30	M	Alvinópolis	-	79,4	72,6	6,8	35,8	23,4	174,58
14/12/11	26/12/11	Cd31	F	Alvinópolis	-	77,5	73,2	4,3	38,8	25,1	240,62
06/12/11	09/01/12	Cd32	M	Esmeraldas	++	113	102,5	10,5	44,1	29,2	694,64
06/12/11	09/01/12	Cd33	M	Esmeraldas	++	107	97	10	46,7	29,9	731,6
11/12/11	10/01/12	Cd34	F	Pedro Leopoldo	+	86,3	81,2	5,1	43,9	28,3	392,45
14/12/11	10/01/12	Cd35	F	Alvinópolis	-	81,8	77	4,8	41,5	27,5	310,1
20/12/11	12/01/12	Cd36	F	Betim	+	100,8	94,3	6,5	46,1	31	560,83
20/12/11	12/01/12	Cd37	F	Ribeirão das Neves	+	103,4	97,7	5,7	45	30,4	643,67

Ent. FUNED: data de recebimento da serpente pela FUNED; Cód: Código identificador da serpente; M: macho; F: Fêmea; Res: resultado presença ou ausência de parasitos; CT: comprimento total; CRC: comprimento rostro-

cloacal; CC: comprimento cabeça; LC: largura cabeça; Ca: cauda; +: Positivos; ++: Positivos poliparasitados; -: Negativos.

O município de Pouso Alegre foi o que teve mais ofídios necropsiados e o que apresentou, proporcionalmente ao número de animais, a maior porcentagem de serpentes parasitadas (Tabela 1).

Tabela 1 – Proporção de serpentes parasitadas de acordo com a quantidade de serpentes necropsiadas por município mineiro.

Mesorregião	Município	Quantidade serpentes	Necrópsia positiva	Proporção de serpentes parasitadas
Sul e Sudoeste de Minas	Pouso Alegre	9	9	100%
Central Mineira	Três Marias	1	0	0
Central Mineira	Martinho Campos	1	1	100%
Oeste de Minas	Ibituruna	1	1	100%
Oeste de Minas	Piracema	1	0	0
Norte de Minas	Buritizeiro	1	1	100%
Metropolitana de Belo Horizonte	Betim	2	1	50%
Metropolitana de Belo Horizonte	Pará de Minas	3	0	0
Metropolitana de Belo Horizonte	Sabará	1	1	100%
Metropolitana de Belo Horizonte	Mateus Leme	1	1	100%
Metropolitana de Belo Horizonte	Queluzito	2	2	100%
Metropolitana de Belo Horizonte	Rio Manso	1	0	0
Metropolitana de Belo Horizonte	Brumadinho	2	2	100%
Metropolitana de Belo Horizonte	Alvinópolis	5	1	20%
Metropolitana de Belo Horizonte	Esmeraldas	2	2	100%
Metropolitana de Belo Horizonte	Pedro Leopoldo	1	1	100%
Metropolitana de Belo Horizonte	Ribeirão das Neves	1	1	100%

5.2) Identificação dos parasitos

Dentre as serpentes positivas, foram encontrados: 19 (79,16%) animais parasitados por *Ophidascaris arndti*, 6 (25%) com *Hexameta boddaertii*, 1 (4,16%) com *Maracaya belemensis*, 7 (29,16%) com *Rhabdias filicaudalis*, 4 (16,66%) com *Kalicephalus inermis inermis*, 1 (4,16%) com *Kalicephalus costatus costatus*, 1 (4,16%) com *Kalicephalus* sp., 1 (4,16%) com *Hastospiculum onchocercum*, 1 (4,16%) larva de nematoda não identificada, 1 (4,16%) com larvas plerocercóides de Pseudophyllidea, 7 (29,16%) com larvas de Acanthocephala, 1 (4,16%) com ninfa de *Porocephalus crotali*, 2 (8,33%) com carrapatos *Amblyomma rotundatum* (Quadro 2).

Os ectoparasitos foram encontrados entre as escamas dorsais dos animais. Os nematódeos adultos da família Ascarididae (Ascaridida) foram encontrados predominantemente parasitando o trato gastro intestinal das serpentes, especialmente o estômago. Formas adultas de *O. arndti* e *H. boddaertii*, espécies pertencentes à família supracitada, foram encontradas isoladamente em outras regiões do corpo além do trato gastrointestinal. Foi encontrado pela primeira vez o gênero *Maracaya* (Atractidae: Ascaridida) em serpentes. Helmintos jovens e adultos da família Rhabdiasidae (Rhabditida) foram encontrados no trato respiratório, especialmente no pulmão. Formas adultas da família Diaphanocephalidae (Strongylida) foram encontradas no estômago e, principalmente, no intestino delgado. Formas adultas e larvares de *Hastospiculum onchocercum* foram encontradas na camada serosa dos intestinos delgado e grosso e no peritônio do fígado. As larvas plerocercóides de Pseudophyllidea (Cestoda) foram encontradas na musculatura intercostal. As larvas cistacantos de parasitos do filo Acanthocephala foram encontradas no tecido subcutâneo, muscular e principalmente no mesentério. A ninfa de *P. crotali*, filo Arthropoda, foi encontrado na parte externa da pleura (Quadro 3).

Quadro 2 – Parasitos encontrados nas serpentes *Crotalus durissus* necropsiadas.

Código Serpente	<i>Ophidascaris arndti</i>	<i>Hexametra boddaertii</i>	<i>Maracaya belemensis</i>	<i>Rhabdias filicaudalis</i>	<i>Kalicephalus inermis inermis</i>	<i>Kalicephalus costatus costatus</i>	<i>Kalicephalus sp.</i>	<i>Hastospiculum onchocercum</i>	Nematoda	Larva Pterocercóide Pseudophyllidea	Larva Acanthocephala	<i>Porocephalus crotali</i>	<i>Amblyomma rotundatum</i>
Cd02	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cd03	+	-	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cd04	+	+	-	+	-	+	-	-	-	-	-	-	-
Cd05	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-
Cd07	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
Cd08	+	+	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cd09	+	+	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
Cd10	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-
Cd11	+	-	-	+	-	-	-	-	-	-	+	-	-
Cd12	-	-	-	-	-	-	+	-	-	+	+	+	-
Cd18	+	+	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	+
Cd19	+	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cd20	+	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
Cd21	+	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
Cd24	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-
Cd25	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cd26	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-
Cd27	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cd28	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	+	-	-
Cd32	+	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cd33	+	-	-	+	-	-	-	-	-	-	+	-	-
Cd34	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cd36	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cd37	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

(+) positivo; (-) negativo

Quadro 3 – Distribuição dos parasitos encontrados de acordo com o localização no corpo das serpentes *Crotalus durissus*.

Espécie do Parasito	ED	Pul	Esô	Est	ID	IG	SI	Fíg	CG	Me	In	TM	TS
<i>Ophidascaris arndti</i>			x	x	x	x			x				
<i>Hexametra boddaertii</i>		x		x	x				x				
<i>Maracaya belemensis</i>											x		
<i>Rhabdias filicaudalis</i>		x	x										
<i>Kalicephalus inermis inermis</i>				x	x								
<i>Kalicephalus costatus costatus</i>					x								
<i>Kalicephalus sp.</i>					x								
<i>Hastospiculum onchocercum</i>							x	x					
Nematoda								x					
Larva Plerocercóide Pseudophyllidea												x	
Larva Acanthocephala										x		x	x
<i>Porocephalus crotali</i>		x											
<i>Amblyomma rotundatum</i>	x												

ED - Escamas dorsais; Pul - Pulmão; Esô - Esôfago; Est - Estômago; ID - Intestino Delgado; IG - Intestino Grosso; SI - Serosa intestinal; Fíg - Fígado; CG - Cavidade Geral; Me - Mesentério; In - indeterminado; TM - Tecido muscular; TS - Tecido subcutâneo.

A intensidade da infecção variou de: 1 a 63 para *O. arndti*, 2 a 21 para *H. boddaertii*, 2 para *M. belemensis*, 1 a 631 para *R. filicaudalis*, 6 a 14 para *K. inermis inermis*, 1 para *K. costatus costatus*, 1 para *Kalicephalus sp.*, 11 para *H. onchocercum*, 1 para Nematoda, 2 para larvas plerocercóides, 2 a 8 para larvas de Acanthocephala, 1 para *P. crotali* e 1 a 3 para *A. rotundatum* (Quadro 4).

Não foram encontrados trematódeos parasitando as serpentes. Segundo Rossellini (2007) são registradas em serpentes brasileiras 44 espécies de trematódeos com apenas uma espécie, *Ophiodiplostomum spectabile*, de ocorrência em cascavéis. Pelo fato do ciclo de vida dos trematódeos ser indireto, utilizando, em geral, moluscos como hospedeiros intermediários, a descrição da presença de trematódeos adultos em cascavéis é rara, devido ao seu comportamento predominantemente terrícola e à sua dieta mais especializada em roedores.

Quadro 4 – Intensidade da infecção de acordo com a espécie e sexo do parasito e a sua localização no corpo de *Crotalus durissus*.

Cód	<i>Ophidascaris arndii</i>				<i>Hexametra boddaertii</i>				<i>Maracaya belemensis</i>	<i>Rhabdias filicaudalis</i>		<i>Kalicephalus inermis</i>		<i>Kalicephalus costatus costatus</i>	<i>Kalicephalus</i> sp.	<i>Hastospiculum onchocercum</i>		Nematoda	Larva Pterocercóide Pseudophyllidea	Larva Acanthocephala			<i>Porocephalus crotali</i>	<i>A.mbyomma rotundatum</i>	
	Est	ID	IG	CG	Est	ID	P	CG	In	Esô	T/P	Est	ID	ID	ID	SI	Fíg	Fíg	TM	Mes	TM	SC	Pul	ED	
Cd02										1F	631F														
Cd03	4M, 6F, 3J		1M					1M, 1F			31F														
Cd04					4M, 1F, 8J	1F		1L			2F			1F											
Cd05	15M, 32F, 16J				1M, 1F	1M	1M, 2F														2L	1L	1L		
Cd07								1M																	3F
Cd08	1F						2M, 6F				12F														
Cd09	3M, 5F, 1J				1M		6M, 14F					1M	2M, 3F												
Cd10																					8L				
Cd11	14M, 24F, 5J										125F										6L				
Cd12															1F				2L	4L			1N		
Cd18	1M, 1F				6M, 3F, 25J		2F, 2J											1L							1F
Cd19	7M, 14F										1F														
Cd20	10M, 19F												3M, 3F												
Cd21	1M, 6F, 1J														4M, 2F										
Cd24																3F, 4L	2M, 2L								
Cd25	6M, 13F																								
Cd26	14M, 22F																							2L	
Cd27						1F		1L																	

Continuação Quadro 4

Cd28													2M, 6F	3M, 3F						3L			
Cd29																							
Cd32	14M,6F	1M										14F											
Cd33	5M, 32F, 1J											1F								2L			
Cd34	1M, 4F, 4J																						
Cd36	6M, 10F, 3J	1F																					
Cd37	17M, 11F, 1J	1M																					

F – Fêmea; M – Macho; L – Larva; N – Ninfa; Cód – Código serpente; ED - Escamas dorsais; P - Pulmão; T – Traquéia; Esô - Esôfago; Est - Estômago; ID - Intestino Delgado; IG - Intestino Grosso; SI - Serosa intestinal; Fíg - Fígado; CG - Cavidade Geral; Me - Mesentério; Co - Coração; TM - Tecido muscular; TS - Tecido subcutâneo.

5.2.1) *Ophidascaris arndti*

Filo: Nematoda

Classe: Secernentea

Ordem: Ascaridida

Superfamília: Ascaridoidea (Railliet & Henry, 1915)

Família: Ascarididae (Baird, 1853)

Subfamília: Angusticaecinae (Skrjabin & Karokhin, 1945)

Gênero: *Ophidascaris* (Baylis, 1920)

Espécie: *O. arndti* (Sprehn, 1929)

Habitat: Estômago das serpentes Cd03, Cd04, Cd05, Cd07, Cd08, Cd09, Cd11, Cd18, Cd19, Cd20, Cd21, Cd25, Cd26, Cd27, Cd32, Cd33, Cd34, Cd36, Cd37; intestino delgado das serpentes Cd32, Cd36, Cd37 e intestino grosso da serpente Cd03.

Descrição: Baseada em 82 fêmeas adultas (Estômago: 6 Cd03, 5 Cd05, 1 Cd08, 6 Cd09, 6 Cd11, 1 Cd18, 6 Cd19, 5 Cd20, 5 Cd21, 6 Cd25, 6 Cd26, 5 Cd32, 6 Cd33, 4 Cd34, 6 Cd36, 6 Cd37. Intestino delgado: 1 Cd36, 1 Cd37) e 76 machos adultos (Estômago: 5 Cd03, 1 Cd04, 5 Cd05, 3 Cd07, 2 Cd09, 6 Cd11, 1 Cd18, 6 Cd19, 6 Cd20, 1 Cd21, 6 Cd25, 6 Cd26, 1 Cd27, 6 Cd32, 5 Cd33, 1 Cd34, 6 Cd36, 6 Cd37. Intestino delgado: 1 Cd32, 1 Cd37. Intestino Grosso: 1 Cd03)

Características:

- Fêmeas: Parasitos brancos a branco-amarelados *in vivo*. Comprimento total de 77,9 mm a 169 mm (120,54 mm), largura do corpo mais ou menos uniforme, com extremidade anterior pouco mais afilada do que a posterior. Largura do corpo em sua parte mais larga variando de 863,54 μ m a 1925,73 μ m (1394,97 μ m). Asas laterais inconspícuas. Esôfago claviforme sem distinção de porção glandular e muscular, de comprimento até à extremidade anterior variando de 3703,86 μ m a 7494,27 μ m (5926,62 μ m) por 318,23 μ m a 829,05 μ m (515,38 μ m) de largura (Figura 7A). Anel nervoso distando de 457,39 μ m a 1135,38 μ m (887,71 μ m) da extremidade anterior do corpo. Poro excretor unilateral pouco atrás do anel nervoso e distando de 733,87 μ m a 1229,81 μ m (995,85 μ m) (Figura 7B). Boca trilobada com lábios quase quadrados com cantos arredondados medindo de 148,72 μ m a 264,22 μ m (196,63 μ m) de comprimento por 159,76 μ m a 256,94 μ m (202,63 μ m) de largura (Figura 7C). Presença de 2 papilas no lábio dorsal, 1 papila em cada lábio ventro-lateral, fileira de dentículos na borda

dos lábios e presença de interlábios (Figura 7D). Presença de válvula trilobada na junção entre esôfago e intestino medindo de 67,64 μm a 162,37 μm (109,21 μm) de comprimento (Figura 7E). Abertura única da glândula cervical logo atrás do poro excretor (Figura 7F). Fêmea didelfa, opistodelfa, vulva sem lábios salientes e situada de 42-59% de distância da extremidade anterior do corpo. Presença de 2 ramos uterinos (Figura 7G). Ovejetero longo (Figura 7H). Cauda cônica, reta e lisa de comprimento variando de 340,97 μm a 811,63 μm (517,62 μm) (Figura 7J). Ovos não larvados, casca grossa e rugosa, subsféricos a ovais de comprimento de 52,86 μm a 82,61 μm (71,21 μm) por 53,1 μm a 66,83 μm (58,8 μm) de largura (N=50).

- Machos: Parasitos brancos a branco-rosados *in vivo*. Comprimento total de 31,1 mm a 117,5 mm (82,19 mm). Largura do corpo mais ou menos uniforme, com extremidade anterior pouco mais afilada do que a posterior. Largura do corpo em sua parte mais larga variando de 514,53 μm a 1574,35 μm (1058,96 μm). Asas laterais inconspícuas. Esôfago claviforme sem distinção de porção glandular e muscular, de comprimento até à extremidade anterior variando de 2743,64 μm a 6846,09 μm (5009,76 μm) e largura de 196,84 μm a 751,03 μm (450,45 μm). Anel nervoso de 400,65 μm a 1060,62 μm (792,47 μm) de distância da extremidade anterior do corpo. Poro excretor pouco atrás do anel nervoso distando da extremidade anterior de 485,75 μm a 1132,59 μm (864,99 μm). Abertura única da glândula cervical logo atrás do poro excretor. Boca trilobada com lábios quase quadrados com cantos arredondados medindo de 94,52 μm a 228,58 μm (167,96 μm) de comprimento por 102,96 μm a 257,3 μm (177,71 μm) de largura. Presença de 2 papilas no lábio dorsal, 1 papila em cada lábio ventro-lateral, fileira de dentículos na borda dos lábios e presença de interlábios. Presença de válvula trilobada na junção entre esôfago e intestino medindo 32,1 μm a 155,8 μm (86,55 μm) de comprimento. Cauda cônica e curva (Figura 7I). Distância da cloaca à extremidade posterior de 143,96 μm a 306,55 μm (233,49 μm). Espículos alados, gubernáculo ausente (Figura 7K). Comprimento do menor espículo de 1260,23 μm a 3024,45 μm (2286,57 μm) e comprimento do maior espículo de 1984,55 μm a 3178,47 μm (2498,36 μm). Gubernáculo ausente. Número de papilas pré-anais apresentando grande variação (23 a 46 pares, média 34,58), 1 par de papilas ad-cloacal e 3 a 6 pares de papilas pós-cloacal.

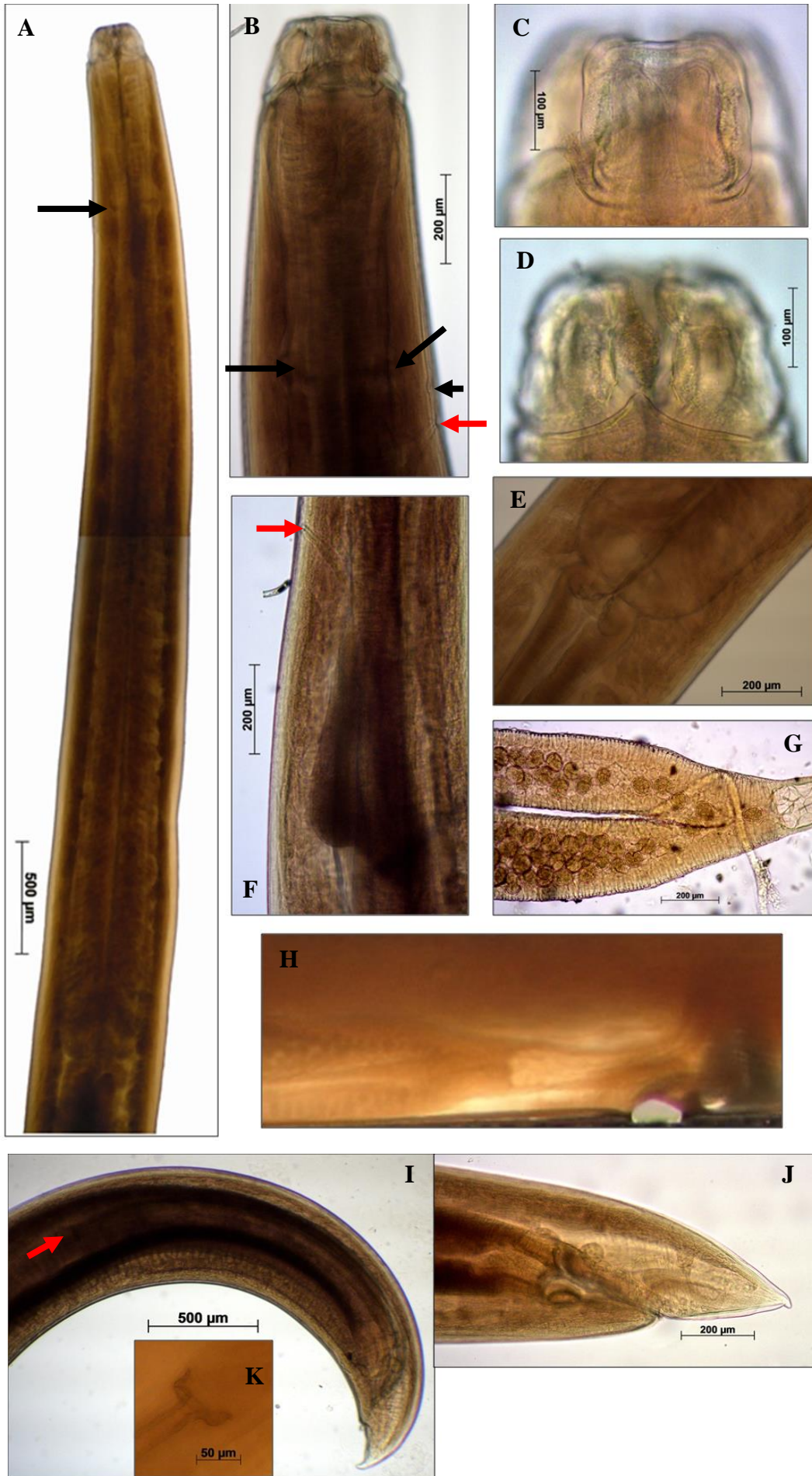


Figura 7 – *Ophidascaris arndti*. (A) Esôfago claviforme e altura do anel nervoso (seta preta); (B) Anel nervoso (setas pretas grandes), poro excretor unilateral (seta preta pequena) e abertura da glândula cervical (seta vermelha pequena); (C) Lábio dorsal; (D) Interlábio; (E) Junção esôfago-intestino com válvula trilobada; (F) Duas glândulas cervicais unicelulares com abertura única (seta vermelha); (G) Bifurcação uterina em dois ramos; (H) Ovejeter; (I) Extremidade posterior do macho com espículos alados longos (seta vermelha); (J) Extremidade posterior da fêmea; (K) Ala do espículo.

Discussão:

O gênero *Ophidascaris* parasita a região caudal do esôfago e estômago de serpentes e lagartos, sendo raramente encontrado em anfíbios (Anderson, 2000; Düsen et al., 2010; Panuzitti et al., 2003; Wilson & Carpenter, 1996; Yamaguthi, 1961). Esses parasitos ficam aderidos com a cabeça profundamente na submucosa do estômago projetando o corpo para o lúmen, mas também podem ser encontrados soltos no intestino, nos dutos biliares e pancreáticos (Teixeira, 2000). No presente trabalho também foram encontrados parasitos na cavidade geral da serpente Cd18. Os gêneros *Ophidascaris*, *Hexametra* e *Polydelphis* apresentam morfologia muito semelhante entre si e são diferenciados pelo número de ramos uterinos nas fêmeas: 2 em *Ophidascaris*, 4 em *Hexametra* e 6 em *Polydelphis*.

Sprent (1988) em sua revisão do gênero *Ophidascaris* que ocorre em serpentes dividiu o gênero em cinco grupos, baseado nas espécies hospedeiras e na distribuição geográfica: *Filaria* (grupo 1), *Obconica* (grupo 2), *Radiosa* (grupo 3), *Najae* (grupo 4) e *Arndti* (grupo 5). O grupo 1 inclui espécies que ocorrem em pítons; o grupo 2 espécies que ocorrem em colubrídeos das Américas, África, Ásia, Austrália e elapídeos também da Austrália; o grupo 3 espécies que ocorrem em viperídeos africanos; o grupo 4 espécies em elapídeos africanos e colubrídeos e elapídeos da Ásia; grupo 5 espécies de crotalídeos e colubrídeos da América do Sul. Mais de 20 espécies de *Ophidascaris* já foram descritas, sendo 7 já relatadas ocorrendo no Brasil: *O. arndti* (sinonímia de *O. sprenti* e *O. travassosi*), *O. cretinorum*, *O. obconica*, *O. sicki*, *O. trichuriformis*, *O. durissus*, e *O. tuberculatum* (Panuzitti et al., 2003; Siqueira et al., 2005; Sprent, 1988; Vicente et al., 1993). Assim, já foram registradas no Brasil, espécies dos grupos 2 e 5. Sprent (1988) acredita que *O. obconica* e *O. trichuriformis* sejam sinonímias.

Como já citado anteriormente, Pinto et al. (2010) encontrou cerca de 80% de parasitismo por ascarídeos em *Crotalus durissus* no Brasil. Dentro dos 80%, o gênero *Ophidascaris* foi o mais comum (50%). Dias et al. (2004) encontrou em cascavéis prevalência

de 25% de *Ophidascaris* sp. em Juiz de Fora, Minas Gerais. Teixeira (2000) realizou 95 necrópsias de *C. durissus* provenientes do Paraná, das quais 34 animais (37,39%) estavam parasitados. Destes, *O. trichuriformis* foi o mais prevalente (47,06%). Silva et al. (2001) encontrou prevalência de 12,5% de parasitismo por *O. arndti* em cascavéis.

As alterações patológicas incluem inflamação granulomatosa, espessamento da parede do órgão, gastroenterite com necrose e ulceração (Anderson, 2000; Brar et al., 1990; Elbihari & Hussein, 1973; Vaz, 1935; Wilson & Carpenter, 1996), além de obstruções e perfurações gástricas, distúrbios digestivos e maior susceptibilidade a infecções bacterianas secundárias (Telford, 1971; Wilson & Carpenter, 1996). Os sinais clínicos incluem anorexia, regurgitação, obstrução intestinal e desnutrição (Jacobson, 2007; Wilson & Carpenter, 1996). Um caso de aortite causada por *O. papuanus* (Sprent, 1973) foi descrito na píton *Liasis papuanes* na Papua Nova Guiné (Hamir, 1986).

Os ovos do parasito são eliminados junto às fezes da serpente, embrionam no ambiente e são ingeridos pelos hospedeiros intermediários (roedores ou anfíbios). As serpentes se infectam ao ingerir hospedeiros intermediários com larvas L2 encistadas na musculatura ou vísceras. No hospedeiro definitivo, as larvas L2 perfuram o intestino e migram para o pulmão, onde ocorrerá a muda para L3, que juntamente com a secreção brônquica é deglutida. No estômago ocorrerá a muda para L4 e, posteriormente, para L5 (adultos), que penetrarão na mucosa do tecido e liberarão ovos no lúmen do trato gastrointestinal do hospedeiro que serão expelidos juntos às fezes recomeçando o ciclo. Devido a migração das larvas pelas vísceras, lesões podem ocorrer (Wilson & Carpenter, 1996).

5.2.2) *Hexameta boddaertii*

Filo: Nematoda

Classe: Secernentea

Ordem: Ascaridida

Superfamília: Ascaridoidea (Railliet & Henry, 1915)

Família: Ascarididae (Baird, 1853)

Subfamília: Angusticaecinae (Skrjabin & Karokhin, 1945)

Gênero: *Hexameta* (Travassos, 1919)

Espécie: *H. boddaertii* (Baird, 1860)

Habitat: Estômago das serpentes Cd04, Cd05, Cd09 e intestino delgado das serpentes Cd04, Cd05, Cd08, Cd09, Cd18 e Cd27.

Descrição: baseada em 18 fêmeas (estômago: 1 Cd04 e 1 Cd05; intestino delgado: 1 Cd04, 6 Cd08, 6 Cd09, 2 Cd18 e 1 Cd27) e 14 machos (estômago: 3 Cd04, 1 Cd05, 1 Cd09; intestino delgado: 1 Cd05, 2 Cd08 e 6 Cd09).

Características:

- Fêmeas: parasitos de coloração branco-amarelada ou branco-rosada *in vivo*, comprimento total de 118 mm a 202,5 mm (152,76 mm), largura do corpo mais ou menos uniforme de 1542,89 μm a 2630 μm (1966,26 μm). Asa lateral inconspícua (Figura 9A). Esôfago claviforme, sem distinção entre porção muscular e glandular (Figura 8A), de comprimento variando de 4990,59 μm a 7671,06 μm (6085,94 μm) por 580,36 μm a 909 μm (769,89 μm) de largura. Distância do anel nervoso à extremidade anterior do corpo de 833,43 μm a 1314,61 μm (1002,18 μm). Sistema excretor bilateral, poros excretores pouco atrás do anel nervoso, distando de 891,89 μm a 1274,06 μm (1048,04 μm) da extremidade anterior do corpo (Figura 8B). Boca com três lábios (Figura 8C e 9B), interlábios e sulcos labiais ausentes, presença de 2 papilas simples no lábio dorsal e 1 papila dupla em cada lábio ventro-lateral (Figuras 8D e 9C). Borda do lábio com pequena serrilha de dentes (8E e 9D). Lábio dorsal geralmente um pouco menor do que os lábios ventro-laterais. Comprimento dos lábios variou de 152,86 μm a 299,98 μm (220,35 μm). Largura dos lábios variou de 228,03 μm a 326,68 μm (272,7 μm). Pequeno cecum intestinal presente ou ausente na junção entre esôfago e intestino (Figura 8F). Ânus de 142,46 μm a 398,01 μm (265,18 μm) da extremidade posterior. Cauda curta, digitiforme e com presença de mucron pequeno (Figuras 8H e 8K). Comprimento do reto de 270,96 μm a 419,59 μm (351,85 μm). Fêmea didelfa, apresentando 6 ramos uterinos, opistodelfa, ovípara, com vulva situada no meio do corpo. Vulva simples com abertura em forma de fenda, ovejetor longo. Ovos de casca grossa e rugosa, não larvados, subsféricos de comprimento variando de 65,05 μm a 89,97 μm (80,19 μm) e largura de 75,62 μm a 86,91 μm (80,67 μm) (n=10) (Figura 8M).

- Machos: parasitos de coloração branco-amarelada ou branco-rosada *in vivo*, menores e mais delgados do que as fêmeas de comprimento total variando de 65,2 mm a 193,9 mm (98,85 mm), largura do corpo mais ou menos uniforme de 761,47 μm a 1406,27 μm (11271,76 μm). Esôfago claviforme, sem distinção entre porção muscular e glandular, de comprimento variando de 3233,71 μm a 5643,57 μm (4866,38 μm) por 404,64 μm a 723,64 μm (548,31

µm) de largura. Distância do anel nervoso à extremidade anterior do corpo de 613,83 µm a 975,44 µm (847,33 µm). Sistema excretor bilateral, poros excretores pouco atrás do anel nervoso, distando de 710,91 µm a 1077,4 µm (922,02 µm) da extremidade anterior do corpo. Pequeno cecum intestinal presente ou ausente na junção entre esôfago e intestino (Figura 8F). Boca com três lábios, interlábios e sulcos labiais ausentes, presença de 2 papilas simples no lábio dorsal e 1 papila dupla em cada lábio ventro-lateral. Borda do lábio com pequena serrilha de dentes. Lábio dorsal geralmente um pouco menor do que os lábios ventro-laterais. Comprimento dos lábios variou de 137,6 µm a 233,92 µm (187,76 µm). Largura dos lábios variou de 137,17 µm a 239,15 µm (211,68 µm). Comprimento do reto de 158,58 µm a 331,96 µm (258,49 µm). Cauda curta, digitiforme, comprimento de 132,52 µm a 210,37 µm (175,11 µm) e com presença de mucron pouco maior do que os mucrons das fêmeas (Figuras 8I e 8L). Quantidade de papilas pré-cloacal muito variável (49 a 102 pares), 1 par ad-cloacal e 3 ou 5 pares pós-cloacal (Figuras 9E e 9F). Espículos alados, equatoriais, bem esclerotizados, pouco desiguais entre si, de tamanho igual ou maior que a metade do comprimento do ducto ejaculatório. O comprimento do menor variou de 1011,47 µm a 1549,34 µm e o maior variou de 1273,92 µm a 1689,48 µm. Gubernáculo ausente.

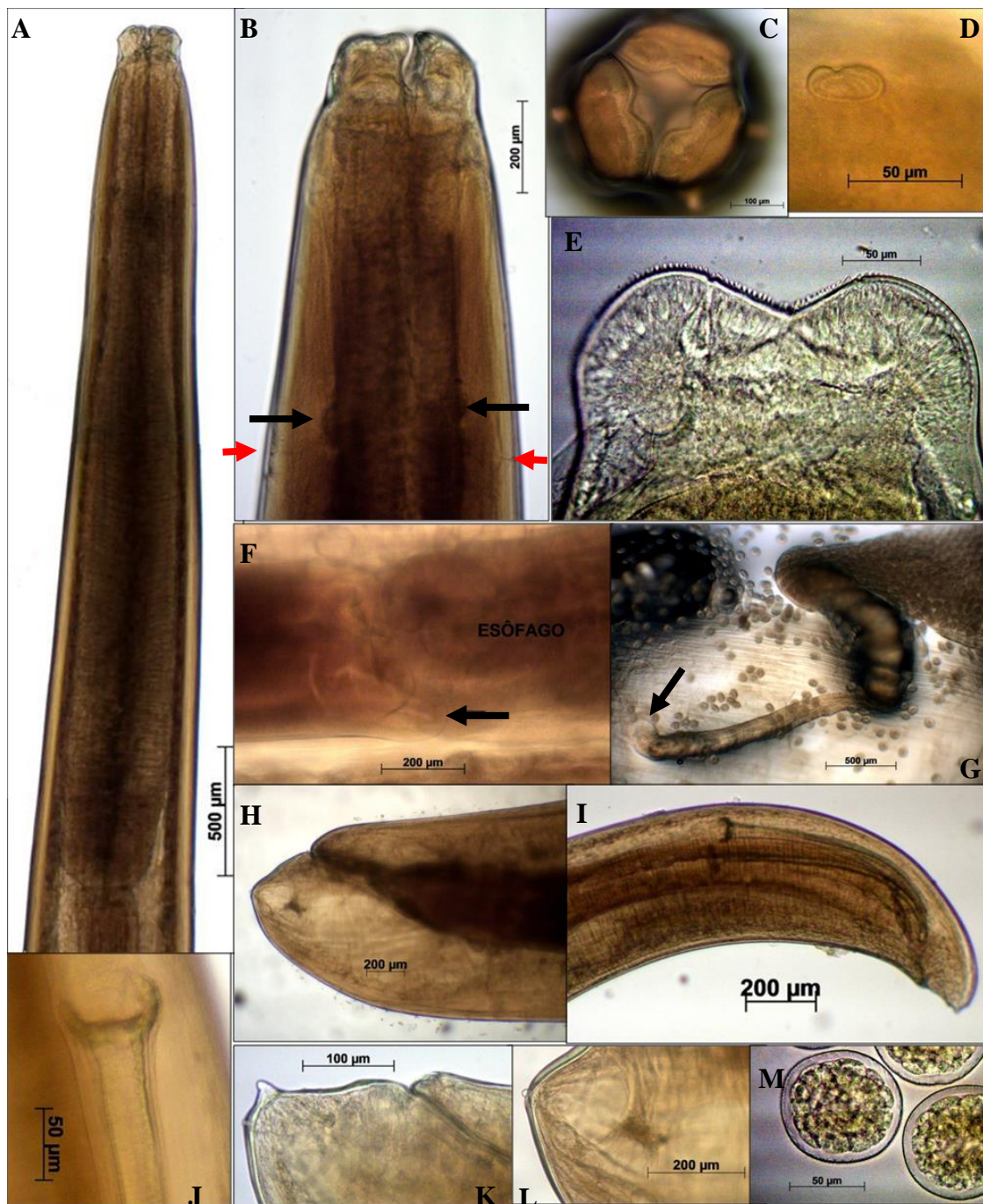


Figura 8 – *Hexametra boddaertii*. (A) Esôfago claviforme. (B) Extremidade anterior, anel nervoso (setas pretas) e poros excretores (setas vermelhas). (C) Lábios *en face*. (D) Papila dupla. (E) Fileiras de dentículos na borda dos lábios. (F) Junção esôfago-intestino com presença de cecum intestinal (seta). (G) Fêmea dissecada evidenciando a vulva, ovejetor e início do útero; a seta indica a abertura da vulva. (H) Cauda da fêmea. (I) Extremidade posterior do macho e espículos bem quitinizados. (J) Detalhe da ala do espículo. (K) Mucron do macho. (L) Mucron da fêmea. (M) Ovos de casca grossa, subsféricos e não larvados.

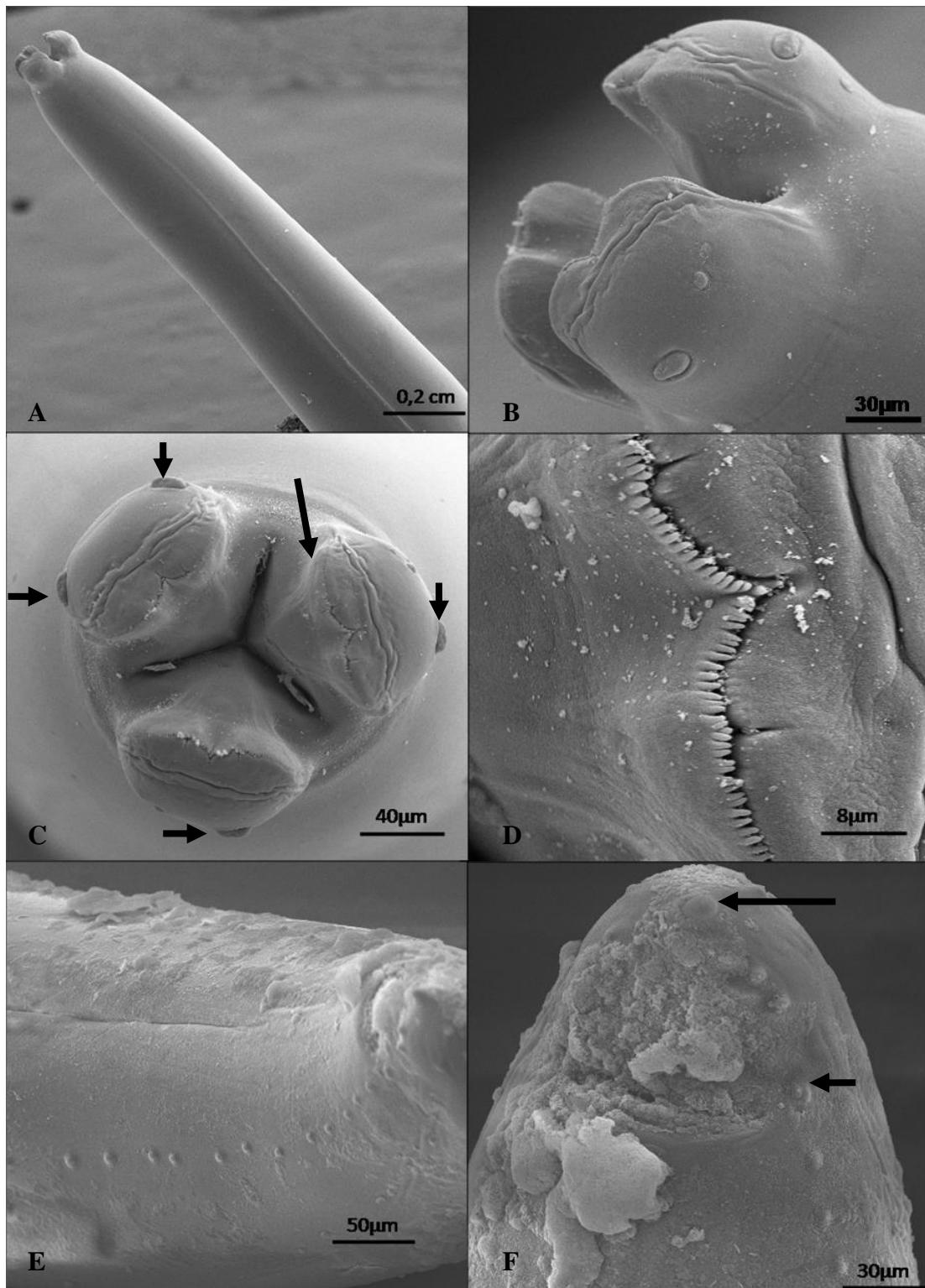


Figura 9 – Microscopia eletrônica de *Hexametra boddaertii* macho. (A) Extremidade anterior com início da asa lateral; (B) Imagem aproximada dos lábios com papilas; (C) Lábios *en face* demonstrando papilas labiais (setas pequenas), fileira de dentes na borda dos lábios (seta grande) e abertura do esôfago. (D) Imagem aproximada de fileira de dentes quitinizados na borda dos lábios; (E) Parte das papilas pré-cloacal; (F) Mucron terminal (seta grande) e papila ad-cloacal (seta pequena).

Discussão:

Segundo Sprent (1978), *H. boddaertii* (Baird, 1860) foi inicialmente descrita como *Hexametra* spp. em *Mastigodryas boddaerti* no Caribe (West Indies), sendo redescrita por Baylis (1921) e incluída dentro do gênero *Polydelphis* juntamente com espécies que apresentavam 4 ramos uterinos. Ainda de acordo com o autor, Travassos (1920) propôs novamente a separação desses parasitos de 6 ramos uterinos e ausência de interlábios dentro do gênero *Hexametra*, sendo aceito por diversos autores e hoje amplamente utilizado. Yamaguti (1961) não incluiu o gênero em seu trabalho.

Segundo Burse & Brooks (2011), além do Brasil, *H. boddaertii* já foi encontrada na Costa Rica, México, Paraguai, Ilhas orientais do Caribe e Estados Unidos (Califórnia e Novo México). Além de ampla distribuição geográfica, a espécie não apresenta especificidade de hospedeiros, sendo encontrada nas serpentes: *Agkistrodon bilineatus* (Günther, 1863), *Bothrops* sp., *C. adamanteus* (Palisot de Beauvois, 1799), *C. atrox* (Baird et Girard, 1853), *C. basiliscus* (Cope, 1864), *C. cerastes* (Hallowell, 1854), *C. durissus*, *C. viridis* (Rafinesque, 1818), *Philodryas baroni* (Berg, 1895), *P. patagoniensis* (Girard, 1858), *Porthidium ophryomegas* (Bocourt, 1869), *Pseudoboa trigeminal* (Sprent, 1978), *Sistrurus catenatus* (Rafinesque, 1818), *S. pullatus* (Linnaeus, 1758), *Trimorphodon biscutatus* (Duméril, Bibron & Duméril, 1854), *Bitis arietans* (Merrem, 1820), *B. gabonica* (Duméril, Bibron & Duméril, 1854), *Causus rhombeatus* (Lichtenstein, 1823), *Lamprophis fuliginosus* (Boie, 1827), *Naja melanoleuca* (Hallowell, 1857), *N. nigricolis* (Reinhardt, 1843), *Psammophis subtaeniatus* (Peters, 1882), *Pseudaspis cana* (Linnaeus, 1758) e *Python sebae* (Gmelin, 1788) (Burse & Brooks, 2011; Hering-Hagenbeck & Boomker, 2000).

Segundo Ávila & Silva (2010), a espécie também já foi encontrada na cavidade do corpo de lagartos brasileiros das famílias Teiidae, Scincidae e Tropicoduridae: *Cnemidophorus littoralis* (Rocha *et al.*, 2000), *C. ocellifer* (Spix, 1825), *Mabuya agilis* (Raddi, 1823), *M. frenata* (Cope, 1862), *M. macrorhyncha* (Hoge, 1947) e *Tropidurus torquatus* (Wied, 1820). Simbotwe (1983) relatou a ocorrência de *Hexametra* spp. em lagartos *Varanus exanthematicus* (Bosc, 1792) na República de Zâmbia, África. Devido a essa ampla distribuição, Teixeira (2000) levantou a hipótese de que a espécie *H. boddaertii* tenha surgido antes da separação dos continentes africano e sul-americano.

No Brasil, a espécie já foi encontrada no estômago, intestino e cavidade geral de *C. durissus*, sendo registrada nos Estados: PR, RJ, SP, MG, BA (Dias *et al.*, 2004; Pinto *et al.*, 2010; Rossellini, 2007; Teixeira, 2000; Vicente *et al.*, 1993). Dias *et al.* (2004) relatou a prevalência de 8,3% de parasitismo por *Hexametra* spp. no município de Juiz de Fora, Minas

Gerais. Pinto *et al.* (2010) reportou a ocorrência de 30% de prevalência de parasitismo por *H. boddaertii* em *C. durissus* provenientes dos Estados de SP, RJ e PR. Teixeira (2000) em seu trabalho encontrou prevalência de 20,59% de *H. boddaertii* em serpentes peçonhentas do Estado do paranaense.

Assim como o gênero *Ophidascaris*, os parasitos do gênero *Hexametra* apresentam ciclo heteroxeno e utilizam invertebrados terrestres, anfíbios e pequenos mamíferos como hospedeiros intermediários e/ou paratênicos. A espécie *H. boddaertii* pode realizar até duas mudas dentro do ovo (Anderson, 2000). No Brasil, o desenvolvimento de *H. boddaertii* foi descrito em detalhes por Araujo (1970b) em infecção experimental com camundongos e cascavéis: após a ingestão de ovos contendo a larva L2, as larvas eclodidas migraram para o fígado dos roedores, que 16 dias após a infecção, migraram para a cavidade do corpo; na cavidade do corpo permaneceram por mais de 1 ano, atingindo até 80 mm de comprimento, mas sem realizar a terceira muda. Nas serpentes, após a ingestão dos roedores infectados, as larvas migraram para a cavidade do corpo da serpente e foram encontradas enroladas na serosa do estômago e da parte anterior do intestino. Vinte e três dias após a infecção, as larvas de quarto estágio estavam presentes; cerca de 120 dias após a infecção, os vermes adultos foram encontrados no trato alimentar dos ofídios.

Na África, Ásia, França e Austrália, infecções experimentais também foram realizadas com *Bitis arietans* (Merrem, 1820), *Coluber jugularis* (Linnaeus, 1758), *N. haje* (Linnaeus, 1758), *Vipera aspis* (Linnaeus, 1758), *Trimeresurus stejnegeri* (Schmidt, 1925), *N. nigricollis* (Reinhardt, 1843) e *Morelia spilotes* (Lacépède, 1804). Os trabalhos, entre si, sobretudo com o trabalho de Araujo (1970b), apresentam grandes variações de tempo e local de desenvolvimento de larvas e adultos do parasito nos roedores e ofídios. Petter (1968) observou relações específicas de desenvolvimento entre a espécie do parasito e espécies de roedores, indicando que as preferências alimentares das serpentes são importantes na determinação da incidência de parasitismo por *Hexametra* spp.

As larvas de *Hexametra* são evidentemente patogênicas para os roedores e tendem a se direcionar para o fígado e a cavidade abdominal do mamífero gerando lesões e exsudato do tipo sero fibrinoso (Saliba & Araujo, 1972; Sprent, 1978). Petter et al. (1968) demonstraram em primatas experimentalmente infectados com ovos de *H. boddaertii* lesões hepáticas do tipo granulomatoso com marcada presença de infiltrado celular eosinofílico e que, aparentemente, os parasitos não apresentam desenvolvimento completo nesses mamíferos.

5.2.3) *Maracaya belemensis*

Filo: Nematoda

Classe: Secernentea

Ordem: Ascaridida

Superfamília: Cosmocercoidea

Família: Atractidae (Railliet, 1917 subfam.) Travassos, 1919

Gênero: *Maracaya* (Díaz-Ungría, 1963)

Espécie: *Maracaya belemensis* (Adamson & Baccam, 1988)

Habitat: indeterminado Cd03

Descrição: baseada em 1 macho e 1 fêmea

Características:

- Fêmea: coloração branca *in vivo*, comprimento total igual a 3851,05 μm , largura do corpo igual a 367,47 μm (Figura 10A). Esôfago rhabditóide formado por *corpus*, istmo bem diferenciado e válvula trilobada bem evidenciada no bulbo (Figura 10C). Esôfago de comprimento total igual a 670,43 μm , largura do esôfago na altura do anel nervoso igual a 80,55 μm , largura do istmo igual a 69,58 μm , largura do bulbo igual 170,9 μm . Glândula cervical na altura do bulbo e distando 641,43 μm da extremidade anterior do corpo e de comprimento igual a 92,31 μm por 15,03 μm de largura (Figura 10D). Extremidade anterior sem grande diferenciação labial apresentando cápsula bucal curta (Figura 10E). *Corpus* pouco demarcados no istmo e bulbo (Figura 10F). Distância do anel nervoso à extremidade anterior do corpo igual a 268,64 μm . Cauda curta, cônica, reta, afinando gradualmente e de comprimento igual a 177,9 μm (Figura 10L). Fêmea monodelfa, ovípara, vulva simples, vagina curta e musculosa (Figura 10M). Vulva após o meio do corpo, distando 2441,746 μm da extremidade anterior. Fêmea contendo 24 ovos, sendo 8 larvados e mais próximos à vagina (Figura 10N). Ovos grandes, de casca fina, elípticos medindo 105,22 μm de comprimento por 67,92 μm de largura (n=10).

- Macho: coloração branca *in vivo*, comprimento total igual a 2002,06 μm , largura do corpo igual a 120,26 μm (Figura 10B). Esôfago rhabditóide formado por *corpus*, istmo bem diferenciado e válvula trilobada bem evidenciada no bulbo (Figura 10G). *Corpus* pouco demarcados no istmo e bulbo. Glândula cervical bem evidenciada na altura do istmo e

distando 515,17 μm da extremidade anterior do corpo e de comprimento igual a 30,01 μm por 26,3 μm de largura (Figura 10H). Esôfago de comprimento total igual a 515,11 μm , largura do esôfago na altura do anel nervoso igual a 33,45 μm , largura do istmo igual a 15,85 μm , largura do bulbo igual 58,72 μm . Extremidade anterior do corpo com três grandes lábios com reforços quitinizados e tecido esofágico penetrando 105,76 μm de comprimento a partir da base do lábio (Figura 10I e 10J). Comprimento e largura do lábio medindo 119,59 μm e 48,1 μm , respectivamente, com a base do lábio pouco maior do que a largura do ápice. Cutícula estriada transversalmente a partir da base do lábio até à extremidade posterior. Distância do anel nervoso à extremidade anterior do corpo igual a 265,23 μm . Cauda cônica, reta, afinando gradualmente e de comprimento igual a 165,97 μm . Espículos simples, equatoriais, curvados e subiguais de comprimento igual a 90,76 e 91,62. Gubernáculo presente e medindo 50,22 de comprimento (Figura 10K). Região cloacal elevada formando um cone genital. Quatro pares de papilas pré-cloacais e 3 pares pós-cloacais.

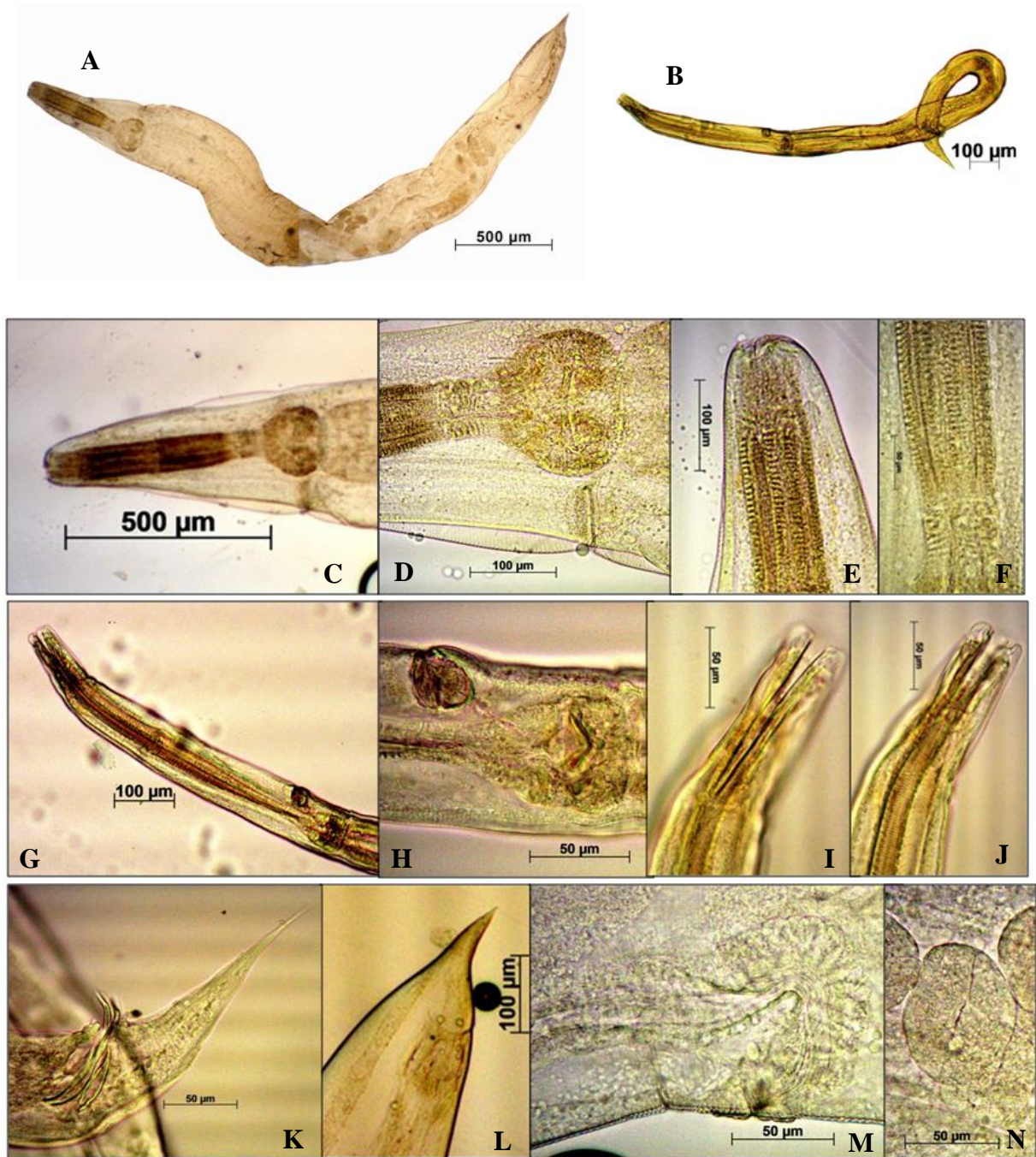


Figura 10 – *Maracaya belemensis*. Fêmea: (A) Espécime adulta; (C) esôfago; (D) glândula cervical na altura do bulbo; (E) lábios não diferenciados; (F) *Corpus* no corpo e istmo do esôfago. Macho: (B) Espécime adulto; (G) esôfago; (H) glândula cervical na altura do istmo; (I) comprimento do lábio evidenciando reforços quitinizados; (J) tecido esofágico penetrando nos lábios; (K) espículos curvados, subiguais, gubernáculo, cauda cônica do macho. (L) Cauda curta e cônica da fêmea. (M) Vulva simples e vagina musculosa. (N) Ovo de casca lisa, fina e larvado dentro do útero.

Discussão:

De acordo com Bouamer & Morand (2006), o gênero é composto por quatro espécies: *M. graciai* (Diaz-Ungria, 1963), *M. pusilla* (Miranda, 1924), *M. belemensis* (Adamson & Baccam, 1988) e *M. africana* (Bouamer & Morand, 2006). As três primeiras espécies foram relatadas parasitando o intestino de *Amphisbaena* na América do Sul (Venezuela e Brasil) e *M. africana* no intestino de *Chamaeleo inturensis* (Schmidt, 1919) no Congo, África. No Brasil, duas espécies já foram encontradas: *M. belemensis* infectando o intestino de *Amphisbaena alba* (Linnaeus, 1758), em Belém, Pará; e *M. pusilla* parasitando o intestino de *Amphisbaena* sp. na Bahia (Adamson & Baccam, 1988; Ávila, 2009; Ávila & Silva, 2010; Bouamer & Morand, 2006; Vicente et al., 1993). *Maracaya pusilla*, apesar de ter sido retransferida de *Aplectana pusilla* para *Maracaya* por Adamson & Baccam (1988), Ramallo et al. (2008) em seu trabalho utilizou a sua antiga classificação.

Apesar de todas as espécies descritas terem sido encontradas no intestino de seus hospedeiros, o casal de parasitos foi encontrado no sedimento da placa de petri com solução salina onde estava separado o coração da serpente Cd03. Durante as necropsias, o coração ou o fígado eram os primeiros órgãos a serem retirados e o intestino sempre o último. Além disso, para diminuir a possibilidade de contaminações, as tesouras utilizadas durante as necropsias eram constantemente lavadas em água corrente.

Durante a inspeção do coração e antes mesmo de sua dilaceração, os parasitos foram visualizados ao fundo da placa de petri. Após a separação dos parasitos, o órgão foi cuidadosamente inspecionado, mas não foram encontrados outros espécimes, nem alterações macroscópicas no tecido cardíaco. Como as fêmeas apresentavam ovos e encontravam-se associadas ao sistema circulatório, mesmo se tratando de parasitos da ordem Ascaridida, verificou-se as lâminas contendo os esfregaços sanguíneos da referida serpente, mas nenhuma larva foi encontrada.

Cosmocerca podicipinus é um nematódeo encontrado no intestino delgado de anfíbios. No entanto, Campião et al. (2009) encontraram a espécie no pulmão de anfíbios *Leptodactylus podicipinus* (Cope, 1862) (Leptodactylidae) no Brasil. No presente trabalho, não foram encontrados outros espécimes de *M. belemensis* no trato respiratório da serpente. Outros estudos são necessários para a investigação do parasitismo errático.

No presente trabalho, a fêmea apresentou lábios muito diferentes dos machos. Por apresentar ovos no interior do útero, as fêmeas foram consideradas adultas. Baseado nos desenhos da descrição da espécie (Adamson & Baccam, 1988), o lábio da fêmea relatada no presente trabalho foi semelhante aos lábios das fêmeas imaturas de quarto estágio larval

(Figuras 11A, B e C). Além disso, a vagina da fêmea encontrada foi mais musculosa do que a vagina da fêmea adulta que está representada no trabalho da descrição da espécie (Figura 11D). Apesar das diferenças morfológicas da extremidade anterior dos parasitos, acreditamos que os mesmos pertençam à mesma espécie, pois além de outros espécimes não terem sido encontrados em outras localidades do corpo, a probabilidade de ser encontrado um casal da mesma espécie em um local incomum é maior do que a probabilidade do macho e da fêmea serem de espécies diferentes e ainda serem encontrados em um habitat incomum.

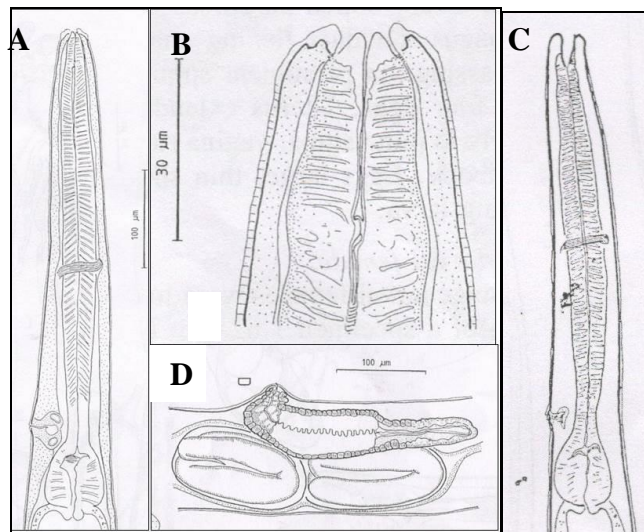


Figura 11 – Representação esquemática fêmea de *Maracaya belemensis* presente no trabalho de Adamson & Baccam (1988). Fêmea imatura de quarto estágio: (A) extremidade anterior com lábios pouco diferenciados; (B) imagem aproximada dos lábios das fêmeas imaturas de quarto estágio larval. Fêmea adulta: (C) Extremidade anterior com lábios profundos; (D) vagina e ovos larvados.

5.2.4) *Rhabdias filicaudalis*

Filo: Nematoda

Classe: Secernentea

Ordem: Rhabditida (Chitwood, 1933)

Superfamília: Rhabditoidea (Travassos, 1920)

Família: Rhabdiasidae (Railliet, 1916)

Gênero: *Rhabdias* (Stiles & Hassal, 1905)

Espécie: *R. filicaudalis* (Barrella et al., 2010)

Habitat: Esôfago da serpente Cd02 e Pulmão das serpentes Cd02, Cd03, Cd04, Cd08, Cd11, C19, Cd32 e Cd33.

Descrição: baseada em 36 fêmeas (Esôfago: 1 Cd02; Pulmão: 6 Cd02, 6 Cd03, 2 Cd04, 6 Cd08, 6 Cd11, 1 Cd19, 1 Cd28, 6 Cd32, 1 Cd33).

Características:

- Fêmeas: parasitos partenogênicos de coloração vermelho-amarronzado *in vivo* (Figura 12) e encontrados soltos dentro do pulmão, ou predominantemente entre os alvéolos (raso ou profundo) (Figura 13). Comprimento total de 3562,76 μm a 5973,48 μm (4599,44 μm), largura do corpo de 171,37 μm a 314,91 μm (232,74 μm), esôfago claviforme sem distinção de porção glandular e muscular de comprimento variando de 259,48 μm a 316,37 μm (294,21 μm). Largura do esôfago na porção anterior de 40,12 μm a 55,16 μm (45,74 μm), na porção média de 33,11 μm a 51,84 μm (40,75 μm) e na porção posterior de 56,98 μm a 87,47 μm (65,00 μm). Distância do anel nervoso à extremidade anterior do esôfago de 126,04 μm a 165,74 μm (148,01 μm) (Figura 14B). Abertura das glândulas cervicais na mesma altura ou pouco atrás do anel nervoso. Presença de duas glândulas cervicais unicelulares proeminentes, maiores do que o esôfago (Figura 14A), cada uma apresentando um núcleo grande e geralmente bem visível (Figura 14E). Comprimento da glândula cervical menor variou de 302,68 μm a 590,89 μm (435,55 μm), comprimento da glândula cervical maior variou de 348,36 μm a 614,43 μm (501,76 μm). Lábios simples e pouco desenvolvidos, comprimento da cápsula bucal de 6,63 μm a 14,68 μm (10,09 μm), largura da cápsula bucal de 8,67 μm a 19,49 μm (12,81 μm) (Figura 14D). Ausência de expansão cuticular cefálica e caudal. Cauda reta, cônica e distância do ânus à extremidade posterior do corpo de 110,28 μm a 250,58 μm (143,96 μm) (Figura 14C). Fêmeas didelfas, anfídelas, ovíparas. Vulva simples, abertura em forma de fenda, localizada no meio do corpo e distando de 1696,25 μm a 2852,86 μm (2192,23 μm) da extremidade anterior do corpo. Porção mais anterior do ovário (*Loop anterior*) à extremidade anterior de 701,3 μm a 1469,38 μm (939,63 μm), porção mais posterior do ovário (*Loop posterior*) à extremidade posterior de 885,82 μm a 1462,51 μm (1146,20 μm). Ovos elípticos, lisos, casca fina, maioria larvados, de comprimento variando de 65,41 μm a 91,04 μm (77,81 μm) por 29,09 μm a 44,43 μm (37,78 μm) de largura (Figura 14F). Ovejetores curtos, duplos e divergentes. Útero duplo, divergentes e geralmente contendo muitos ovos. Ovários paralelos e em sentido oposto ao oviducto e útero correspondente, entrecruzando-se.

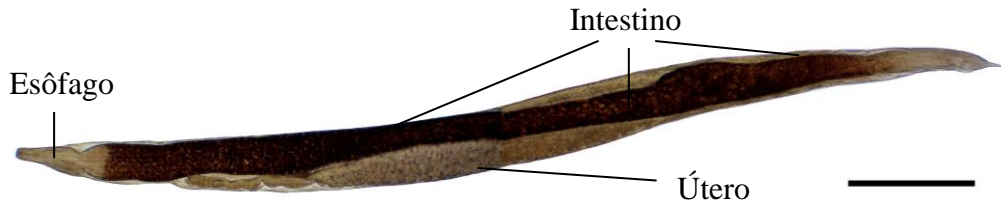


Figura 12 - Aspecto morfológico geral de fêmea de *Rhabdias filicaudalis* clarificados em Lactofenol de Amann. Barra: 1mm.

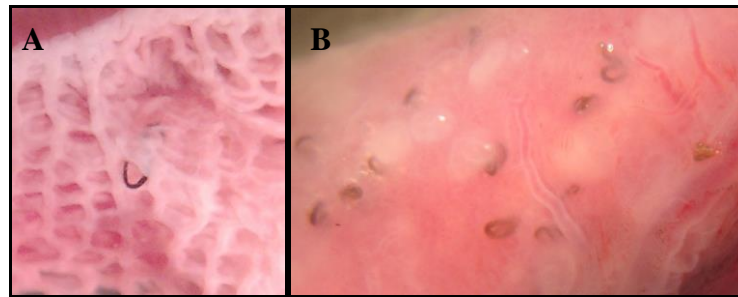


Figura 13 – *Rhabdias filicaudalis* entre alvéolos: (A) raso; (B) profundo.

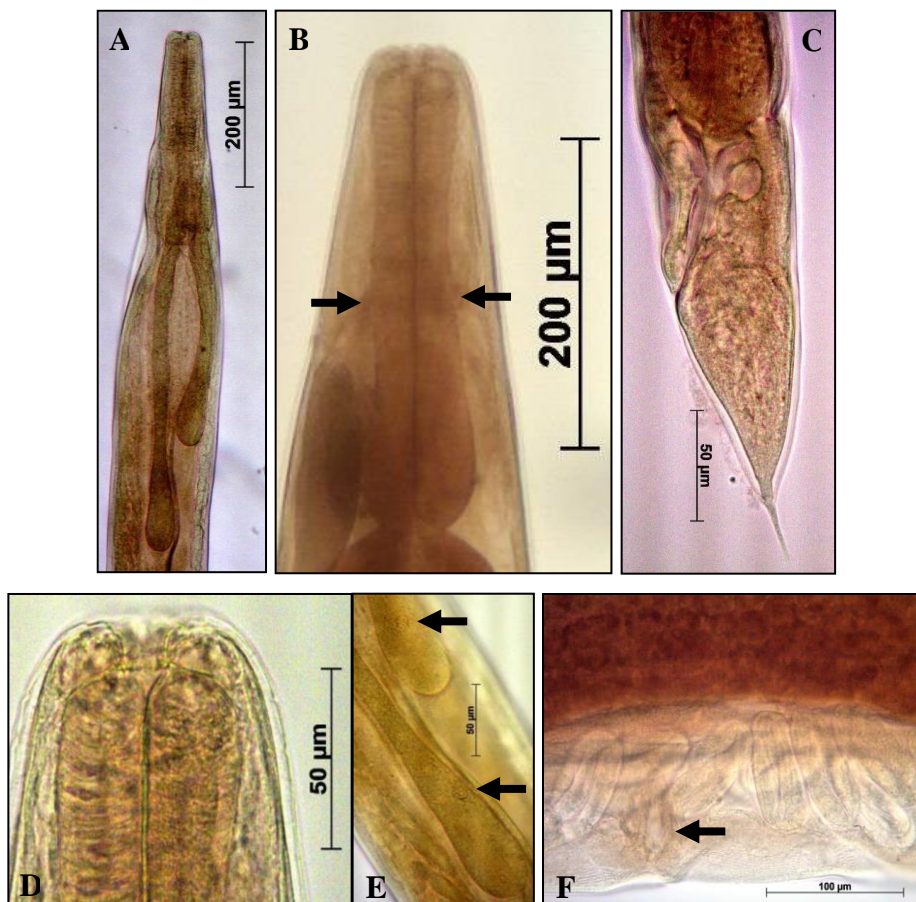


Figura 14 – Fêmea partenogenética de *Rhabdias filicaudalis*. (A) Extremidade anterior e glândulas cervicais. (B) Esôfago e anel nervoso (setas). (C) Extremidade posterior. (D) Lábios e cápsula bucal. (E) Núcleos (setas) das glândulas unicelulares cervicais. (F) Abertura em fenda da vulva (seta) e ovos.

Discussão:

O ciclo de vida dos parasitos do gênero *Rhabdias* alterna entre uma fase de vida livre (com espécimes machos e fêmeas) e uma fase parasitária (apenas fêmeas partenogenéticas) (Langford, 2010). Apesar de a maioria das descrições de espécies deste gênero ser baseada apenas nas fêmeas partenogenéticas, para a identificação exata da espécie é necessária a identificação de todas as formas evolutivas do parasito (ovo, larva, machos e fêmeas de vida livre e fêmeas parasitas). Assim, a ausência de machos parasitos dificulta muito a identificação das espécies do gênero.

Segundo Kuzmin & Tkach (2008), as espécies de *Rhabdias* parasitas de lagartos, camaleões e anfíbios são morfologicamente similares, em relação às espécies que parasitam serpentes. Entre os caracteres que distinguem as espécies que parasitam serpentes e outras espécies do gênero, estão: menor comprimento e menor largura corporal, cutícula geralmente lisa ou estriada transversalmente, esôfago curto sem dilatação bulbosa da parte muscular, poucos ovos e com larvas em menor estágio de desenvolvimento e glândulas excretoras cervicais usualmente proeminentes. De acordo com Kuzmin et al. (2003) a cutícula da maioria dos *Rhabdias* que parasitam serpentes é mais fina e sem dobras ou expansões proeminentes em relação às espécies que parasitam anfíbios.

As espécies *R. vellardi*, *R. eustreptos* (MacCallum, 1921) e *R. fuscovenosa* (Railliet, 1899) apresentam diferenças morfológicas muito inconspícuas. Baseado na chave de identificação presente no trabalho de Kuzmin et al. (2003) para *Rhabdias* de serpentes na América do Norte, a espécie *R. eustreptos* diferencia-se de *R. vellardi* por apresentar extremidade posterior do corpo em espiral (forma de saca-rolha) e cauda larga com discreta dilatação na extremidade. A espécie *R. fuscovenosa* diferencia-se por apresentar glândulas cervicais excretoras aproximadamente do mesmo tamanho do esôfago. A espécie *R. eustreptos* diferencia-se de *R. fuscovenosa* por apresentar glândulas cervicais excretoras muito mais longas que o esôfago. A espécie *R. fuscovenosa* diferencia-se de *R. eustreptos* por apresentar extremidade posterior reta ou curvada irregularmente e cauda alongada e cônica. Baker (1978) também observa que o útero de fêmeas grávidas de *R. eustreptos* possui muitos ovos contendo o primeiro estágio larval, enquanto o útero de fêmeas grávidas de *R. fuscovenosa* apresenta poucos ovos e todos estão no início do estágio de clivagem. No entanto, acreditamos que a quantidade de ovos e estágio de desenvolvimento embrionário do ovo não seja uma característica confiável para a diferenciação de espécies de *Rhabdias* que parasitam serpentes, mesmo que em caráter adicional.

Alguns autores verificaram que o comprimento relativo do esôfago e/ou da cauda quando comparados ao comprimento do corpo do parasito podem ser úteis como caracteres adicionais para a diferenciação de espécies, mas pode variar individualmente de espécime para espécime de acordo com a sua idade e tamanho; e que para espécies que parasitam anfíbios, a relação comprimento esôfago/corpo é mais apropriada devido a menor variação do comprimento do esôfago (Baker, 1978; Kuzmin et al., 2003; Kuzmin & Tkach, 2008).

Rhabdias vellardi já foi encontrada em *P. patagoniensis*, *O. trigeminus* (Pereira, 1928; Rossellini, 2007). Na família Viperidae, o gênero *Rhabdias* já foi encontrado em *B. alternatus*, *B. jararaca* (Grego et al., 2000) e *C. durissus terrificus* (Araújo et al., 1999; Dias et al., 2004; Silva et al., 2001; Teixeira, 2000). No Brasil, o parasitismo por *R. filicaudalis* foi registrado apenas em *S. pullatus* (Barrella et al., 2010), sendo este o primeiro registro de ocorrência da espécie em cascavéis.

Segundo Murray (1996), as fêmeas adultas de *Rhabdias* realizam a postura de ovos no próprio pulmão, onde são carregados para a traquéia e posteriormente para o sistema digestivo, sendo eliminados juntos às fezes da serpente. No entanto, acreditamos que a maior parte dos ovos encontrados nas fezes das serpentes sejam de espécimes do gênero que migram para a boca do hospedeiro para realizar a ovipostura, uma vez que no presente trabalho também foram visualizados fragmentos de *Rhabdias* no estômago e intestino das serpentes. Além disso, a ocorrência de *Rhabdias* na boca de outras serpentes já foi visualizada pela autora (dados não publicados).

5.2.5) *Kalicephalus inermis inermis*

Filo: Nematoda

Classe: Secernentea

Ordem: Strongylida

Superfamília: Diaphanocephaloidea (Travassos, 1920)

Família: Diaphanocephalidae (Travassos, 1920)

Gênero: *Kalicephalus* (Molin, 1861)

Subgênero: *Kalicephalus (Inermiformes)* (Schad, 1962, emend)

Espécie: *K. (I.) inermis* (Molin, 1861)

Subespécie: *K. (I.) inermis inermis* (Molin, 1861)

Habitat: Estômago das serpentes Cd09 e Cd28; Intestino delgado das serpentes Cd09, Cd20, Cd21 e Cd28.

Descrição: baseada em 18 fêmeas (Estômago: 6 Cd28; Intestino delgado: 3 Cd09, 3 Cd20, 3 Cd21, 3 Cd28) e 15 machos (Estômago: 1 Cd 09, 2 Cd28; Intestino delgado: 2 Cd09, 3Cd20, 4 Cd21, 3Cd28).

Características:

Os helmintos apresentavam coloração branco-amarelado *in vivo* e estavam fixados à mucosa intestinal ou estomacal através da cápsula bucal (Figura 15C). A identificação da espécie, as medidas de profundidade da cápsula bucal e do diâmetro da cabeça foram mensuradas de acordo com o trabalho de Schad (1962). O gênero, entre outras características, é marcado pela presença de cápsula bucal quitinosa e bivalva, onde cada valva apresenta 4 placas quitinosas retangulares (2 centrais maiores e 2 laterais menores) que se estendem da porção anterior da cápsula até próximo à sua metade, além de outras peças quitinosas mais triangulares compondo a cápsula bucal e um esôfago muscular bulbar (Schad, 1962) (Figuras 15A e 15B).

- Fêmeas: maiores que os machos e apresentavam comprimento total de 12139,5 μm a 16152,93 μm (16152,93 μm), largura máxima de 504,6 μm a 841 μm (679,74 μm), esôfago muscular e sem diferenciação de região glandular medindo de 590,9 μm a 668,17 μm (627,47 μm) de comprimento. A maior largura na região anterior do esôfago foi de 229,52 μm a 257,45 μm (240,15 μm), a menor largura na região do istmo foi de 179,51 μm a 207,78 μm (199,19 μm), a maior largura região do bulbo de 255,11 μm a 330,53 μm (311,26 μm). Anel nervoso distando de 394,41 μm a 493,22 μm (445,67 μm) da extremidade anterior do corpo. Cápsula bucal quitinosa com profundidade de 200,38 μm a 256,12 μm (228,61 μm) e diâmetro da cabeça de 284,18 μm a 338,66 μm (315,6 μm). Sistema genital do tipo didelfo, anfídelfo, ovejetores e esfíncteres curtos e fortemente musculosos, tubos genitais sinuosos formando numerosas alças. Vulva em forma de fenda transversal, com lábios salientes, a uma distância de 5182,28 μm a 10525,73 μm da extremidade anterior do corpo (Figuras 15D e 15E). A posição relativa da vulva variou entre o meio e o final do segundo terço do corpo. Ovos intra-uterinos não larvados apresentando forma elíptica, casca lisa e fina (N=150), comprimento de 62,88 μm a 97,38 μm (74,78866667 μm) e a largura de 36,56 μm a 53,03 μm (44,78 μm) (Figura 15F). Cauda curta e cônica (Figura 15G), ânus de 254,294 μm a 477,598 μm (353,13 μm) da extremidade posterior do corpo.

- Machos: comprimento total de 7739,15 μm a 11100,5 μm (10141,55 μm), largura máxima de 392,33 μm a 502,45 μm (446,55 μm), esôfago muscular e sem diferenciação de região glandular medindo de 501,08 μm a 590,9 μm (532,02 μm) de comprimento. A maior largura na região anterior do esôfago foi de 163,98 μm a 216,16 μm (196,15 μm), a menor largura na região do istmo foi de 130,25 μm a 166,16 μm (154,19 μm), a maior largura região do bulbo de 239,68 μm a 296,3 μm (261,24 μm). Anel nervoso de 360,43 μm a 399,4 μm (381,19 μm) da extremidade anterior do corpo. Cápsula bucal quitinosa com profundidade de 181,7 μm a 205,86 μm (197,83 μm) e diâmetro da cabeça de 217 μm a 285,52 (261,89 μm). Bolsa copulatória simétrica, oblíqua e larga. Ramo terminal do raio dorsal do grupo IV (Schad, 1962) (Figura 16). Gubernáculo presente medindo de 218,32 μm a 260,15 μm (231,77 μm) de comprimento. Espículos equatoriais, alados, iguais ou subiguais, apresentando comprimento de 736,49 μm a 829,04 μm (805 μm) (Figura 15H).

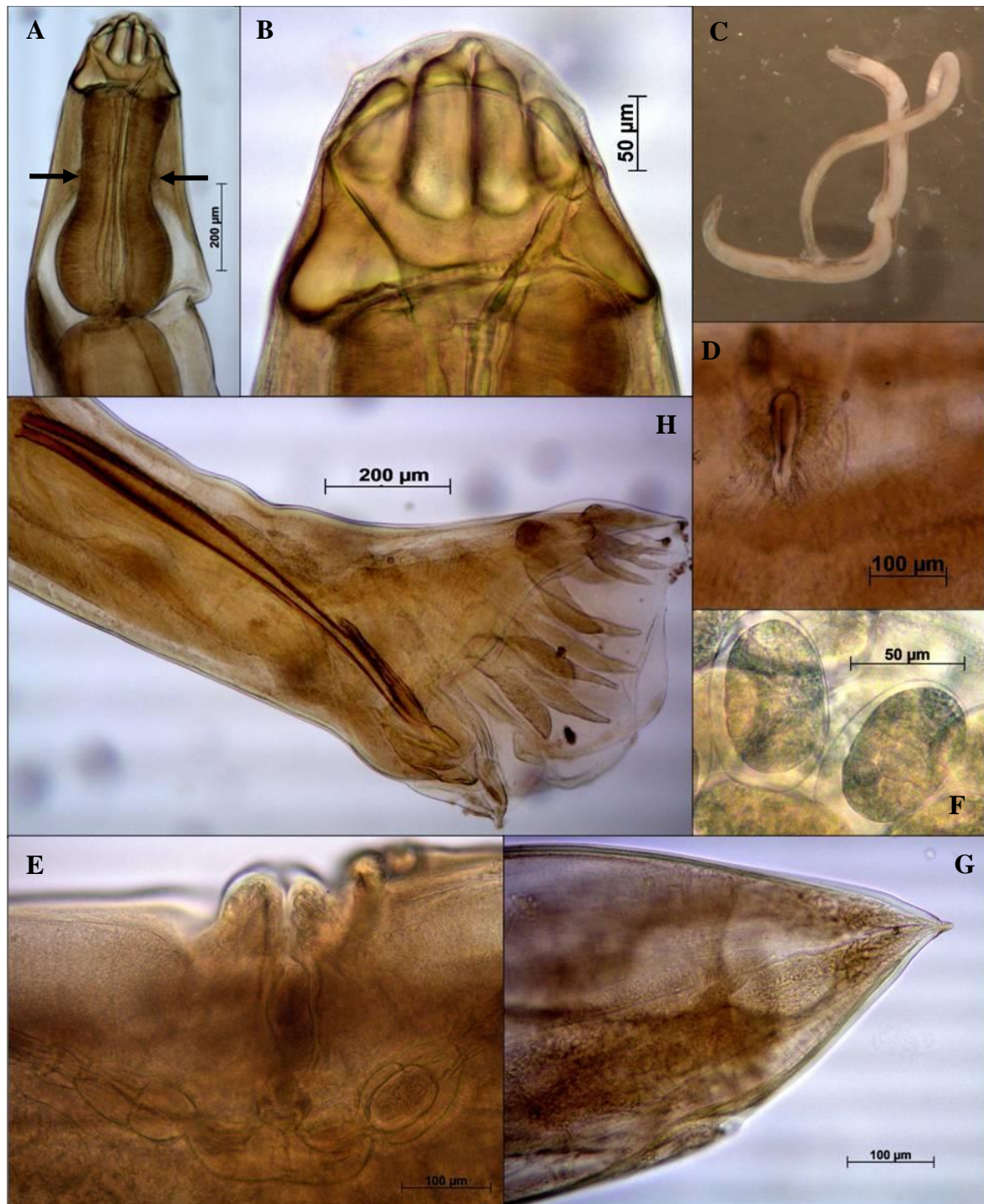


Figura 15 – *Kalicephalus inermis inermis*: (A) Extremidade anterior com esôfago muscular bulbar (as setas indicam o anel nervoso). (B) Detalhe das peças bucais e placas quitinosas da cápsula bucal. (C) Casal em cópula e apresentando coloração branco-amarelado *in vivo*. (D) Vulva em forma de fenda transversal. (E) Lábios da vulva salientes, ovejetores e esfíncteres curtos e musculosos com a presença de ovos. (F) Ovos elípticos, não larvados e de casca fina presentes dentro do útero das fêmeas. (G) Cauda curta e cônica da fêmea. (H) Extremidade posterior do macho mostrando espículos, gubernáculo e bolsa copulatória com raios bursais.

Discussão:

Cerca de 50 espécies já foram relatadas em diversas regiões do mundo, no entanto, Schad (1962) em uma revisão do gênero reclassificou 50 espécies em 23. No Brasil, apenas *K. costatus costatus*, *K. inermis inermis*, *K. inermis macrovulvus* já foram identificados em cascavéis (Pinto et al., 2010; Rossellini, 2007; Schad, 1962; Silva et al., 2001; Vicente et al., 1993). Em outras serpentes brasileiras, além das supracitadas, já foram encontradas as espécies: *K. appendiculatus*, *K. subulatus* e *K. rectiphilus neorectiphilus* (Muniz-Pereira et al., 2004; Rossellini, 2007, Schad, 1962; Vicente et al., 1993).

Segundo Schad (1962), os raios ventrais e, geralmente, os raios laterais da bolsa copuladora não são usados como caracteres taxonômicos. A identificação das espécies é enfatizada na caracterização do raio dorsal, que é dividido em 5 grupos: grupo I exclusivamente de *K. bungari*, grupo II para um pequeno grupo de espécies do grupo *Rectiphilus*, grupo III e IV em numerosas espécies e grupo V em algumas subespécies de *K. inermis* (Figura 16). Ainda segundo o autor, podem ocorrer raios intermediários entre os grupos III e IV ou IV e V. Todos os machos de *K. inermis* do presente trabalho apresentaram raios dorsais compatíveis com os raios do grupo IV, representado no trabalho de Schad (1962). A extremidade das caudas de todas as fêmeas foram compatíveis com a subespécie *K. inermis inermis* (Figura 17). Considerando as representações esquemáticas dos raios dorsais e das extremidades posterior das fêmeas presentes no trabalho de Schad (1962), os espécimes foram identificados como a subespécie *K. inermis inermis*.

O gênero apresenta ciclo de vida direto e baixa especificidade de hospedeiros (Anderson, 2000). Teixeira (2000) encontrou prevalência de 16,17% de *K. inermis* em serpentes peçonhentas do Paraná. Dias et al. (2004), encontrou prevalência de 58,3% de *K. inermis* e 33,3% de *K. costatus costatus* em cascavéis na cidade de Juiz de Fora, Minas Gerais. Pinto et al. (2010) encontraram prevalência de 6,6% de parasitismo por *Kalicephalus* sp. em cascavéis provenientes do Estado de Mato Grosso. Silva et al. (2001) encontrou prevalência de 8,33% de *K. costatus* mantidas em criação semi-extensiva do Centro de Estudos de Venenos e Animais Peçonhentos (CEVAP) da Universidade Estadual de São Paulo (UNESP), em Botucatu, São Paulo.

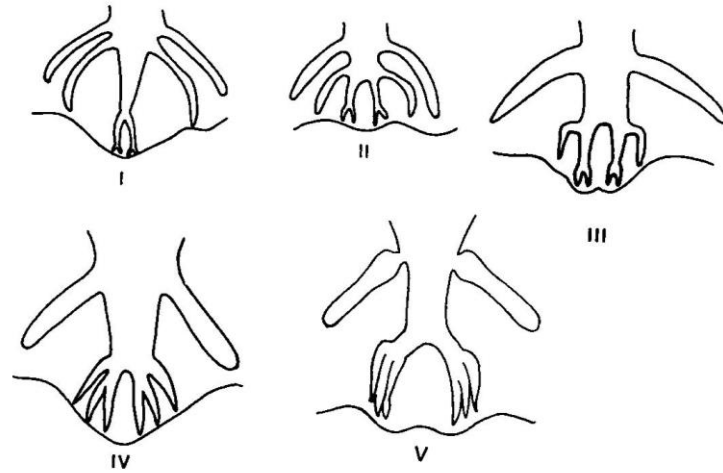


Figura 16 – Grupos de raios dorsais representados na revisão taxonômica do gênero *Kalicephalus* (Schad, 1962): I - *Kalicephalus bungari*; II - Espécies do grupo *Rectiphilus*; III e IV - Numerosas espécies; V - Subespécies de *Kalicephalus inermis*.

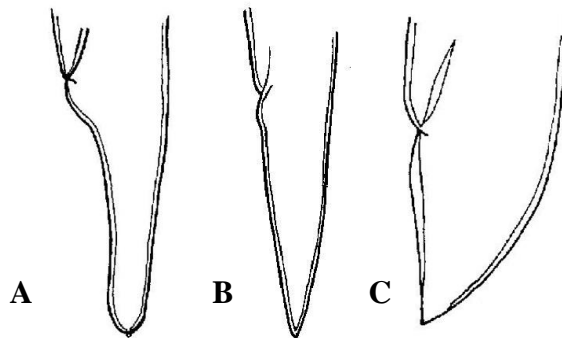


Figura 17 – Extremidade posterior das fêmeas *Kalicephalus inermis* representados na revisão taxonômica do gênero (Schad, 1962). (A) *K. inermis macrovulvus*; (B) *K. inermis coronellae*; (C) *K. inermis inermis*.

5.2.6) *Kalicephalus costatus costatus*

Filo: Nematoda

Classe: Secernentea

Ordem: Strongylida

Superfamília: Diaphanocephaloidea (Travassos, 1920)

Família: Diaphanocephalidae (Travassos, 1920)

Gênero: *Kalicephalus* (Molin, 1861)

Espécie: *K. costatus* (Rudolphi, 1819)

Subespécie: *K. costatus costatus* (Rudolphi, 1819)

Habitat: Intestino delgado das serpentes Cd04 (raspagem intestinal)

Descrição: baseada em 1 espécime fêmea

Características:

- Fêmea: 6627,17 μm de comprimento total, 331,46 μm de largura máxima, 341,49 μm de comprimento do esôfago, 118,34 μm de largura na região anterior do esôfago, 106,55 μm de largura na região do istmo, 165,29 μm de largura na região do bulbo esofagiano, 116,91 μm de distância do anel nervoso à extremidade anterior do corpo. Profundidade da cápsula bucal igual a 196,64 μm , diâmetro da cabeça igual a 204,52 μm (Figura 18A). Sistema genital do tipo didelfo, anfídelfo, ovejetores e esfínteres curtos e musculosos, vulva saliente no terceiro terço do corpo, distando 5407,17 μm da extremidade anterior do corpo (Figura 18B). Cauda curta e cônica apresentando constrição mais acentuada em sua porção final (Figura 18C). Abertura anal a 161,12 μm de distância da extremidade posterior do corpo. Fêmea adulta com a presença de um ovo não larvado dentro do útero apresentando casca fina, lisa, comprimento igual a 45,11 μm e largura igual a 31,81 μm .

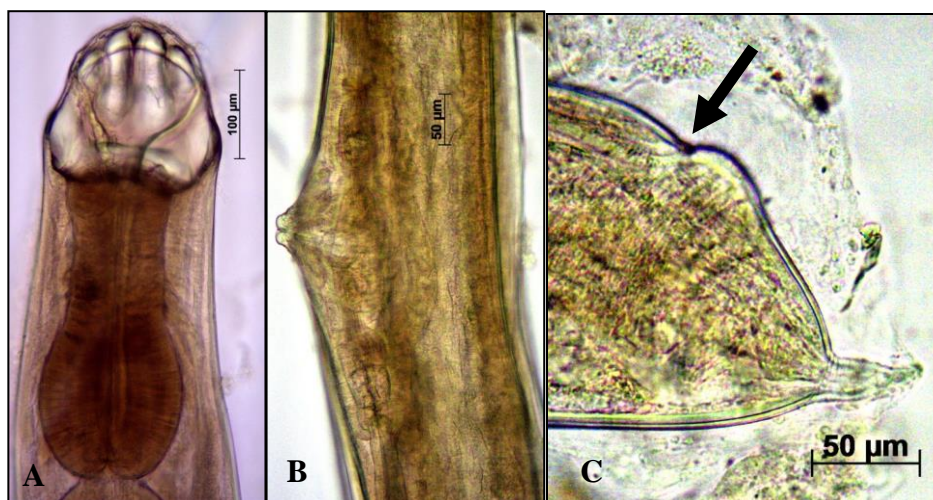


Figura 18 – Fêmea de *Kalicephalus costatus costatus* encontrada no raspado da mucosa intestinal da serpente Cd04. (A) Extremidade anterior. (B) Vulva saliente com ovejetores e esfínteres curtos e musculosos, útero afídelfo. (C) Cauda cônica terminando com uma constrição pontiaguda. A seta indica a abertura anal.

Discussão:

Mesmo sem a identificação de um espécime macho, as medidas morfométricas e a acentuada constrição da cauda permitiram identificar a fêmea como sendo da subespécie *K. costatus costatus*. Segundo a revisão de Schad (1962), as fêmeas desta subespécie são

prodelfas com o ovejetores geralmente convergentes. Porém, o espécime apresentou ovários anfídelfos e ovejetores divergentes. Assim, é possível que ocorra na população destes helmintos uma variação na posição do sistema genital.

5.2.7) *Kalicephalus* sp.

Filo: Nematoda

Classe: Secernentea

Ordem: Strongylida

Superfamília: Diaphanocephaloidea (Travassos, 1920)

Família: Diaphanocephalidae (Travassos, 1920)

Gênero: *Kalicephalus* (Molin, 1861)

Espécie: *Kalicephalus* sp.

Habitat: Intestino delgado da serpente Cd12 (raspagem intestinal).

Descrição: baseada em 1 espécime fêmea.

Características:

- Fêmea: o parasito estava bastante destruído devido ao processo de raspagem da mucosa intestinal. Apesar de ovos não terem sido encontrados, como foram visualizados partes do útero e ovário, o indivíduo foi caracterizado como fêmea. Foi possível medir apenas: comprimento do esôfago igual a 319,46 μm , largura da região anterior do esôfago igual a 150,03 μm , menor largura na região do anel nervoso igual a 147,7 μm , largura do bulbo esofagiano igual a 184,046 μm , distância do anel nervoso à extremidade anterior do esôfago 93,33 μm e 292,62 μm da extremidade anterior do corpo. Profundidade da cápsula bucal igual a 207,92 μm , diâmetro da cabeça igual a 255,56 μm (Figura 19).



Figura 19 – Extremidade anterior da fêmea de *Kalicephalus* sp. encontrada no raspado da mucosa intestinal serpente Cd12.

Discussão:

Principalmente devido às características da cápsula bucal, provavelmente, este indivíduo não pertence a nenhuma das espécies já encontradas em cascavéis no Brasil. Assim, amplia-se a ocorrência de outra espécie do gênero *Kalicephalus* em serpentes *C. durissus*. Mas devido à destruição de parte do corpo do parasito e devido à ausência de machos, não foi possível a identificação da espécie.

5.2.8) *Hastospiculum onchocercum*

Filo: Nematoda

Classe: Secernentea

Ordem: Spirurida (Chitwood, 1933)

Superfamília: Diplotriaenoidea

Família: Diplotriaenidae (Anderson, 1958)

Gênero: *Hastospiculum* (Skrjabin, 1923)

Espécie: *H. onchocercum* (Chitwood, 1932)

Habitat: Ao longo das camadas mucosa, muscular e serosa de todo o tecido do intestino da serpente Cd24 e peritônio visceral hepático.

Descrição: baseada em 3 fêmeas, 1 macho adulto e 1 macho L4.

Características:

Ambos os sexos apresentaram coloração branca *in vivo*, extremidade anterior arredondada, boca oval, atrofiada e apresentando ao seu redor duas fortes e pequenas projeções em forma de “eupallete” (Figura 20B e 20D). Apesar das descrições evidenciarem forte distinção entre porção muscular e glandular do esôfago, não foi possível sua observação para mensuração nos espécimes. A cutícula apresentou fortes elevações ao longo de todo o comprimento, sendo muito próximas umas as outras na extremidade anterior do corpo (Figuras 20I e 20K) e afastando entre si na extremidade posterior (Figuras 20J e 20L).

Fêmeas: comprimento do corpo: fêmea 1 com 28,5 cm por 1,9 mm, fêmea 2 com 66 cm por 2,2 mm e fêmea 3 com 88 cm por 2,2 mm. Não foi encontrado sangue no intestino dos parasitos ou hemorragia no tecido ao seu redor (Figura 20A). Esôfago de comprimento igual a

639,14 μm , anel nervoso a 274,06 μm da extremidade anterior, abertura da vulva simples distando 925,14 μm da extremidade anterior, opistodelfa (Figuras 20C e 20E). Fêmeas com muitos ovos no interior do útero. Ovos esféricos, larvados, casca lisa, dupla e pequenos com dimensão de 36,69 μm a 40,38 μm (38,652 μm) (n=10). Ao redor da casca, observou-se a presença de uma espessa membrana transparente, provavelmente de natureza mucóide para a proteção do ovo (Figura 20F). Cauda fortemente arredondada com ânus aparentemente atrofiado (Figura 20G).

- Macho adulto: comprimento igual a 100,3 mm, largura do corpo igual 830,92 μm . Comprimento do esôfago igual a 346,17 μm , distância do anel nervoso à extremidade anterior igual a 209,01 μm . Distância da abertura cloacal à extremidade posterior do corpo igual a 110,69 μm . Asas caudais presentes. Espículos iguais a 1551,21 μm e 1675,66 μm , respectivamente. Gubernáculo ausente. Quatro pares de papilas pré-cloacais, 01 par ad-cloacal e 02 pares pós-cloacais (Figura 24H).

- Macho L4: comprimento igual a 87,7 mm, largura do corpo igual a 822,39 μm . Comprimento do esôfago igual a 405,43 μm , distância do anel nervoso à extremidade anterior igual a 229,55 μm . Distância da abertura cloacal à extremidade posterior do corpo igual a 114,742 μm . Asas caudais presentes. Espículos e gubernáculo ausentes. Dois pares de papilas pré-cloacais, 01 par ad-cloacal e 02 pares pós-cloacais.

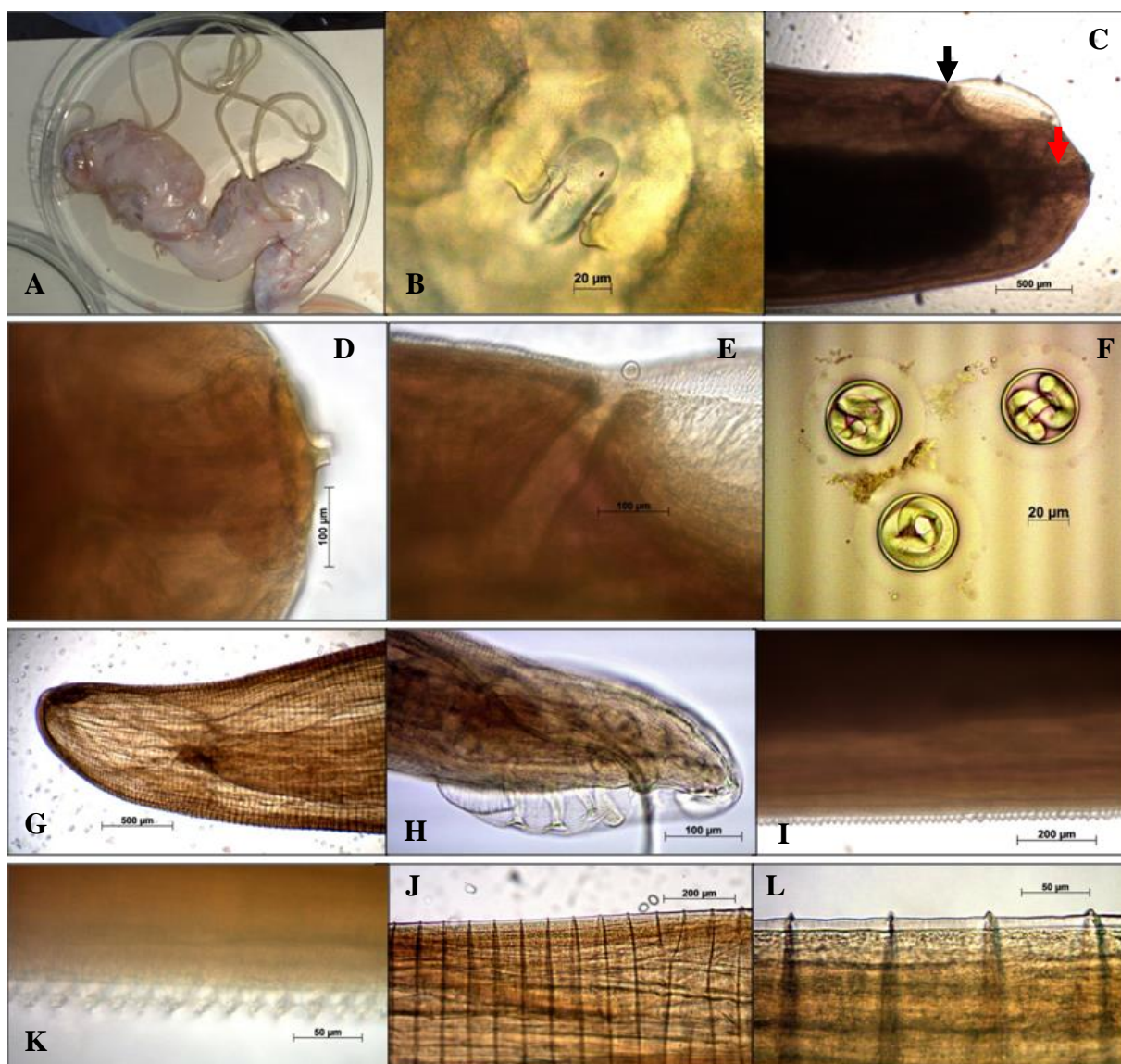


Figura 20 – *Hastospiculum onchocercum*. Fêmeas: (A) sendo retiradas do tecido intestinal de *Crotalus durissus*; (B) vista frontal da boca oval e atrofiada rodeada por duas fortes e pequenas projeções em forma de “eupalletes”; (C) extremidade anterior de *Hastospiculum onchocercum* fêmea (a seta preta indica a abertura genital e a seta vermelha indica o anel nervoso); (D) visão lateral boca, evidenciando uma das projeções em forma de “eupalletes”; (E) abertura genital, demonstrando abertura simples com a presença de um ovo; (F) Ovos larvados com membrana albuminóide; (G) extremidade posterior. Macho adulto: (H) extremidade posterior evidenciando 4 papilas pré-cloacais e asas caudais. (I) Cutícula com fortes elevações muito próximas umas às outras na extremidade anterior do corpo. (K) Imagem aproximada das elevações na extremidade anterior do corpo. (J) Cutícula com fortes elevações mais distantes umas das outras na extremidade posterior do corpo. (L) Imagem aproximada das elevações na extremidade posterior do corpo.

Discussão:

A espécie foi descrita por Chitwood (1932) em uma revisão do gênero *Hastospiculum*. Das sete espécies presentes em sua revisão, apenas *H. setiferum* (Chitwood, 1932) e *H. onchocercum* (Chitwood, 1932) foram descritas em serpentes *Python reticulatus* (Schneider, 1801) e *Boa constrictor imperator* (Daudin, 1803), respectivamente. As outras foram descritas parasitando lagartos do gênero *Varanus*. No Brasil, já foram encontradas as espécies *H. digiticaudum* (Freitas, 1956) na cavidade geral de *Philodryas aestivus* (Duméril, Bibron & Duméril, 1854) no Rio de Janeiro; e *H. onchocercum* em *Spilotes pullatus* (Linnaeu, 1758) e na cavidade geral e peritônio de *C. durissus*, respectivamente, em Recife e São Loureço, Pernambuco (Desportes, 1941; Freitas, 1955; Vicente et al., 1993; Vicente & Jardim, 1980; Yamaguti, 1961). Vicente & Jardim (1980) também amplia a distribuição desta espécie em Belo Horizonte e Angra dos Reis. Pinto et al. (2010) encontrou *Hastospiculum* sp. no tecido conectivo de *C. durissus* depositadas em coleção e provenientes do Pará.

A espécie *H. onchocercum* já foi encontrada parasitando outras serpentes no Peru, Costa Rica, Panamá, Trinidad e Tobago e México (Burse et al, 2005; Bursey & Books, 2011; Everard, 1975; Goldberg & Bursey, 2004; Lamothe-Argumedo et al, 1977; Vicente & Jardim, 1980; Tantaleán & Gonzalo, 1992).

Hastospiculum digiticaudum diferencia-se de *H. onchocercum* principalmente pela cauda dos machos, posição da vulva nas fêmeas e tamanho. Desportes (1941) descreveu a forma *H. onchocercum major* em cascavéis do município de São Lourenço (Pernambuco), diferenciando a subespécie principalmente baseado na dimensão dos parasitos. Segundo Vicente & Jardim (1980), o comprimento do corpo dos machos varia de 38 a 72 mm e das fêmeas de 170 a 634 mm, assim como o número de papilas ad cloacais (1 a 3 pares) e pós-cloacais (2 a 3 pares). O número de papilas pré-cloacais em número de 4 pares parece ser constante em todos os espécimes já descritos, sendo também corroborado no presente trabalho. Dos espécimes encontrados, duas fêmeas deste trabalho são as maiores já descritas. Apesar da forma larvar do macho L4 apresentar menor comprimento do corpo em relação ao macho adulto, suas outras medidas morfométricas foram maiores do que as medidas do adulto.

O ciclo biológico do parasito não é conhecido. Araújo (1970a) hipotetiza que, como a abertura da vulva é muito próxima à extremidade anterior do corpo, as fêmeas inserem sua cabeça na luz intestinal quando vão expelir ovos. O autor acredita que a membrana que recobre o ovo seja de natureza albuminóide formando uma massa gelatinosa com a função de aglutinar pequenos ovos. O autor também discute que a postura de ovos é descontínua, já

que nem todas as serpentes estudadas em seu trabalho apresentaram a massa gelatinosa de ovos no intestino. A serpente do presente trabalho não apresentou fezes no intestino, mas continha um líquido amarelado e gelatinoso no intestino grosso. Ao exame desse líquido em microscópio de luz, foi verificada a presença de ovos e esse achado será discutido no item 5.4.7 deste trabalho.

Os machos e várias formas larvares foram encontradas livres sobre o fígado da serpente e recobertas pelo peritônio. Uma forma larvar semelhante ao gênero foi encontrado também no peritônio visceral hepático da serpente Cd18, mas devido à imaturidade do espécime e ausência de parasitos adultos, não foi possível a sua identificação. Os órgãos de ambas as serpentes não apresentaram sinais de alterações ou perfurações. Provavelmente o ciclo biológico envolve a passagem dos parasitos pelo fígado, que pode ser comprovado pela presença dos espécimes no órgão.

5.2.9) Larva Plerocercóide

Filo: Platyhelminthes

Classe: Cestoda

Ordem: Pseudophyllidea

Habitat: intramuscular nas costelas da serpente Cd12

Descrição: baseada em 2 larvas

Características: As larvas estavam totalmente inclusas na musculatura entre as costelas, sendo a menor na altura da região estomacal e a larva maior encontrada na altura do intestino delgado (Figura 21). As larvas apresentavam uma pseudosegmentação e sem distinção de órgãos ou estruturas, não permitindo assim a sua identificação (Figura 22).

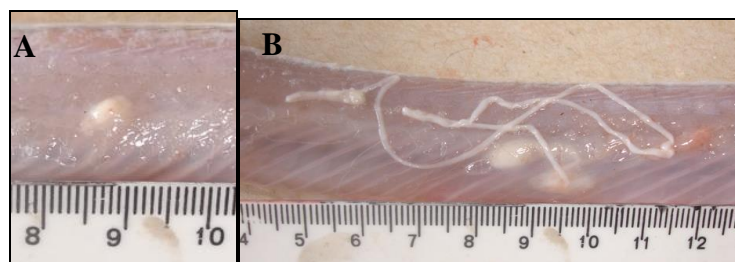


Figura 21 – (A) Larva plerocercóide menor totalmente inclusa na musculatura entre as costelas de *C. durissus*. (B) Larva plerocercóide maior sendo retirada do interior da musculatura. Escala em centímetros.



Figura 22 – Extremidade anterior da larva plerocercóide de Pseudophyllidea sem distinção de órgãos ou estruturas encontrada na musculatura de *C. durissus*.

Discussão:

Ofídios são frequentemente hospedeiros intermediários de larvas plerocercóides, incluindo espécies que podem parasitar o homem, como *Spirometra* (Magnino et al., 2009). As infecções humanas ocorrem através da ingestão de carne crua ou mal cozida de animais parasitados. Segundo Rossellini (2007) existem 10 espécies de cestódeos parasitos de serpentes brasileiras. Devido a ausência de estruturas específicas para a identificação, as larvas plerocercóides não puderam ser identificadas.

5.2.10) Larvas de Acanthocephala

Filo: Acanthocephala

Habitat: Mesentério, tecido muscular esquelético e subcutâneo das serpentes Cd05, Cd10, Cd11, Cd12, Cd26, Cd28 e Cd33

Descrição: baseada em 29 larvas (Mesentério: 1 Cd05, 8 Cd10, 6 Cd11, 4 Cd12, 3 Cd28; Tecido muscular esquelético: 2 Cd05, 2 Cd26, 2 Cd33; Tecido subcutâneo: 01 Cd05)

Características: A maioria das larvas foi encontrada encistada no mesentério, seguido pelo tecido muscular e, em menor número, no tecido subcutâneo (Figuras 23A, B e C). As larvas apresentaram coloração branca *in vivo*, probóscide retraída internamente e coberta de espinhos (Figura 23D). Devido a indistinção caracteres internos, não foi possível a identificação de nenhuma larva.

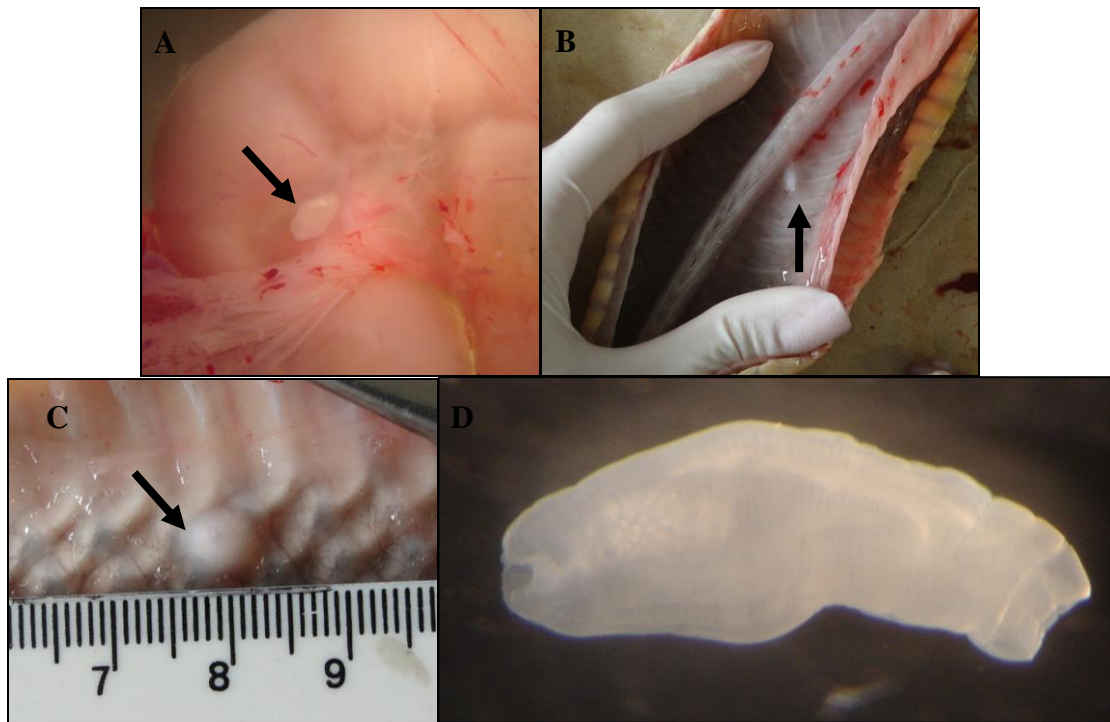


Figura 23 – Larvas de Acanthocephala encistadas no mesentério (A), tecido muscular esquelético (B) e tecido subcutâneo (C) de *Crotalus durissus*. (D) Larva desencistada com probóscide retraída.

Discussão:

O parasitismo em serpentes pelo filo Acanthocephala é frequente, porém pouco se conhece sobre a fauna desses parasitos na América do Sul e poucos são os trabalhos publicados no Brasil (Smales, 2007). Teixeira (2000) encontrou larvas cistacantos na musculatura das serpentes *C. durissus*, *B. jararaca* e *Micrurus frontalis*, com prevalência de 2,94%, 4,35% e 33,33% respectivamente.

5.2.11) *Porocephalus crotali*

Filo: Arthropoda

Subfilo: Crustacea

Classe: Maxillopoda

Subclasse: Pentastomida

Ordem: Porocephalida (Heymons, 1935)

Família: Porocephalidae (Fain, 1961)

Gênero: *Porocephalus* (Humboldt, 1811)

Espécie: *Porocephalus crotali* (Humboldt, 1808)

Habitat: Pleura da serpente Cd21

Descrição: baseada em 01 ninfa

Características:

- Ninfa: aderida à pleura próximo à região do saco aéreo. Corpo do parasito branco *in vivo* e de comprimento total igual a 1052,07 μm e largura igual a 142,1 μm . Pseudo-segmentação, corpo em forma de “C”, sem extremidades muito alargadas e 40 anéis pouco conspícuos (Figura 24A). Extremidade anterior com 2 pares de ganchos em cada lado da boca orientados em uma linha reta com a boca quitinizada (Figura 24B). Considerando o tamanho e a forma do parasito, o número de anéis, a presença de ganchos ao redor da boca dispostos em linha reta e a espécie do hospedeiro, julga-se que o espécime do parasito pertença à espécie *Porocephalus crotali*.

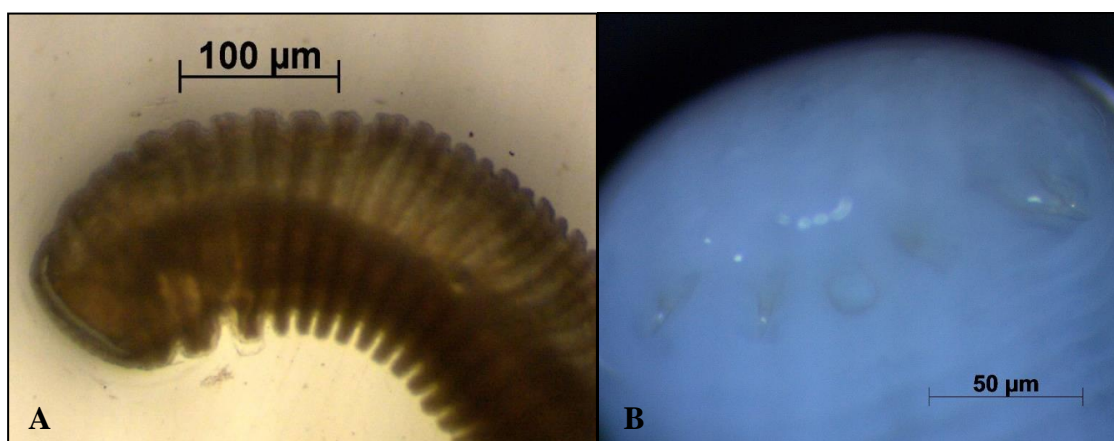


Figura 24– Ninfa de *Porocephalus crotali*: (A) Extremidade posterior e pseudo-segmentação pouco conspícua. (B) Extremidade anterior com boca quitinizada ao centro e 2 pares de ganchos em cada lado da boca orientados em uma linha reta.

Discussão:

Porocephalus crotali é uma espécie de ocorrência muito comum no trato respiratório de cascavéis. Devido a localização do espécime, provavelmente a ninfa ainda estava migrando para o pulmão do hospedeiro. O parasito adulto atinge de 0,5 a 12 cm de comprimento, apresenta corpo arredondado com extremidades dilatadas e segmentação superficial (Teixeira, 2000). As ninfas apresentam corpo em forma de C e ganchos ao redor da boca (Brookins et al., 2009).

Em geral, o hospedeiro é utilizado para auxiliar na determinação da espécie do parasito: *P. crotali* para *C. durissus*, *P. stilesi* (Sambon, 1910) para *Lachesis muta*, *P. clavatus* (Wyman, 1847) para boídeos e *P. basiliscus* (Riley & Self, 1979) para *C. basiliscus* (Cope, 1864) (Garate et al., 2007; Teixeira, 2000). Dos animais necropsiados e parasitados (N=68), Teixeira (2000) encontrou em seu trabalho prevalência de 8,82% de parasitismo por *P. crotali* registrados nas serpentes *B. jararaca*, *B. jararacussu*, *B. moojeni* e *C. durissus*. A autora acredita que muitas mortes de serpentes podem ser atribuídas à obstrução respiratória provocada por pentastomídeos, uma vez que a maioria das infecções são assintomáticas e com pouca resposta inflamatória. O diagnóstico é realizado pelo encontro de ovos larvados e com ganchos, através de lavados traqueais e exames coproparasitológicos ou exames endoscópicos dos pulmões para visualização do parasito.

5.2.12) *Amblyomma rotundatum*

Filo: Arthropoda

Classe: Arachnida

Ordem: Acari

Família: Ixodidae (Koch, 1844)

Gênero: *Amblyomma* (Koch, 1844)

Espécie: *A. rotundatum* (Koch, 1844)

Habitat: escamas dorsais das serpentes Cd07 e Cd18.

Descrição: baseada em 4 fêmeas adultas.

Características:

- Fêmeas: partenogénicas, presença de dois espinhos curtos, robustos e arredondados nas coxas I a IV, sulco marginal distinto contínuo com festões bem definidos, primeiro artícolo dos palpos com forte saliência ventral em forma de quilha, dentição 3/3, pontuações pequenas e numerosas na porção lateral do escudo. Na cascavel Cd07 foram recuperados 3 fêmeas: uma morta na cabeça e duas no terço final do corpo da serpente, antes da cloaca, sendo que uma fêmea estava viva e a outra morta (Figura 25). Na serpente Cd18 foi encontrada apenas uma fêmea morta no segundo terço do corpo (Figura 26). Ainda que a maioria dos ectoparasitos estivessem mortos, todos estavam fortemente aderidos entre as escamas dorsais do hospedeiro.

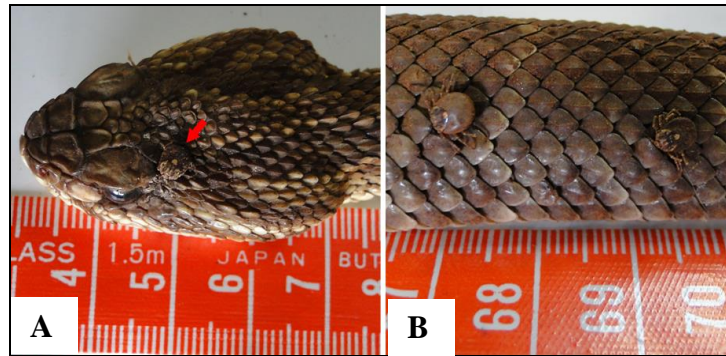


Figura 25: Fêmeas de *Amblyomma rotundatum* encontradas nas escamas dorsais da cabeça (A) e no terço final do corpo (B) de *Crotalus durissus* (Cd07). Escala em centímetros.

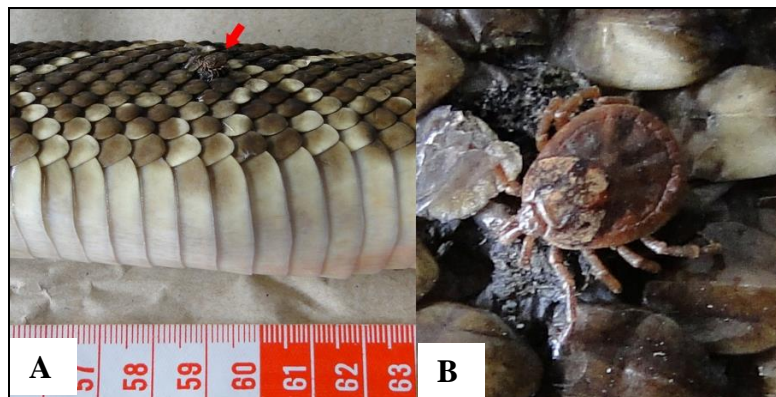


Figura 26: Fêmea de *Amblyomma rotundatum* encontrada nas escamas dorsais do segundo terço do corpo (A) de *Crotalus durissus* (Cd18). Escala em centímetros. (B) Imagem aproximada do carrapato.

Discussão:

A espécie *A. rotundatum* já foi encontrada nas serpentes: *B. constrictor* (Linnaeus, 1758), *Corallus hortulanus* (Linnaeus, 1758), *Epicrates cenchria* (Linnaeus, 1758), *Eunectes murinus* (Linnaeus, 1758), *Eunectes* sp. (Wagler, 1830), *Chironius quadricarinatus* (Boie, 1827), *Erytrolamprus aesculapii* (Linnaeus, 1758), *Hydrodynastes bicinctus* (Herrmann, 1804), *Mastigodryas bifossatus* (Raddi, 1820), *Pseudoeryx plicatilis* (Linnaeus, 1758), *S. pullatus* (Linnaeus, 1758), *Waglerophis merremii* (Wagler, 1824), *Micrurus* sp., *B. atrox*, *B. jararacussu* (Lacerda, 1884), *B. moojeni*, *B. insularis* (Amaral, 1921), *B. alternatus* e *C. durissus* (Brum & Costa, 2003; Cunha *et al.*, 2003; Onofrio *et al.*, 2002). Em cascavéis, *A. rotundatum* já foi relatada parasitando *C. durissus terrificus* (Laurenti, 1768), *C. durissus colillineatus* (Amaral, 1926) e *C. durissus cascavella* (Hoge, 1966) (Brum & Costa 2003, Dantas-Torres *et al.*, 2005; Onofrio *et al.*, 2002).

A espécie também é frequentemente encontrada em sapos e lagartos (Aragão, 1936). Assim, *A. rotundatum* apresenta uma baixa especificidade parasitária. Aliado ao fato de que o

ectoparasito pode apresentar ciclo de vida trioxeno (Onofrio, 2007), o intercâmbio de patógenos entre anfíbios e répteis pode ser alto e representar um risco potencial para doenças enzoóticas no ambiente silvestre e em criadouros conservacionistas, científicos e comerciais.

5.3) Descrição histopatológica da lesão em estômago provocado por *Ophidascaris arndti*

À necropsia foram observados vários parasitos, de vários tamanhos, aderidos fortemente à mucosa do estômago, geralmente, em um único local de inserção (Figura 27A). As lesões puntiformes de aproximadamente 1 mm de diâmetro tinham aspecto ulcerado (Figura 27B). Ao corte apresentava-se firme e revelavam aprofundamento das lesões de aproximadamente 2 mm. Em vários animais parasitados por *O. arndti* no estômago foi possível observar no lado externo do estômago, por transparência, a extremidade anterior do parasito atingindo a camada serosa do órgão (Figura 28).

Todas as serpentes parasitadas por *O. arndti* no estômago apresentavam espessamento da parede do órgão de pelo menos 0,5 cm, em média, ao redor da área de inserção dos parasitos. Geralmente, todos os parasitos ficavam aderidos apenas em um local do órgão (Figura 29A), mas em algumas serpentes foram encontrados dois locais de inserção principais ou vários locais com poucos vermes (Figura 29B). Observou-se que quanto maior a quantidade de vermes presentes no órgão, maior era a área de espessamento do mesmo. O espessamento da parede do órgão pode estar relacionado à regurgitação alimentar da serpente devido à fibrose muscular do estômago, o que pode alterar a capacidade de contração muscular e a secreção de ácidos necessários para uma perfeita digestão da presa. No entanto, todas as serpentes que estavam parasitadas e apresentando os granulomas parasitários continham conteúdo fecal no intestino, sugerindo alimentação recente pela cascavel, e não apresentavam aspecto clínico de desnutrição.

Alguns *O. arndti* foram encontrados parasitando o intestino delgado das serpentes, principalmente a região inicial do intestino. A maioria dos parasitos não estava fixado à mucosa intestinal. Mas quando aderidos, os parasitos foram removidos facilmente, sem a necessidade de colocar o órgão na geladeira, indicando uma fixação mais fraca. Diferentemente do estômago, não foram observadas alterações macroscópicas no tecido intestinal, quando os helmintos estavam presentes e/ou aderidos nessa região.

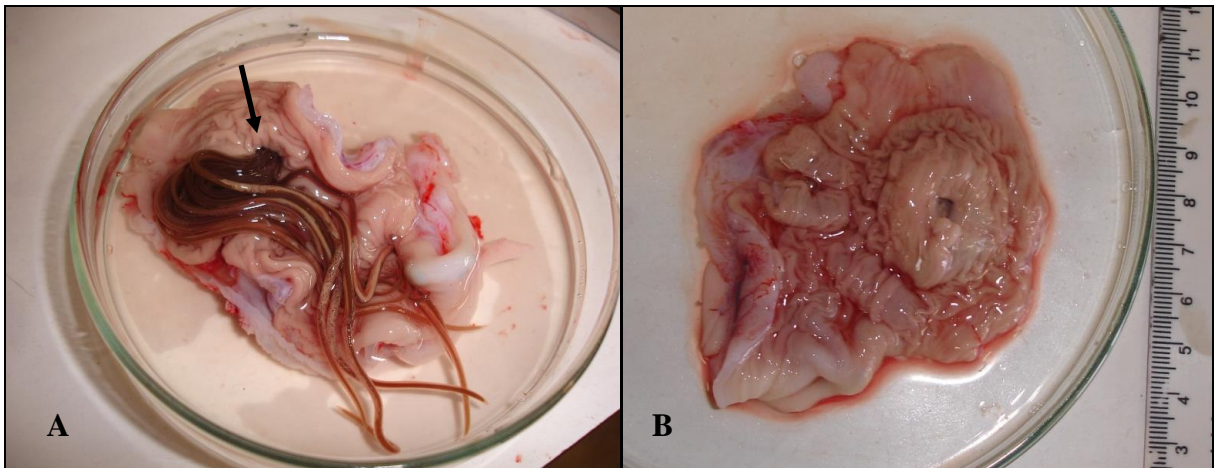


Figura 27 – *Ophidascaris arndti* fortemente aderidos à mucosa do estômago de *Crotalus durissus* em um único local de inserção (A). Local de inserção dos parasitos, após sua remoção, revelando lesão de aspecto ulcerado (B).

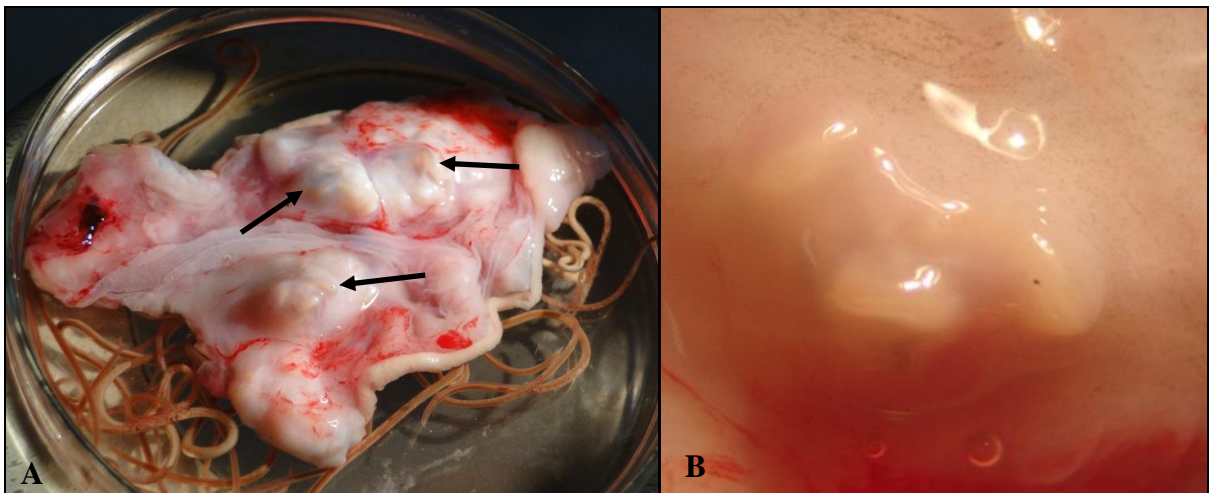


Figura 28 – Parte externa do estômago de *Crotalus durissus* parasitado por *Ophidascaris arndti*. (A) As setas indicam as extremidades anteriores dos parasitos inseridos até a região serosa do órgão. (B) Imagem aproximada evidenciando as extremidades anteriores dos parasitos.

Microscopicamente verificou-se múltiplos focos de lesão circunscrita com necrose central, delimitadas por infiltrado inflamatório linfoplasmohistiocitário, associado à presença de células epitelióides, localizados nas camadas mucosa, submucosa, muscular e serosa do estômago (Figuras 30-33). Os achados foram compatíveis com o diagnóstico de gastrite granulomatosa multifocal. As alterações patológicas corroboram outros autores que já haviam observado processo de gastroenterite com necrose e ulceração, inflamação granulomatosa e

espessamento da parede do órgão (Anderson, 2000; Brar et al., 1990; Elbihari & Hussein, 1973; Vaz, 1935; Wilson & Carpenter, 1996).

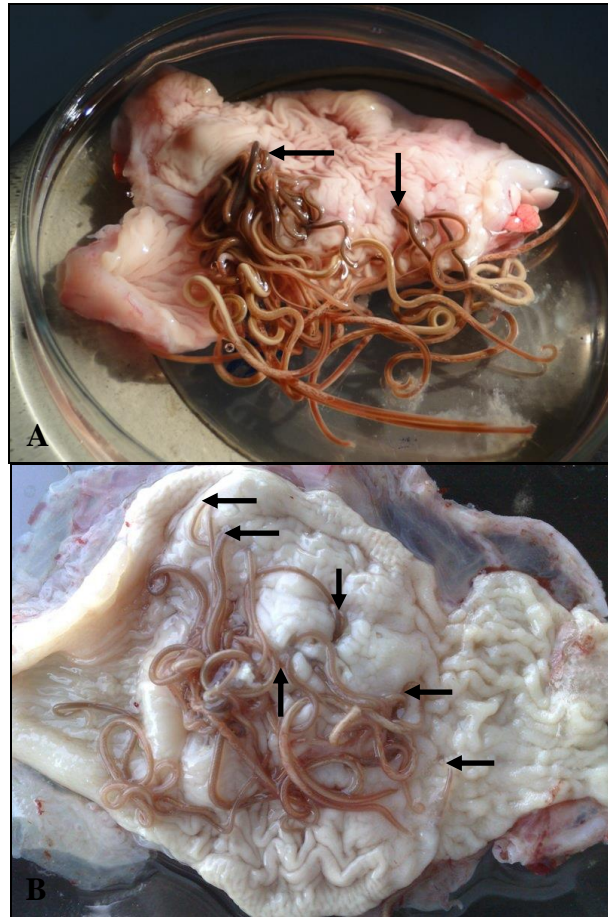


Figura 29 – Mucosa de estômago de *Crotalus durissus* parasitado por *Ophidascaris arndti*, apresentando: (A) duas áreas de inserção principais dos parasitos, (B) várias áreas de inserção contendo poucos parasitos. As setas indicam o local de inserção da extremidade anterior dos nematódeos.

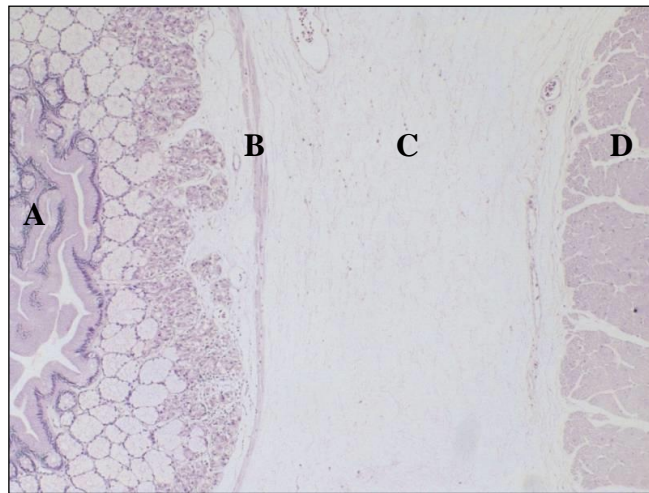


Figura 30 – Corte histológico de estômago saudável de *Crotalus durissus* diferenciando as camadas: (A) mucosa, (B) muscular da mucosa, (C) submucosa e (D) muscular. HE, Objetiva 10x.

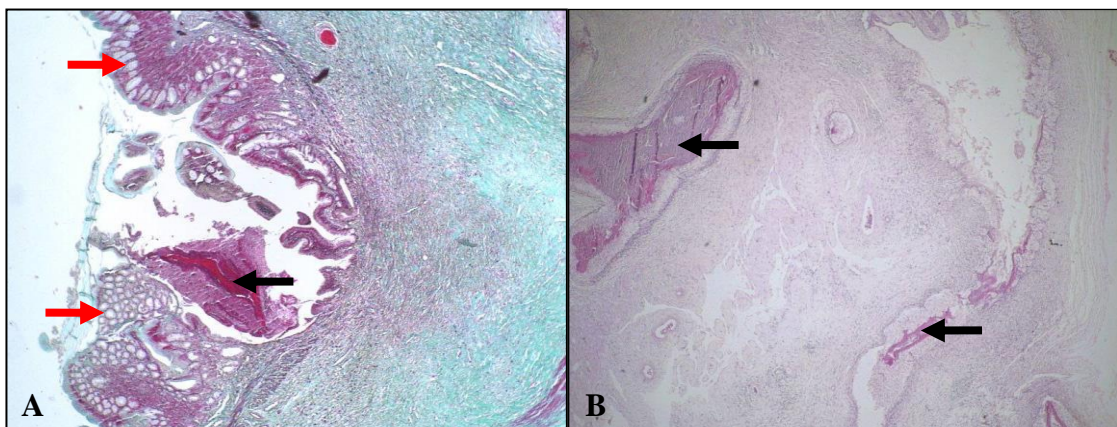


Figura 31 - Corte de estômago de *C. durissus* parasitado por *Ophidascaris arndti* apresentando: múltiplos focos de lesão circunscrita com necrose central (setas pretas). (A) Destruição da camada mucosa e glândulas produtoras de muco (setas vermelhas), Tricrômico de gomori, Objetiva 4x. (B) Destruição camada submucosa. HE, Objetiva 5x.

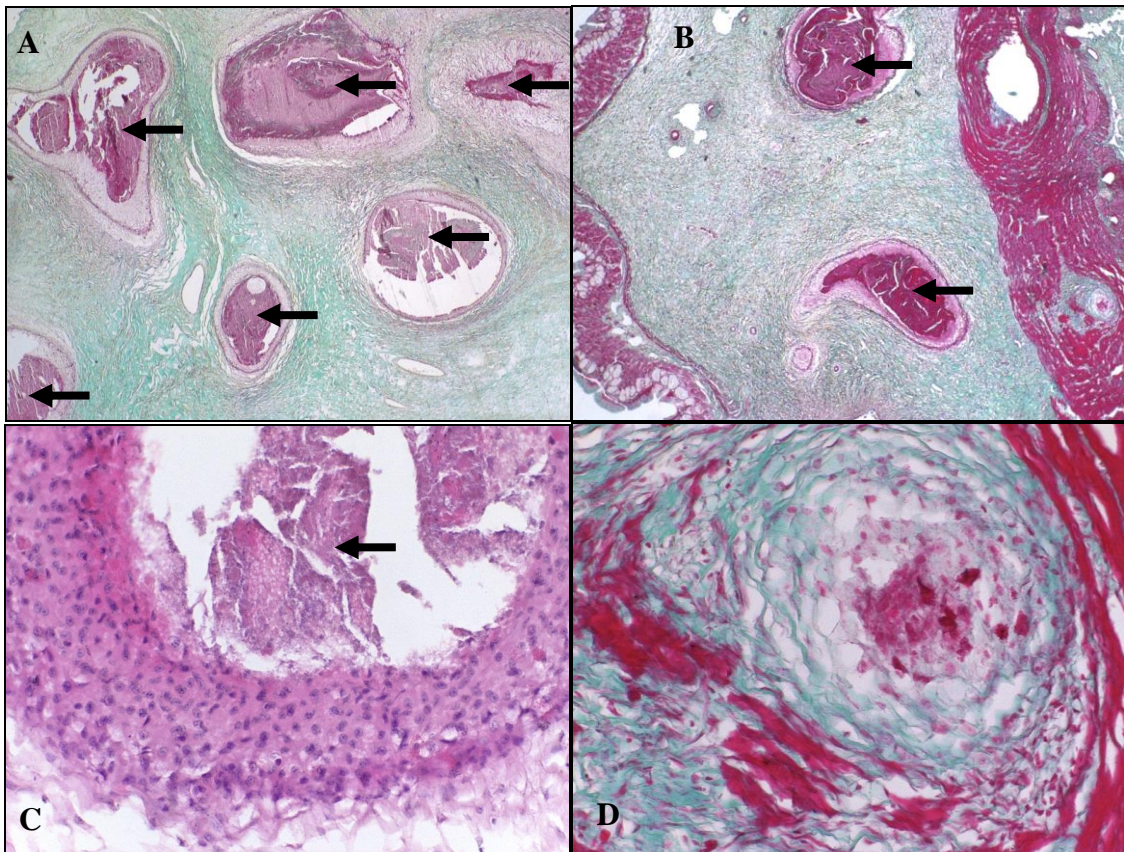


Figura 32 - Corte de estômago de *C. durissus* parasitado por *Ophidascaris arndti* apresentando: múltiplos focos de lesão circunscrita com necrose central (setas pretas) e extensa área fibrótica nas camadas submucosa (A) e muscular (B), Tricrômico de gomori, Objetiva 4x; (C) Borda da lesão com inflamação aguda e intensa presença de macrófagos modificados com necrose central, HE, Objetiva 40x; (D) Destruição muscular com presença de fibrose, Tricrômico de gomori, Objetiva 40x.

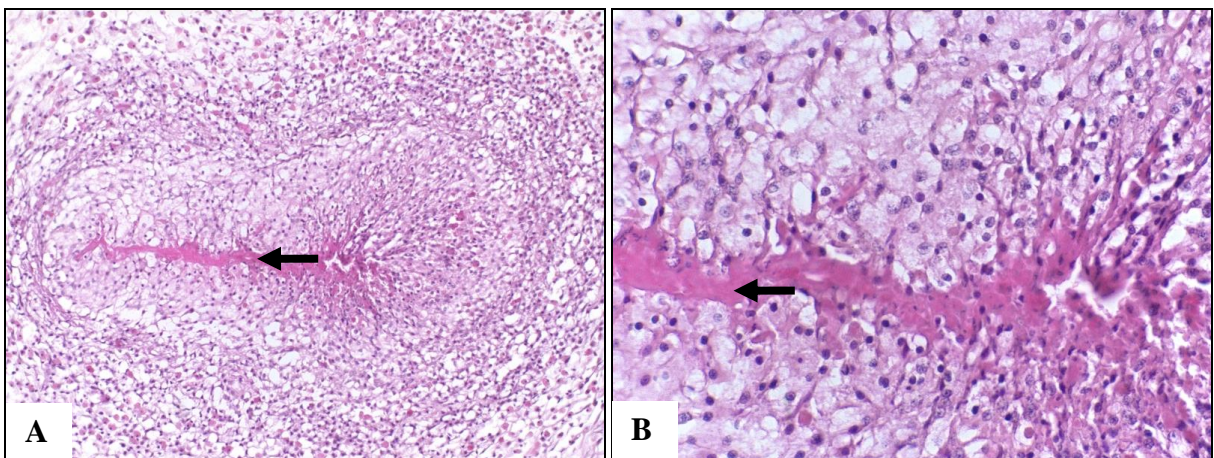


Figura 33 – (A) Infiltrado inflamatório linfoplasmohistiocitário associado à presença de (B) células epitelióides presentes na inflamação granulomatosa do estômago de *Crotalus durissus*

parasitadas por *Ophidascaris arndti*. As setas pretas indicam a área necrosada. HE, Objetiva 20 e 60x.

O efeito do parasitismo sobre o hospedeiro depende de vários fatores, tais como: a espécie do parasito, a intensidade da infecção e o órgão afetado. Cooper & Nares (1971) acreditam que a presença de espécimes de *Ophidascaris* em grande número pode reduzir a resistência às infecções em répteis. As serpentes apresentavam conteúdo alimentar no intestino, armazenamento de gordura e algumas fêmeas apresentavam vitelogênese secundária. Apesar da gravidade das lesões, ainda não existem parâmetros hematológicos e fisiológicos para a avaliação da interferência desses granulomas na condição de saúde dos animais. No entanto, são necessários estudos mais aprofundados sobre o efeito do parasitismo e sua inflamação granulomatosa sobre serpentes de vida livre e, sobretudo, serpentes criadas em cativeiro, visto que a maioria destas é proveniente do ambiente silvestre e estão submetidas a vários fatores estressantes que podem agravar o quadro de parasitismo.

De acordo com Mitchell & Diaz-Figueroa (2005), a mucosa do estômago de répteis produz uma grande variedade de enzimas e ácido clorídrico para a digestão, que é realizada por processos químicos e mecânicos, além de apresentar uma alta elasticidade permitindo estocar grandes volumes alimentares. Por causa do tamanho e do aprofundamento das lesões, acreditamos que com a menor produção de muco gástrico, devido à destruição das glândulas produtoras, as serpentes parasitadas ficam mais suscetíveis à úlceras, que podem evoluir para quadros de peritonite e levar o animal à óbito. Devido às úlceras, os animais também podem ficar mais suscetíveis à infecções bacterianas secundárias. Além disso, a destruição de células produtoras de enzimas digestivas e a limitação da elasticidade tecidual devido ao extenso processo fibrótico interfere na taxa de digestão do animal, uma vez que esta depende da temperatura e hidratação corporal, o tipo e tamanho da presa e da saúde em geral do réptil (Mitchell & Diaz-Figueroa, 2005). Assim, outros estudos também são necessários para avaliar a evolução, em longo prazo, do parasitismo por *Ophidascaris* spp. no estômago das serpentes e as respostas teciduais de animais vermifugados que apresentavam o parasitismo.

5.4) Resultados dos Exames Parasitológico de Fezes (EPF)

Foram realizados exames coproparasitológicos em todas as serpentes necropsiadas (N=35). Os conteúdos fecais eram basicamente formados por pelos de pequenos mamíferos.

No bolo fecal da serpente Cd10 foi encontrado um par de pés de ave (Figura 34). Outros autores já verificaram que aves, ainda que mais raramente, podem fazer parte da dieta de *C. durissus* (Barros & Martins, 2011).



Figura 34 - Pés de ave encontrados nas fezes da serpente Cd10.

O EPF mostrou-se eficiente na detecção e identificação de oocistos, ovos e/ou larvas de parasitos. Dos 35 exames, 24 (68,57%) indicaram a presença de ovos e/ou larvas de helmintos nas fezes, sendo: 11 (45,83%) de *O. arndti*, 5 (20,83%) de *O. arndti* e *H. boddaertii*, 6 (25%) de *Rhabdias filicaudalis*, 3 (12,5%) de *Kalicephalus*, 1 (4,16%) de *Hastospiculum onchocercum*, 2 (8,33%) de Ascaridoidea e 3 (12,5%) de Rhabdtoidea. O EPF ainda revelou 2 (8,33%) com oocistos de coccídeos.

Algumas serpentes apresentaram infecções mistas com *O. arndti* e *H. boddaertii*, porém no EPF os ovos mostraram-se indistinguíveis. Os falsos negativos podem estar relacionados à baixa quantidade de parasitos encontrados durante a necropsia, à ausência de espécimes fêmeas grávidas e/ou devido à ovipostura intermitente pelas fêmeas (Quadro 5). Como os ofídios se alimentam de presas inteiras, a presença de ovos de parasitos nas fezes pode ser proveniente tanto da serpente, quanto da sua presa. Assim, é comum a ocorrência de ovos em serpentes com exame necroscópico negativo ou com exame positivo, porém com parasitos de ovos incompatíveis com os ovos encontrados no EPF. Teixeira (2000) verificou a presença de ovos de Strongylida, Oxyurida, Spiruroidea, Ascaridoidea e Hymenenolepididae nos exames de fezes de algumas serpentes que foram negativas na necropsia, ou apresentava parasitos com ovos de características não compatíveis com os achados.

Quadro 5 – Resultados dos exames parasitológicos de fezes (EPF) das serpentes *Crotalus durissus* necropsiadas.

Código serpente	<i>Ophidascaris arndti</i>	<i>Ophidascaris arndti</i> e <i>Hexametra boddaertii</i>	<i>Rhabdias filicaudalis</i>	<i>Kalicephalus</i>	<i>Hastospiculum onchocercum</i>	Ascaridoidea	Rhabditoidea	Ácaros	Oocistos Coccídeos
Cd02			+						
Cd03	+		+						
Cd04		+	- (F)	- (F)					
Cd05		+							
Cd07	- (F)								
Cd08		+	+						
Cd09		+		+					
Cd10						+			+
Cd11	+		+					+	
Cd12				- (F)		+			
Cd14									+
Cd18		- (F)					+		
Cd19	+		+						
Cd20	+			- (F)					
Cd21	+			+					
Cd23							+		
Cd24					+				
Cd25	+								
Cd26	+								
Cd27		+							
Cd28				+					
Cd29							+		
Cd30								+	
Cd32	+		- (F)						
Cd33	+		+						
Cd34	- (F)								
Cd36	+								
Cd37	+								

+: positivo; -: negativo; (F): Falso

5.4.1) Ovos e larvas de *Ophidascaris arndti*

Os ovos de *O. arndti* apresentam características morfológicas típicas de membros da superfamília Ascaridoidea: grandes, arredondados, com dupla membrana, sendo a externa mamilonada. O tamanho dos ovos variou de 63,0 μm a 103,25 μm (76,67 μm) de comprimento por 52,5 μm a 82,25 μm (64,85 μm) de largura (N=102). Como em outros ascarídeos, o desenvolvimento da larva dentro do ovo ocorre no meio externo, no entanto, alguns exames apresentaram ovos larvados ou larvas fora dos ovos (Figura 35). Assim como já é descrito o desenvolvimento embrionário do ovo na presença de formol e várias outras soluções para *Ascaris* (Martin, 1926; Massara et al., 2003; Nelson & Darby, 2001; Souza, 2011), provavelmente o desenvolvimento larval de *O. arndti* ocorreu durante o período (de 1 a 7 meses) em que o sedimento das fezes ficou fixado em formol antes de ser analisado.

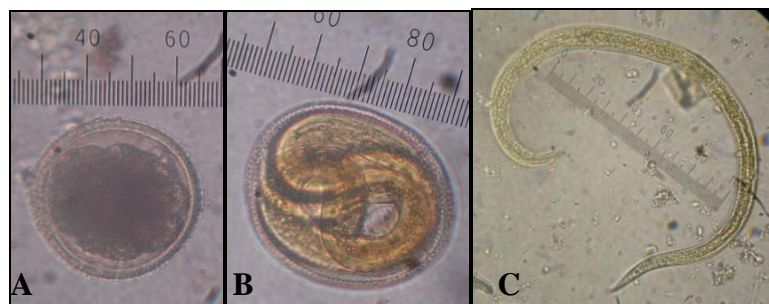


Figura 35 – Ovo de *Ophidascaris arndti* não larvado (A) e larvado (B). Larva de *Ophidascaris arndti* presente em alguns exames parasitológicos de fezes das serpentes necropsiadas (C). Mensuração com régua ocular micrométrica. Objetiva 40x, fator de correção 1,75 μm .

5.4.2) Ovos e larvas de *Ophidascaris arndti* e *Hexametra boddaertii*

No exame necroscópico, as serpentes Cd04, Cd05, Cd08, Cd09, Cd18 e Cd27 apresentaram infecções mistas por *O. arndti* e *H. boddaertii*. Ambos os parasitos apresentam ovos característicos da superfamília Ascaridoidea, porém no EPF os ovos mostraram-se indistinguíveis. No EPF, a serpente Cd27 apresentou resultado falso negativo para ovos de *Ophidascaris*. No exame necroscópico, o animal apresentou apenas 1 espécime macho de *O. arndti* no estômago e 1 fêmea de *H. boddaertii* no intestino delgado. Assim, os ovos encontrados no EPF da serpente Cd27 pertencem à última espécie supracitada e apresentaram:

comprimento de 68,25 μm a 77 μm (71,57 μm), largura de 57,75 μm a 64,75 μm (60,37 μm) (N=10) (Figura 36).

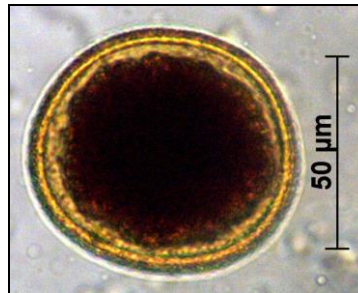


Figura 36 – Ovo não larvado de *Hexametra boddaertii*.

O EPF da serpente Cd18 apresentou resultado falso negativo para ovos de *O. arndti* e *H. boddaertii*. Os EPF das outras serpentes (Cd04, Cd05, Cd08 e Cd09) apresentaram ovos de comprimento variando de 70 μm a 92,75 μm (81,63 μm) por 59,5 μm a 89,25 μm (73,45 μm) de largura (N=40). Muitos ovos larvados e larvas eclodidas também foram observadas nos EPF destas serpentes.

5.4.3) Ovos e larvas de *Rhabdias filicaudalis*

Os ovos e larvas encontrados nos EPF das serpentes Cd02, Cd03, Cd08, Cd11, Cd19 e Cd33 foram compatíveis com *R. filicaudalis* encontrados nas necropsias dos animais. Os ovos são caracterizados por apresentar formato ovóide, casca fina, lisa e dupla, larvado ou não larvado. A maioria dos ovos apresentou larva bem desenvolvida e em todos os EPF foram encontrados larvas livres de cauda reta e cônica (Figura 37). Os ovos apresentaram comprimento de 50,75 μm a 98 μm (64,63 μm) e largura de 35 μm a 54,25 μm (40,44 μm) (N=45). Os EPF das serpentes Cd04 e Cd32 apresentaram falso negativo para *R. filicaudalis*.



Figura 37 – *Rhabdias filicaudalis*: ovo larvado (A) e larva livre (B). Mensuração com régua ocular micrométrica. (A) Objetiva 40x, fator de correção 1,75 μm . (B) Objetiva 10x, fator de correção 7 μm .

5.4.4) Ovos de *Kalicephalus inermis inermis*

Os ovos encontrados nos EPF das serpentes Cd09, Cd21 e Cd28 foram compatíveis com *K. inermis inermis* encontrados nas necropsias dos animais. Os ovos são caracterizados por apresentar formato ovóide, casca fina, lisa e dupla, com ou sem larva, sendo indistinguíveis dos ovos de *R. filicaudalis*. A maioria dos ovos apresentou larva bem desenvolvida e não foram encontrados larvas livres (Figura 38). Os ovos apresentaram comprimento de 54,25 µm a 91 µm (69,83 µm) e largura de 38,5 µm a 57,75 µm (46,33 µm) (N=21). Os EPF das serpentes Cd04, Cd12 e Cd20 apresentaram falso negativo para *K. costatus costatus*, *Kalicephalus* sp. e *K. inermis inermis*, respectivamente.

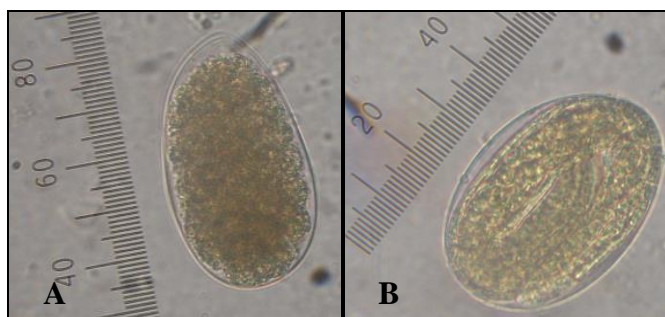


Figura 38 – *Kalicephalus inermis inermis*: ovo não larvado (A) e ovo larvado (B). Mensuração com régua ocular micrométrica. (A) Objetiva 40x, fator de correção 1,75µm.

5.4.5) Ovos de *Hastospiculum onchocercum*

Durante a necropsia da serpente Cd24 foram encontrados parasitos da espécie *H. onchocercum*. O hospedeiro não apresentou conteúdo fecal ou restos de alimento no trato gastro-intestinal, mas apresentou ao final do intestino grosso uma quantidade significativa de líquido semelhante à urina. Esta apresentava fraca coloração amarelada e não estava turva, mas tinha textura gosmenta que, se agitada, espumava. Ao analisar a substância entre lâminas em microscópio de luz, foram observados pequenos e esféricos ovos de casca fina e dupla, larvados e envoltos em uma espessa camada translúcida albuminóide (Figura 39). Este achado foi compatível com os ovos identificados diretamente do útero das fêmeas de *H. onchocercum* encontradas durante a necropsia. O diâmetro do ovo variou de 37,86 µm a 40,7 µm (39,13 µm) (N=10).

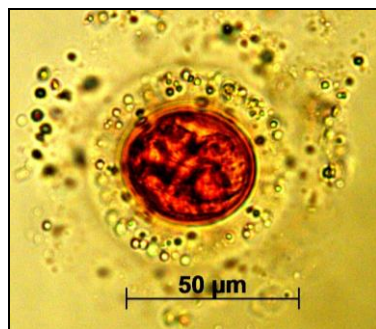


Figura 39 – Ovo larvado de *Hastospiculum onchocercum* presente no exame parasitológico de fezes da serpente Cd24.

5.4.6) Ovos de Ascaridoidea

As serpentes Cd10 e Cd12 apresentaram ovos no EPF com características morfológicas semelhantes aos ovos da superfamília Ascaridoidea: grandes, arredondados, com dupla membrana, sendo a externa mamilonada. No entanto, os achados no EPF foram incompatíveis com os parasitos encontrados no exame necroscópico. Assim, os ovos encontrados no EPF das serpentes pertencem à presa ingerida e estes não foram mensurados.

Os ovos encontrados no EPF da serpente Cd10 apresentaram grande semelhança morfológica com os ovos de *Ophidascaris* spp. e *Hexameta* spp., mas nenhum ascarídeo foi encontrado na necropsia do animal (Figura 40A). No animal Cd12 os ovos encontrados no EPF eram pequenos, de tamanho aproximado à metade do tamanho do ovo de *Ophidascaris arndti* e não apresentava larva (Figura 40B). Nenhum ascarídeo também foi encontrado na necropsia desta serpente. Assim, os achados no EPF foram incompatíveis com os achados nas necropsias e, portanto, os ovos pertencem às presas ingeridas e não foram mensurados.

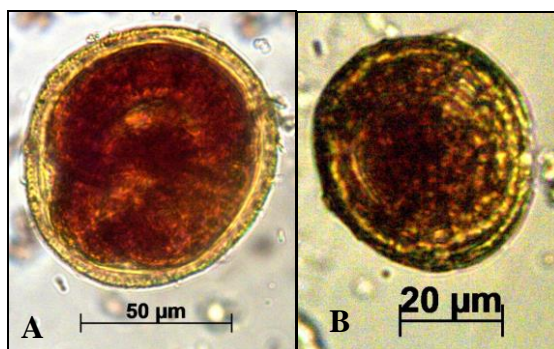


Figura 40 – Ovos de Ascaridoidea encontrados nos exames parasitológicos de fezes das serpentes Cd10 (A) e Cd12 (B).

5.4.7) Ovos de Rhabdtoidea

Os EPF das serpentes Cd18, Cd23 e Cd29 apresentaram ovos com características morfológicas semelhantes aos ovos da superfamília Rhabdtoidea: ovóide, casca dupla, fina e lisa, larvado ou não larvado. No exame necroscópico, as serpentes Cd23 e Cd29 não apresentaram parasitos e a serpente Cd18 apresentou parasitismo por *Amblyomma rotundatum*, *O. arndti*, *H. boddaertii* e uma larva imatura de Nematoda. Assim, os achados no EPF foram incompatíveis com os achados nas necropsias e, portanto, ovos pertencem às presas ingeridas e não foram mensurados. Os ovos apresentaram grande semelhança com os ovos de *Rhabdias* spp. e *Kalicephalus* spp. (Figura 41).

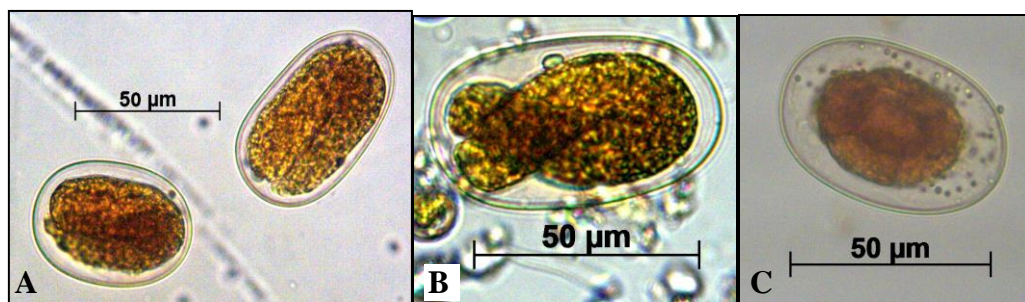


Figura 41 – Ovos de Rhabdtoidea encontrados nos exames parasitológicos de fezes das serpentes Cd18 (A), Cd23 (B) e Cd29 (C).

5.4.8) Oocistos de coccídeos

Foram encontrados oocistos não esporulados de coccídeos no EPF de duas serpentes (Cd10 e Cd14). Ao exame necroscópico, foram encontradas larvas de Acanthocephala na serpente Cd10 e não foram encontrados helmintos na serpente Cd14. Devido à fixação das fezes em formol comercial 10% durante a sua coleta, não foi possível colocar os oocistos para esporulação. A forma dos oocistos variou de subsférica a elíptica com parede dupla de aspecto rugoso. Os oocistos da serpente Cd10 (N=8) apresentaram comprimento médio de 31,5µm (28-33,25 µm) e largura média de 23,18µm (21-24,5 µm) (Figura 42A). Os oocistos da serpente Cd14 (N=8) apresentaram comprimento médio de 22,73µm (15,75-26-25 µm) e largura média de 19,75µm (15,75-22,75 µm) (Figura 42B).

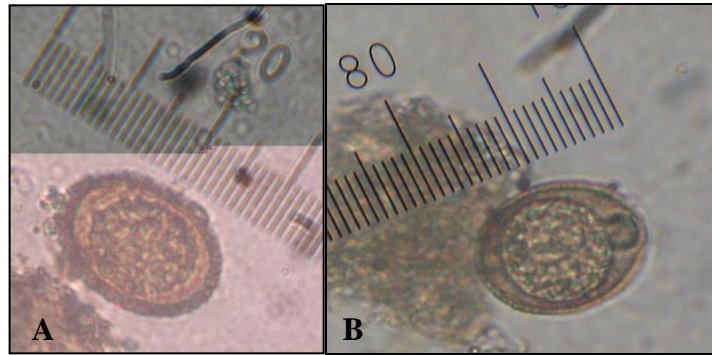


Figura 42 – Oocistos não esporulados observados no EPF da serpente Cd10 (A) e Cd14 (B). Mensuração com régua ocular micrométrica. Objetiva 40x, fator de correção 1,75 μ m.

Os animais apresentavam comportamento, peso e volume corporal normais. Apesar de infecções com coccídeos estarem relacionadas com regurgitação alimentar, as serpentes apresentavam conteúdo fecal no intestino grosso, sugerindo alimentação recente pelas cascavéis. Devido ao tamanho dos oocistos encontrados, descarta-se a possibilidade de serem oocistos de *Cryptosporidium*, mas devido à impossibilidade de esporulação, a identificação dos oocistos não foi possível.

6. CONSIDERAÇÕES FINAIS

O Brasil apresenta uma das maiores diversidades de répteis do mundo, sendo o segundo país com o maior número de espécies de serpentes (Bérnils, 2010). O conhecimento de endoparasitos de répteis é importante para a compreensão da ecologia, história natural, ciclo de vida e evolução tanto do parasito quanto do hospedeiro. No entanto, apesar da alta diversidade de helmintos nos vertebrados, ainda pouco se conhece em relação à riqueza de espécies (Hugot et al., 2001), biogeografia e patologias ocasionadas pelos parasitos.

Anfíbios e répteis são considerados ótimos modelos para o estudo dos processos que influenciam a organização das comunidades de helmintos. Segundo Aho (1990), o fato de anfíbios e répteis colonizarem os mais diversos tipos de habitats e exibir diversas histórias de vida, modos de reprodução, tamanhos corporais, modos de forrageio e relações tróficas, esses animais são altamente suscetíveis a adquirir uma grande diversidade de parasitos. Assim, estudos sobre as interações parasito-hospedeiros reptilianos podem fornecer dados para o entendimento das relações ecológicas e evolutivas que determinam a distribuição e abundância das espécies de parasitos. E embora haja um aumento nos últimos anos envolvendo estudos ecológicos de comunidades de helmintos em anfíbios e répteis, ainda é escasso o número de trabalhos desenvolvidos nessa área.

Para criadores comerciais, científicos e conservacionistas, o parasitismo é o principal problema enfrentado em cativeiro, pois aliados aos fatores estressantes da vida em cativeiro, animais parasitados podem apresentar quadros clínicos mais graves devido ao parasitismo (Greiner & Mader, 1996). Entre os principais sinais clínicos apresentados por serpentes parasitadas, estão: falta de apetite, debilidade geral, letargia, hemorragias, obstruções, regurgitação, anorexia, desnutrição, emagrecimento, respiração ofegante, problemas de crescimento/desenvolvimento, maior predisposição a infecções bacterianas e morte (Greiner & Mader, 1996; Jacobson, 2007). Os mecanismos de lesão, patogenicidade e interferência na saúde das serpentes pelos parasitos são variados e pouco conhecidos. Dentre os parasitos encontrados no presente trabalho, cita-se como exemplos: *Kalicephalus* spp. causa perda de sangue, *Rhabdias* spp. promovem exsudatos pulmonares, *Ophidascaris* spp. e *Hexameta* spp. podem causar obstrução mecânica, competem pelos nutrientes do alimento e promovem intensa resposta inflamatória no local de sua inserção.

O tipo de ciclo biológico do parasito parece não ser determinante para os valores de prevalência dos helmintos em serpentes no ambiente natural, uma vez que parasitos de ciclo heteroxeno, como *Ophidascaris* spp. e *Hexameta* spp., apresentam maiores prevalências e

abundância do que parasitos de ciclo monoxeno, conforme indicado pela maior parte da literatura. No entanto, parasitos de ciclo direto são os mais importantes para serpentes em confinamento, uma vez que a ausência de hospedeiros intermediários torna as infecções em cativeiro autolimitantes. Em criadouros com boas condições de higiene e controle de qualidade nutricional, a transmissão de parasitos entre animais da criação dá-se por parasitos que apresentam ciclo direto, através da contaminação com as próprias fezes ou de outros animais confinados em um mesmo recinto. Assim, o conhecimento do ciclo de vida dos parasitos é importante para um controle mais efetivo das parasitoses de animais em confinamento (Greiner & Mader, 1996; Klingenberg, 1973).

De acordo com Aho (1990), os répteis apresentam uma helmintofauna empobrecida quando comparados a outras classes de vertebrados e as espécies e riqueza de parasitos variam de acordo com o tipo de alimentação, disponibilidade e uso do habitat, padrões de locomoção, longevidade, tamanho e fatores ambientais, sendo que a riqueza regional e local de helmintos em répteis são intimamente relacionadas. Ainda de acordo com o autor, apesar das comunidades de parasitos de serpentes serem consideradas isolacionistas, parasitos com valores de prevalência acima de 50% indicam que as espécies em questão podem ser o núcleo da comunidade de helmintos do hospedeiro. Assim, neste trabalho, a espécie *O. arndti* pode ser considerada a espécie núcleo da comunidade de helmintos de cascavéis das localidades estudadas, uma vez que apresentou uma prevalência de 79,16% e a única com porcentagem maior do que 50%.

O tamanho do corpo do hospedeiro tem sido amplamente apontado como um fator importante na determinação da riqueza e diversidade parasitária e nas interações entre as espécies parasito-parasito e parasito-hospedeiro, sendo que, para vertebrados em geral, quanto maior for o hospedeiro, maior será o número de parasitos (Ávila, 2009; Ávila & Silva, 2010; Bush & Calyton, 2006; Gregory et al., 1996; Kuris et al., 1980; Morand & Guégan, 2000; Morand & Poulin, 2002). No presente trabalho, a presença de parasitismo foi estatisticamente significativa ($P= 0,0068$) em relação ao comprimento do corpo da serpente, corroborando com os autores. Porém, o mesmo não foi observado para a relação entre o peso da serpente e a presença ou ausência de parasitismo ($P= 0,3875$).

A relação entre o tamanho do corpo e a riqueza parasitária é independente do habitat (aquático ou terrestre) e da associação filogenética entre as espécies hospedeiras, podendo ser explicada sob várias perspectivas: hospedeiros maiores oferecem maior número de nichos para várias espécies de parasitos; apresentam maior necessidade metabólica aumentando o

consumo de alimento e o tamanho das presas, ficando assim mais suscetíveis a adquirir parasitos; animais grandes apresentam maior superfície de contato com o meio externo, favorecendo infecções transcutâneas; animais mais velhos são mais suscetíveis a parasitos devido ao maior tempo de exposição e acumulação dos mesmos ao longo do tempo (Aho, 1990; Gregory et al., 1996; Kuris et al., 1980).

Além do tamanho corporal, outro importante fator que influencia a diversidade de helmintos é o hábito alimentar. Répteis herbívoros apresentam uma fauna de nematódeos maior e mais diversa em relação aos répteis carnívoros (Roca, 1999; Roca & Hornero, 1991). Além disso, animais de comportamento forrageador do tipo ativo tendem a apresentar comunidades de helmintos mais ricas e complexas quando comparadas com animais de comportamento do tipo senta-e-espera (Aho, 1990; Roca, 1999). Animais endotérmicos apresentam a mesma tendência em relação aos animais ectotérmicos (Janovy et al., 1992). Porém, de acordo com Aho (1990), ao contrário da estruturação das comunidades de helmintos em outros grupos de vertebrados, o desenvolvimento da helmintofauna em anfíbios e répteis não é estritamente relacionado às dinâmicas das cadeias alimentares dos animais. A estruturação de comunidades parasitárias de anfíbios e répteis é influenciada principalmente pelas probabilidades relativas do hospedeiro adquirir as espécies de parasitos, que por sua vez é influenciada pelas exigências fisiológicas e ecológicas de cada espécie hospedeira, especialmente disponibilidade de habitats com boas condições hídricas e de temperatura (Aho, 1990; Janovy et al., 1992). Segundo Aho (1990), para anfíbios e répteis a abundância de parasitos é variável de acordo com o tipo de habitat do hospedeiro (fossorial, arbóreo, terrestre, semi-aquático e aquático).

A especificidade de hospedeiros parece não ter importância na determinação das comunidades parasitárias do trato gastrointestinal de anfíbios e répteis. Segundo Aho (1990) existem poucas espécies parasitas especialistas, há dominância de helmintos parasitos em hospedeiros de hábitos generalistas e várias espécies de helmintos compõem o núcleo parasitário de diversos hospedeiros de taxa diferentes, em uma ou mais populações locais. Dos parasitos encontrados no presente trabalho, os gêneros *Ophidascaris*, *Hexametra*, *Rhabdias*, *Kalicephalus* são considerados generalistas, sendo frequentemente encontrados em diversas espécies de anfíbios e répteis de todo o mundo. No entanto, a fauna de helmintos em serpentes é pouco conhecida. Assim, há a necessidade de maiores levantamentos taxonômicos, ecológicos e biogeográficos sobre os parasitos de répteis, em geral, para o

entendimento da biologia, evolução, patogenicidade e interações com o hospedeiro e o meio ambiente.

7. CONCLUSÕES

As espécies *Ophidascaris arndti*, *Hexametra boddaertii*, *Maracaya belemensis*, *Rhabdias filicaudalis*, *Kalicephalus inermis inermis*, *Kalicephalus costatus costatus*, *Kalicephalus* sp., *Hastospiculum onchocercum*, *Porocephalus crotali*, larvas plerocercóides de *Pseudophyllidea*, larvas de *Acanthocephala* e *Amblyomma rotundatum* são parasitos de *C. durissus* em Minas Gerais, sendo as espécies novos registros para as localidades estudadas.

A espécie *Maracaya belemensis* pode ocorrer em *C. durissus* e em outro órgão além do intestino delgado.

Fêmeas de *Kalicephalus costatus costatus* podem apresentar ovários anfidelfos e ovejetores divergentes.

Rhabdias filicaudalis ocorre no pulmão de cascavéis.

Fêmeas de *Hastospiculum onchocercum* podem atingir até 88 centímetros de comprimento.

O número de papilas pré-cloacais em *Ophidascaris arndti* não é um bom caracter para a identificação específica, visto que há uma variação muito grande em seu número, tanto em espécimes provenientes do mesmo hospedeiro, quanto de hospedeiros diferentes.

As lesões e inflamações granulomatosas ocasionadas especificamente por *Ophidascaris arndti* são compatíveis com as lesões e inflamações provocadas por outras espécies já descritas na literatura.

Os exames parasitológicos de fezes apresentam bons resultados para o diagnóstico de parasitoses das serpentes, sendo maioria dos ovos encontrados compatíveis com os achados nas necropsias. Mas ainda assim, o exame necroscópico é o melhor método para diagnóstico de parasitismo.

Ovos de *Ophidascaris arndti* e *Hexametra boddaertii* apresentam desenvolvimento larval, bem com a saída de algumas larvas na presença de formol comercial 10%.

8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abele LG, Kim WJ, Felgenhau BEQ 1989. Molecular Evidence for Inclusion of the Phylum Pentastomida in the Crustacea. *Mol. Bid. Ed.* 6(6): 685-691.
- Adamson ML, Baccam D 1988. Systematic position of the Atractidae sensu Chabaud (1978) (Nematoda: Cosmocercioidea): *Maracaya belemensis* n. sp. and *Aplectana albae* n. sp. from *Amphisbaena alba* in Brazil. *Can J Zool* 66: 1857-1864.
- Aho, JM 1990. Helminth communities of amphibians and reptiles: comparative approaches to understanding patterns and processes. In: Esch GW, Busch AO, Aho JM (Eds) *Parasite Communities: Patterns and Processes*, New York, Chapman & Hall, p. 157-195.
- Almeida WO, Christoffersen ML 1999. A cladistic approach to relationships in Pentastomida. *J Parasitol* 85(4): 695-704.
- Almeida WO, Vasconcellos A, Lopes SG, Freire EMX 2007. Prevalence and intensity of pentastomid infection in two species of snakes from northeastern Brazil. *Braz J Biol* 67(4): 759-763.
- Almeida WO; Guedes TB; Freire EMX; Vasconcellos A 2008. Pentastomid infection in *Philodryas nattereri* Steindachner, 1870 and *Oxybelis aeneus* (Wagler, 1824) (Squamata: Colubridae) in a caatinga of northeastern Brazil. *Braz J Biol* 68(1): 193-197.
- Anderson RC 2000. *Nematode parasites of vertebrates. Their development and transmission*, 2nd ed., CAB International, Wallingford, 650 pp.
- Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S 2009. *Keys to the nematode parasites of vertebrates. Archival Volume*, CAB International, Wallingford (UK), 463 pp.
- Anderson RC, Bain O 2009a. Rhabditida: Rhabditoidea. In: Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S, *Keys to the nematode parasites of vertebrates, Archival Volume*, CAB International, Wallingford (UK), p. 30-43.
- Anderson RC, Bain O 2009b. Spirurida: Diplostriaenoidea, Aprocotoidea and Filarioidea. In:
- Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S, *Keys to the nematode parasites of vertebrates, Archival Volume*, CAB International, Wallingford (UK), p. 391-400.
- Anjos LA, Almeida WO, Vasconcellos A, Freire EMX, Rocha CFD 2008. Pentastomids infecting an invader lizard, *Hemidactylus mabouia* (Gekkonidae) in northeastern Brazil. *Braz J Biol* 68(3): 611-615.
- Aragão H 1936. Ixodidas brasileiros e de alguns paizes limitrophes. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 31: 759-843.
- Araujo P 1970a. Considerações sôbre *Hastospiculum onchocercum major* Desportes, 1941, parasita de serpente *Crotalus durissus terrificus*. *Rev Farm Bioquim Univ Sao Paulo* 8: 121-124.

Araujo, P. 1970b. Considerações sobre a evolução de *Hexametra quadricornis* (Wedl, 1861) (Nematoda), parasita de ofídios. Rev Farm Bioquim Univ Sao Paulo 8: 193-242.

Araújo T, Moro I, Lúcia M, Golloubeff B, Vasconcelos AC 1999. Ocorrência de alguns endo e ectoparasitos no serpenteiro da UNIFENAS – Universidade de Alfenas – MG. Braz J Vet Parasitol 36(1): 168-173.

Argáez MAH 2006. Ecologia da cascavel (Viperidae, *Crotalus durissus*) no Cerrado brasileiro, Dissertação de Mestrado, Universidade de Brasília, Brasília, 51 pp.

Ávila RW 2009. Padrões de infecção por helmintos em comunidades de lagartos do Brasil Central, Tese de Doutorado, Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, Botucatu, 220 pp.

Ávila RW, Silva RJ 2010. Checklist of helminths from lizards and amphisbaenians (Reptilia, Squamata) of South America. J Venom Anim Toxins Incl Trop Dis 16 (4): 543-572.

AVMA 2007. American Veterinary Medical Association Guidelines on Euthanasia (Formerly Report of the AVMA Panel on Euthanasia). (Acessado em 2011 Jun 15) Disponível em: http://www.avma.org/issues/animal_welfare/euthanasia.pdf

Ayinmode AB, Adedokun AO, Aina A, Taiwo V 2010. The zoonotic implications of pentastomiasis in the Royal Python (*Python Regius*). Ghana Med J 44(3): 115-118.

Babero BB, Matthias D 1967. *Thubunaea cnemidophorus* n. sp., and Other Helminths from Lizards, *Cnemidophorus tigris*, in Nevada and Arizona. Trans Am Microsc Soc 86(2): 173-177.

Babero BB, Emmerson FH 1974. *Thubunaeacnemidophours* in Nevada rattlesnakes. J Parasitol 60: 595.

Baker MR 1978. Morphology and taxonomy of *Rhabdias* spp. (Nematoda: Rhabdiasidae) from reptiles and amphibians of southern Ontario. Can J Zool 56: 2127–2141.

Baker MR 1987. Synopsis of the Nematoda parasitic in amphibians and reptiles. Mem. Univ. Nfld. occas. pap. biol 11: 325 pp.

Baker DG 2007. Chapter 5, Biology of Nematodes and Acanthocephalans. In: Baker DG (Ed), Flynn's Parasites of Laboratory Animals, 2nd ed., Blackwell Publishing, p. 43-49.

Bastianetto E, Rodrigues DS, Leite RC 2002. Períodos parasitários do *Amblyomma rotundatum* Koch, 1844 (Acari: Ixodidae) em ofídios brasileiros. In: Resumos XI Semana de Iniciação Científica, Universidade Federal de Minas Gerais. Disponível em: <http://www.ufmg.br/prpq/xisic/sic2002/resumos/1w2w86.html>

Bastos EGM, Araújo AFB, Silva HR 2005. Records of the rattlesnakes *Crotalus durissus terrificus* (Laurenti) (Serpentes, Viperidae) in the State of Rio de Janeiro, Brazil: A possible case of invasion facilitated by deforestation. Rev Bras Zool 22(3): 812-815.

Barrella TH, Santos KR, Silva RJ 2010. *Rhabdias filicaudalis* n. sp. (Nematoda: Rhabdiasidae) from the snake *Spilotes pullatus* (Serpentes: Colubridae) in Brazil. J Helminth 84: 292–296.

Barros BI, Martins M 2011. Hábitos alimentares de cascavéis: aspectos ecológicos e evolutivos, Departamento de Ecologia, IB, USP, Banner. In: IX Congresso Latino-Americano de Herpetologia, Curitiba.

Barros-Battesti DM, Arzua M 2004. Minicurso: identificação e taxonomia de carrapatos, 39pp. In: XXII Congresso Brasileiro de Parasitologia Veterinária & I Simpósio Latino-Americano de rickettsioses, Ouro Preto, Minas Gerais.

Bellinghini RH 2004. Brasil: Laboratórios redescobrem a pesquisa. O Estado de S. Paulo, São Paulo, 15 de fev 2004.

Benson 1999. Reptilian Gastrointestinal Diseases. Journal of exotic pet medicine, Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine 8(2): 90-97.

Bérnils RS (org.) 2010. Brazilian reptiles – List of species. (Acessado em 2012 Jan 14). Disponível em <http://www.sbherpetologia.org.br/checklist/repteis.htm>.

Botelho MCN, Leite LMRM, Bastos IP, Silva LAM, Campello MLCB, Aguiar MCA, Serra-Freire NM, Oliveira JB 2002. *Amblyomma dissimile* Koch 1844 (Acari: Ixodidae) em mamíferos silvestres no Estado de Pernambuco, Brasil. Entomología y Vectores 9(1): 71-78.

Bouamer S, Morand S 2006. A new nematode (Nematoda: Cosmocercidae) from the lizard, *Chamaeleo inturensis* (Squamata: Chamaeleonidae) from the Democratic Republic of Congo. J Parasitol 92(2): 346-349.

Brar RS, Gupta PP, Misri J 1990. Observation on the post-mortem lesions in two pythons. Indian Vet J 67(6): 171-173.

Brasil 2012. Sistema de Informação de Agravos de Notificação – SINAN. Ministério da Saúde, Brasília. (Acessado em 2012 Jan 14). Disponível em <http://dtr2004.saude.gov.br/sinanweb/index.php>

Burridge MJ 2001. Ticks (Acari: Ixodidae) spread by the international trade in reptiles and their potential roles in dissemination of diseases. Bull Entomol Res 91: 3-23.

Burse CR, Goldberg SR 1991. *Thubunaea intestinalis* n. sp. (Nematoda: Spiruroidea) from Yarrow's spiny lizard, *Sceloporus jarrovi* (Iguanidae), from Arizona, USA. Trans Am Microsc Soc 110(3): 269–278.

Burse CR, Goldberg SR, Telford Jr SR 2003. *Rhabdias anolis* n. sp. (Nematoda: Rhabdiasidae) from the lizard, *Anolis frenatus* (Sauria: Polychrotidae), from Panama. J Parasitol 89(1): 113-117.

Burse CR, Goldberg SR, Parmelee JR 2005. Gastrointestinal Helminths from 13 Species of Lizards from Reserva Cuzco Amazónico, Peru. Comp Parasitol 72(1): 50–68.

Burse CR, Brooks DR 2011. Nematode Parasites of Costa Rican Snakes (Serpentes) with Description of a New Species of *Abbreviata* (Physalopteridae). *Comp Parasitol* 78(2): 333-358.

Bush SE, Clayton DH 2006. The role of body size in host specificity: reciprocal transfer experiments with feather lice. *Evolution* 60(10): 2158–2167.

Bush AO, Lafferty KD, Lotz JM, Shostak AW 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *J Parasitol* 83: 575-583.

Brookins MD, Wellehan JFX, Roberts JF Jr, Allison K, Curran SS, Childress AL, Greiner EC 2009. Massive Visceral Pentastomiasis Caused by *Porocephalus crotali* in a Dog. *Vet Pathol* 46: 460-463.

Brum JGW, Costa PRP 2003. Confirmação da ocorrência da *Amblyomma Rotundatum* Koch, 1844 (Acari: Ixodidae) no Rio Grande Do Sul. *Arq Inst Biol* 70(1): 105-106.

Brusca RC, Brusca GJ 2003. *Invertebrates*, 2nd ed. Sinauer Associates, Inc., Publishers, Sunderland, 936pp.

Campião KM, Silva RJ, Ferreira VL 2009. Helminth parasites of *Leptodactylus podicipinus* (Anura: Leptodactylidae) from south-eastern Pantanal, State of Mato Grosso do Sul, Brazil. *Journal of Helminthology* 83: 345–349.

Carrasco PA, Mattoni CI, Leynaud GC, Scrocchi GJ 2012. Morphology, phylogeny and taxonomy of South American bothropoid pitvipers (Serpentes, Viperidae). *Zool Scr* 41(2): 109-124.

Chabaud AG 2009. Spirurida: Camallanoidea, Dracunculoidea, Gnathostomatoidea, Physalopteroidea, Rictularoidea e Thelazioidea. In: Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S, *Keys to the nematode parasites of vertebrates, Archival Volume*, CAB International, Wallingford (UK), p. 334-360.

Chen SH, Liu Q, Zhang YN, Chen JX, Li H, Chen Y, Steinmann P, Zhou XN 2010. Multi-host Model-Based Identification of *Armillifer agkistrodontis* (Pentastomida), a New Zoonotic Parasite from China. *PLoS Negl Trop Dis* 4(4): 1-9.

Cicchi PJP, Sena MA, Peccinini-Seale DM, Duarte MR 2007. Snakes from coastal islands of State of São Paulo, Southeastern Brazil. *Biota Neotrop* 7(2): 227-240.

Chilton NB, Huby-Chilton F, Gasser RB, Beveridge I 2006. The evolutionary origins of nematodes within the order Strongylida are related to predilection sites within hosts. *Mol Phylogenet. Evol* 40: 118–128.

Chitwood BG 1932. A review of the nematodes of the genus *Hastospiculum*, with descriptions of two new species. *Proc U. S. Nat. Mus* 80: 1–9.

Chu T 1936. Studies on the life history of *Rhabdias fuscovenosa* var. *catanensis* (Rizzo, 1902). *J Parasitol* 22: 140–160.

Cooper JE, Nares P 1971. Clinical and post-mortem examination of snakes at the Nairobi Snake Park. *Afr J Ecol* 9(1): 166–170.

Correa AAS 1980. Fauna de trematódeos parasitos de ofídios da área geográfica brasileira. 187f. Dissertação (Mestrado em Parasitologia). Instituto de Ciências Biomédicas, Universidade de São Paulo, SP.

Cunha MCAL, Farias AMI, Brito FLC, Serra-Freire NM 1999. Ocorrência de *Amblyomma fuscum* Neumann, 1907 (Acari: Ixodidae) em *Boa constrictor* Linnaeus, 1758 (Reptilia: Boidae) no Estado de Pernambuco, Brasil. *Entomología y Vectores* 6(5): 577-579.

Cunha MCAL, Farias AMI, Brito FLC, Serra-Freire NM 2003. Intensidade de parasitismo de *Amblyomma rotundatum* Koch, 1844 (Acari: Ixodidae) em serpentes da Família Boidae capturadas no Parque dois Irmãos, Recife, Pernambuco, Brasil. *Entomología y Vectores* 10(1): 21-29.

Dantas-Torres F, Oliveira-Filho EF, Souza BOF, Sá FB 2005. First record of *Amblyomma rotundatum* Koch, 1844 (Acari: Ixodidae) parasitizing *Crotalus durissus cascavella* (Wagler, 1824) (Squamata: Viperidae) in the State of Pernambuco, Brazil. *Arq Inst Biol* 72(3): 389-390.

Dantas-Torres F, Onofrio VC, Barros-Battesti DM 2009. The ticks (Acari: Ixodida: Argasidae, Ixodidae) of Brazil. *Syst Appl Acarol* 14: 30–46.

Desportes C 1941. Sur un *Hastospiculum* parasite du crotale. *Ann Parasitol Hum Comp* 18: 198–208.

Dias RJP, Almeida SJB, Prieto DB, Lima SS 2004. Aspectos ecológicos dos nematóides parasitos de *Crotalus durissus terrificus* Laurenti, 1768 (Ophidia, Viperidae), em Juiz de Fora, Minas Gerais, Brasil. *Rev bras Zoociências Juiz de Fora* 6(2): 231-235.

Düsen S, Ugurtas IH, Altunel FN 2010. Nematode parasites of the smooth snake, *Coronella austriaca* Laurenti, 1768 and the Aesculapian snake, *Zamenis longissimus* (Laurenti, 1768) (Ophidia: Colubridae), collected from North-Western Turkey. *North West J Zool* 6(1): 086-089.

Duszynski DW, Upton SJ, Couch L 2008. Alphabetical list of all coccidian parasites recorded from all snake hosts that are known through. Disponível em <<http://biology.unm.edu/biology/coccidia/AlphList-SnakeCocc.doc>>.

Durette-Desset MC, Beveridge I, Spratt DM 1994. The origins and evolutionary expansion of the Strongylida (Nematoda). *Int J Parasitol* 24: 1139–1165.

Elbihari S, Hussein MF 1973. *Ophidascaris filaria* (Dujardin 1845) from the African Rock Python, *Python sebae*, in the Sudan, with a note on associated gastric lesions. *J Wildl Dis* 9: 171-173.

Everard COR 1975. Endoparasites of some Amphibia, reptiles and small mammals from Trinidad. *J. Trin. Field Nat. Club*: 72-79.

- Fain A 1975. The Pentastomida parasitic in man. *Ann Soc belge Méd trop* 55(1): 59-64.
- Fayer R 2007. General biology. In: Fayer R; Xiao L. *Cryptosporidium* and cryptosporidiosis, 2nd ed, Boca Raton, CRC, p.1-42.
- Fernandes BMM, Souza SV 1974. Redescritção de *Acanthorhabdias acanthorhabdias* Pereira, 1927. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 72(3/4): 291-292.
- Freitas JFT 1955. Nota sôbre a fauna helmintológica de répteis brasileiros. *Rev Bras Biol* 15(3): 279-284.
- Garate CI, Naupay IA, Suyo LB, Colquichagua HA, Rodríguez EQ, Yarlequé ACh 2007. Identificación de *Porocephalus stilessii* (Pentastomida) en la serpiente peruana *Lachesis muta*. *Rev investig vet Peru* 18(2): 89-93.
- Gregory RD, Keymer AE, Harvey PH 1996. Helminth parasite richness among vertebrates. *Biodiversity and Conservation* 5: 985-997.
- Goater TM, Goater CP 2001. Ecological monitoring and assessment network: Protocols for measuring biodiversity: Parasites of amphibians and reptiles (Acessado em 2012 Jun 08). Disponível em <http://www.emanrese.ca/eman/ecotools/protocols/terrestrial/herpparasites/intro.htm>.
- Goldberg SR, Bursey CR, Holycross AT 2002. *Abbreviata terrapenis* (Nematoda: Physalopteridae): An Accidental Parasite of the Banded Rock Rattlesnake (*Crotalus lepidus klauberi*). *J Wildl Dis* 38(2): 453-456.
- Goldberg SR, Bursey CR 2004. Coelomic Metazoan Endoparasites of 15 Colubrid and Two Elapid Snake Species from Costa Rica. *Carib J Sci* 40(1): 62-69.
- Goldberg SR, Bursey CR, Telford Jr SR 2004. Helminths of Six Species of Snakes from Honshu Island, Japan. *Comp Parasitol* 71(1): 49-60.
- Gomes RA, Bonuti MR, Alemida KS, Nascimento AA 2005. Infecções por helmintos em Javalis (*Sus scrofa scrofa*) criados em cativeiro na região Noroeste do Estado de São Paulo, Brasil. *Cienc. Rural [online]* 35(3): 625-628.
- Gomes AIJG 2009. Contribuição para a caracterização do parasitismo gastrointestinal e pulmonar em suínos de raça Alentejana no distrito de Évora, Dissertação de Mestrado, Universidade Técnica De Lisboa, 142pp.
- Cranfield MR, Graczyk TK 1996. Cryptosporidiosis. In: Mader D (Ed), *Reptile medicine and surgery*, 2nd ed, Philadelphia, WB Saunders, p. 756-762.
- Graczyk TK 2007. Fish, Amphibians, and Reptiles. In: Fayer R; Xiao L. *Cryptosporidium* and cryptosporidiosis, 2nd ed, Boca Raton, CRC, p. 387-394.
- Grego KF, Albuquerque LCR, Zacariotti RL, Kolesnikovas CKM, Zanotti AP 2000. Levantamento coproparasitológico de serpentes peçonhentas do Brasil (Família Viperidae).

In: Anais IV Congresso e IX Encontro da Associação Brasileira de Veterinários de Animais Silvestres, São Pedro, São Paulo, p. 24.

Greiner & Mader 1996. Parasitology. In: Mader D (Ed), Reptile medicine and surgery, 2nd ed, Philadelphia, WB Saunders, p. 343-364.

Greiner EC 2003. Coccidiosis in Reptiles. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine 12(1): 49-56.

Grego, KF, Gardiner CH, Catão-Dias JL 2004. Comparative pathology of parasitic infections in free-ranging and captive pit vipers (*Bothrops jararaca*). Vet Rec 154: 559-562.

Guglielmone AA, Robbins RG, Apanaskevich DA, Petney TN, Estrada-Peña A, Horak IG, Shao R, Barker SC 2010. The Argasidae, Ixodidae and Nuttalliellidae (Acari: Ixodida) of the world: a list of valid species names. Zootaxa 2528: 1–28.

Hamir, AN 1986. Aortitis caused by *Ophidascaris papuanus* in a python. J Am Vet Med Assoc 189(9): 112 - 113.

Hanson BA, Frank PA, Mertins JW, Corn JL 2007. Tick Paralysis of a Snake Caused by *Amblyomma rotundatum* (Acari: Ixodidae). J Med Entomol 44(1): 155-157.

Harding JH 2008. The “Herp Hobby” and Herpetological Conservation: Additional Comment. Turtle and Tortoise Newsletter 12: 5-7.

Hartmann PA, Hartmann MT, Martins M 2009. Ecologia e história natural de uma taxocenose de serpentes no Núcleo Santa Virgínia do Parque Estadual da Serra do Mar, no Sudeste do Brasil. Biota Neotrop 9(3): 173-184.

Hering-Hagenbeck SFBN, Boomker J 2000. A check-list of the nematode parasites of South African Serpentes (snakes) and Sauria (lizards). Onderstepoort J Vet Res 67: 1-13.

Hoge AR, Federsoni PA 1981. Manutenção de Serpentes em Cativeiro. Biotério 1: 63-73.

HSUS 2001. The trade in live reptiles: imports to the United States. The Humane Society of the United States (Acessado em 2012 Dez 05). Disponível em http://www.humanesociety.org/assets/pdfs/wildlife/exotics/reptile_trade_import.pdf

Hugot JP, Baujard P, Morand S 2001. Biodiversity in helminths and nematodes as a field of study: an overview. Nematol 3(3): 199-208.

Jacobson ER 2007. Parasites and parasitic diseases of reptiles. In: Jacobson ER (Ed), Infectious Diseases and Pathology of Reptiles, Color Atlas and Text, CRC Press, p. 571-665.

Jones HI 1995a. Gastric nematode communities in lizards from the Great Victoria Desert, and an hypothesis for their evolution. Aust J Zool 43: 141–164.

Jones HI 1995b. Pathology associated with physalopterid larvae (Nematoda: Spirurida) in the gastric tissues of Australian reptiles. J Wildl Dis 31: 299–306.

- Jones HI, Mulder E 2007. *Dracunculus mulbus* n. sp. (Nematoda: Spirurida) from the water python *Liasis fuscus* (Serpentes: Boidae) in northern Australia. *Syst Parasitol* 66: 195–205.
- Janovy J, Clopton RE, Percival TJ 1992. The roles of ecological and evolutionary influences in providing structure to parasite species assemblages. *J Parasitol* 78: 630-640.
- Karasawa ASM, Silva RJ, Mascarini LM, Barrella TH, Lopes CAM 2002. Occurrence of *Cryptosporidium* (Apicomplexa, Cryptosporidiidae) in *Crotalus durissus terrificus* (Serpentes, Viperidae) in Brazil. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 97(6): 779-781.
- Keirans JE, Durden LA 2001. Invasion: Exotic Ticks (Acari: Argasidae, Ixodidae) Imported into the United States. A Review and New Records. *J Med Entomol* 38(6): 850-861.
- Kelehear C, Webb JK, Hagman M, Shine R 2011. Interactions Between Infective Helminth Larvae and Their Anuran Hosts. *Herpetologica*, 67(4): 378-385.
- Kennedy R 2006. Ecology of the Acanthocephala. Cambridge University Press, UK, 249 pp.
- Klingenberg TJ 1973. Understanding reptile parasites - A basic manual for herpetoculturists & veterinarians, Advanced Vivarium Systems, Lakeside, USA, 83 pp.
- Kolesnikovas CKM, GregoKF, Albuquerque LCR 2006. Ordem Squamata- Subordem Ophidia (Serpente). In: Cubas ZS, Silva JCR, Catão-Dias JL, Tratado de Animais Selvagens: Medicina Veterinária, 1 ed, Roca, São Paulo, p. 68-85.
- Kuris AM, Blaustein AR, Alio JJ 1980. Hosts as islands. *Am Nat* 116: 570-586.
- Kurath G, Adams A 2011. Pathogens and immune responses of fish and reptiles. *Vet Res* 42: 101.
- Kuzmin YI 1999. *Rhabdias agkistrodonis* (Nematoda: Rhabdiasidae): morphology, distribution and specificity. *Folia Parasitol* 46(1): 59-66.
- Kuzmin Y, Tkach VV, Snyder SD 2003. The Nematode Genus *Rhabdias* (Nematoda: Rhabdiasidae) from Amphibians and Reptiles of the Nearctic. *Comp Parasitol* 70(2): 101-114.
- Kuzmin Y, Tkach VV, Vaughan JA 2005. *Rhabdias kongmongthaensis* sp. n. (Nematoda: Rhabdiasidae) from *Polypedates leucomystax* (Amphibia: Anura: Rhacophoridae) in Thailand. *Folia Parasitol* 52: 339–342.
- Kuzmin Y, Tkach VV, Brooks DR 2007. Two new species of *Rhabdias* (Nematoda: Rhabdiasidae) from the marine toad, *Bufo marinus* (L.) (Lissamphibia: Anura: Bufonidae), in Central America. *J Parasitol* 93: 159–165.
- Kuzmin Y, Tkach VV 2008. *Rhabdias pearsoni* sp. n. (Nematoda, Rhabdiasidae) from keelback, *Tropidonophis mairii* (Reptilia: Colubridae) in Australia. *Vestnik Zoologii* 42: 95-100.

- Kuzmin Y, Tkach VV 2011. Description of a New Species of *Kurilonema* (Nematoda: Rhabdiasidae) From Lungs of the Skink *Sphenomorphus abdictus aquilonius* (Reptilia: Squamata: Scincidae) in the Philippines. J Parasitol 97(3): 506-512.
- Labruna MB, Terrassini FA, Camargo LMA 2005. First Report of the Male of *Amblyomma rotundatum* (Acari: Ixodidae) from a Field-Collected Host. J Med Entomol 42(6): 945-947.
- Lamothe-Argumedo R, García-Prieto L, Osorio-Sarabia D, León G 1977. Catálogo de la Colección Nacional de Helmintos. Instituto de Biología, UNAM – CONABIO, México, 211 pp.
- Langford GJ 2010. Ecology and relationships of *Rhabdias* spp. (Nematoda: Rhabdiasidae) from North American amphibians and reptiles, PhD Thesis, University of Nebraska at Lincoln, 140pp.
- Leinz FF, Janeiro-Cinquini TRF 1989. Sobrevivência de *Bothrops jararacussu* (Serpentes, Viperidae, Crotalinae) mantidas em cativeiro. Mem Inst Butantan 51(1): 33-38.
- Leloup, P 1984. Various aspects of venomous snake breeding on a large scale. Acta Zool Pathol Antverp 78(1): 177-198.
- Lichtenfels JR 2009. Strongylida: Diaphanocephaloidea, Ancylostomatoidea. In: Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S, Keys to the nematode parasites of vertebrates, Archival Volume, CAB International, Wallingford (UK), p. 44-68.
- Luppi MM, Costa MELT, Malta MCC, Tinoco HP, Motta ROC 2007. Tratamento de *Rhabdias labiata* com levamisol e ivermectina em jibóias (*Boa constrictor amarali*). Veterinária Notícias 13: 61-65.
- Lutz A 1919. O *Schistosomum mansoni* e schistosomose segundo observações feitas no Brasil. Mem Inst Oswaldo Cruz 11: 121-155.
- Ma KC, Qiu MH, Rong YL 2002. Pathological differentiation of suspected cases of pentastomiasis in China. Trop Med Int Health 7(2): 166-177.
- Magnino S, Colin P, Dei-Cas E, Madsen M, McLauchlin J, Nöckler K, Maradona MP, Tsigarida E, Vanopdenbosch E, Peteghem CV 2009. Biological risks associated with consumption of reptile products. Int J Food Microbiol 134: 163–175.
- Martin HM 1926. Studies on the *Ascaris lumbricoides*, PhD Thesis, University of Nebraska, 78pp.
- Martínez-Salazar EA 2006. A new rhabdiasid species from *Norops megapholidotus* (Sauria: Polychrotidae) from Mexico. J Parasitol 92(6): 1325-1329.
- Martínez-Salazar EA, León-Règagnon V 2006. *Rhabdias lamothei* n. sp. (Nematoda: Rhabdiasidae) from *Leptodeira maculata* (Colubridae) in Mexico, including new records of *R. fuscovenosa* (Railliet, 1899) Goodey, 1924. Zootaxa 1257: 27-48.

- Martínez-Salazar EA 2008. A new rhabdiasid species from *Craugastor occidentalis* (Anura: Brachycephalidae) from Sierra de Manantlán, Jalisco, Mexico. *Rev Mex Biodivers* 79: 81-89.
- Martins M, Molina FB 2008. Panorama geral dos répteis ameaçados do Brasil. In Machado ABM, Drummond GM, Paglia AP. Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção, Ministério do Meio Ambiente, Brasília, p. 327-334.
- Marques OAV, Eterovic A, Sazima I 2001. Serpentes da Mata Atlântica: Guia ilustrado para a Serra do Mar, Ribeirão Preto, Holos, 184 pp.
- Marques OAV, Martins M, Sazima I 2002. A new insular species of pitvipers from Brazil, with comments on evolutionary and conservation of the *Bothrops jararaca* group. *Herpetol* 58: 303-312.
- Massara CL, Ferreira RS, Andrade LD, Guerra HL, Carvalho OS 2003. Atividade de detergentes e desinfetantes sobre a evolução dos ovos de *Ascaris lumbricoides*. *Cad Saúde Pública* 19(1): 335-340.
- Mauldin GN, Done LB 1996. Section IV Medicine, Cap 19: Oncology. In: Mader D (Ed), Reptile medicine and surgery, 2nd ed., Philadelphia, WB Saunders, p. 299-322.
- Melgarejo AR 2003. Serpentes peçonhentas no Brasil. In Cardoso JLC, França FOS, Wen FH, Málaque CMS, Haddad JRV (Eds), Animais peçonhentos no Brasil: biologia, clínica e terapêutica dos acidentes, Sarvier Editora, São Paulo, p. 33-61.
- McAllister CT, Bursey CR, Roberts JF 2004. *Physocephalus sexalatus* (Nematoda: Spirurida: Spirocercidae) in three species of rattlesnakes, *Crotalus atrox*, *Crotalus lepidus*, and *Crotalus scutulatus*, from southwestern Texas. *J Herpetol Med Surg* 14: 10-12.
- Mello ÉM, Silva LGM 2010. Levantamento do número de serpentes recebidas pela Fundação Ezequiel Dias de 2007 a 2009. Pôster/apresentação oral, IV Semana de Biologia do UNI-BH, Belo Horizonte.
- Mihalca AD, Miclus V, Lefkaditis M 2010. Pulmonary Lesions caused by the Nematode *Rhabdias fuscovenosa* in a Grass Snake, *Natrix natrix*. *J Wildl Dis* 46(2): 678-681.
- Mitchell MA 2007. Parasites of Reptiles, Chapter 9. In: Baker DG (Ed), Flynn's Parasites of Laboratory Animals, 2nd ed., Blackwell Publishing, p. 177-216.
- Mitchell MA, Diaz-Figueroa O 2005. Clinical Reptile Gastroenterology. *Vet Clin Exot Anim* 8: 277-298.
- Montali RJ 1988. Comparative Pathology of Inflammation in the Higher Vertebrates (Reptiles, Birds and Mammals). *J Comp Path* 99: 1-26.
- Morand S, Guégan JF 2000. Distribution and abundance of parasite nematodes: ecological specialisation, phylogenetic constraint or simply epidemiology? *Oikos* 88: 563-573.
- Morand S, Poulin R 2002. Body size-density relationships and species diversity in parasitic nematodes: patterns and likely processes. *Evol Ecol Res* 4: 951-961.

- Moravec F, Little MD 2004. Redescription of *Dracunculus globocephalus* Mackin, 1927 (Nematoda: Dracunculidae), a parasite of the snapping turtle, *Chelydra serpentina*. *Folia Parasitol* 51: 339-345.
- Moravec F, Santos CP 2009. *Dracunculus brasiliensis* sp. n. (Nematoda: Dracunculidae) from the anaconda, *Eunectes murinus* (Ophidia: Boidae). *Parasitol Res* 104(3): 589-592.
- Moravec F 2010. *Rhabdias lacertae* n. sp. (Nematoda: Rhabdiasidae), the first rhabdiasid species parasitising lizards in Europe. *Syst Parasitol* 77: 23–27.
- Muniz-Pereira LC, Siqueira LR, Panizzutti MHM, Pinto RM 2004. Nematóides parasitos de *Bothrops jararaca* (Wied,1824) (Serpentes: Viperidae). In: Congresso Brasileiro de Zoologia, 2004, Brasília. Livro de resumos do Congresso Brasileiro de Zoologia - Sessão Parasitologia nº 1851.
- Murray MJ 1996. Pneumonia and lower respiratory tract disease. In: Mader D (Ed), *Reptile medicine and surgery*, 2nd ed, Philadelphia, WB Saunders, p. 865-877.
- Nava S, Venzal JM, Terassini FA, Mangold AJ, Camargo LM, Labruna MB 2010. Description of a new argasid tick (Acari: Ixodida) from bat caves in Brazilian Amazon. *J Parasitol* 96(6): 1089-101.
- Near TJ, Garey JR, Nadler AS 1998. Phylogenetic Relationships of the Acanthocephala Inferred from 18S Ribosomal DNA Sequences. *Mol Phylogenet Evol* 10(3): 287–298.
- Nelson KL, Darby JL 2001. Inactivation of Viable *Ascaris* Eggs by Reagents during Enumeration. *Appl Environ Microbiol* 67(12): 5453-5459.
- Nogueira MF 2004. Estudo de paramyxovirus, *Mycoplasma* e de bacilos gram-negativos no trato respiratório de serpentes *Crotalus durissus terrificus*. Tese de Doutorado, Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, 184 pp.
- Oliveira RC, Wen FH, Sifuentes DN 2009. Capítulo 2: Epidemiologia dos acidentes por animais peçonhentos. In: Cardoso JL, Haddad JV, França FOS, Wen FH, Malaque CMS (Eds), *Animais peçonhentos do Brasil: biologia, clínica e terapêutica*, 2nd ed, São Paulo, Sarvier, p. 6-21.
- Oliver JH Jr, Hayes MP, Keirans JE, Lavender DR 1993. Establishment of the foreign partheonogenetic tick *Amblyomma rotundatum* (Acari: Ixodidae) in Florida. *J Parasitol* 79: 786-790.
- Onofrio VC, Duarte MR, Labruna MB, Barros-Battesti DM 2002. Regiões brasileiras de ocorrência de *Amblyomma rotundatum* Koch, 1844 (Acari: Ixodidae). In: Congresso Brasileiro de Parasitologia Veterinária 12, Rio de Janeiro, RJ. Resumos: 1 CD-ROM.
- Onofrio VC 2007. Revisão do gênero *Amblyomma* Koch, 1844 (Acari: Ixodidae) no Brasil. Tese de doutorado, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 221 pp.

- Panuzitti MHM, Correia SL, Vicente JJ, Muniz-Pereira LC, Pinto MR 2003. *Ophidascaris durissus* sp. nov. (Nematoda, Ascarididae) parasitizing *Crotalus durissus* Linnaeus (Ophidia, Viperidae) in Brazil. Rev Bras Zool 20: 9-11.
- Paré JA 2008. An Overview of Pentastomiasis in Reptiles and Other Vertebrates. J Exo Pet Med 17(4): 285-294.
- Pereira C 1927. Fauna helmintológica dos ophídeos brasileiros. Bol Biol 10(35): 179-185.
- Pereira C 1928. Fauna helminthologica dos ophideos Brasileiros. Bol Biol S Paulo 11: 13-22.
- Pereira, FEL 2004. Capítulo 7, Inflamações. In: Brasileiro Filho, Bogliolo G (Eds), Patologia Geral, 4 ed., Rio de Janeiro, Guanabara Koogan, p. 189-225.
- Petter AJ 1968. Observations sur la systématique et le cycle de l'ascaride *Hexametra quadricornis* (Wedl, 1862). Ann Parasitol Hum Comp 43: 655-691.
- Pinho FMO, Pereira ID 2001. Ofidismo. Rev Ass Med Brasil 47(1): 24-29.
- Pinto RM, Muniz-Pereira LC, Panizzutti MMH, Noronha D 2010. Nematode parasites of the neotropical rattlesnake, *Crotalus durissus* Linnaeus, 1758 (Ophidia, viperidae) from Brazil: new records and general aspects. Neotrop Helminthol 4(2): 137-147.
- Ramallo GR, Bursey CR, Goldberg SR 2008. A New Species of Cosmocercidae (Ascaridida) in the worm lizard, *Amphisbaena bolivica* (Squamata: Amphisbaenidae), from Argentina. J Parasitol 94: 1361–1363.
- Rataj AV, Lindtner-Knific R, VlahovicK, Mavri U, Dovc A 2011. Parasites in pet reptiles. Acta Vet Scand 53: 20 pp.
- Reed RN 2005. An Ecological Risk Assessment of Nonnative Boas and Pythons as Potentially Invasive Species in the United States. Risk Analysis 25(3): 753-766.
- Riley J. 1983. Recent advances in our understanding of pentastomid reproductive biology. Parasitol 86: 59-83.
- Riley J 1986. The biology of pentastomids. Adv Parasitol 25: 45-128.
- Ritchie LS 1948. An ether sedimentation technique for routine stool examination. Bulletin of the United States Army Medical Department 8: 326.
- Roca V 1999. Relación entre las faunas endoparásitas de reptiles y su tipo de alimentación. Rev Esp Herpetol 13: 101-121.
- Roca V, Hornero MJ 1991. Diet and helminthfauna in mediterranean reptiles. Proc Medecos VI: 205-209.
- Rossellini M 2007. Caracterização da Helmintofauna de *Helicops leopardinus* (serpentes, colubridae) do Pantanal sul, Mato Grosso do Sul, Dissertação de Mestrado, Universidade Estadual Paulista, Campus de Botucatu, 57 pp.

- Ruggiero PC, Zacariotti RL, Bondan EF, Lallo MA 2011. Prevalência de *Cryptosporidium serpentis* em serpentes de cativeiro. *Ciência Rural* 41(11): 1975-1978.
- Saad AI, Khalifa R, Mostaf N 2009. A lungworm nematode from amphibian hosts at Aswan governorate. *World Journal of Zoology* 4 (1): 37-41.
- Saliba AM, Araujo P 1972. Pathological changes experimentally induced by the larvae of *Hexameta quadricornis* (Wedl 1861) in mice. *Folia Clin Biol* 1: 3-7.
- Sánchez NP, Tantaleán MV, Richards RG, Gálvez HC 2004. Parasitos helmintos en *Boa constrictor*, *Epicrates cenchria* y *Corallus caninus* (Ophidia: Boidae) criadas en cautiverio. *Comunicación. Rev Inv Vet Perú* 15(2): 166-169.
- Sant'Anna S, Abe A. 2007. Diet of the rattlesnake *Crotalus durissus* in southeastern Brazil (Serpentes, Viperidae). *S Neotrop Fauna Environ* 42(3): 169-174.
- Santos KR 2005. Implicações do parasitismo por nematódeos do gênero *Rhabdias* (Nematoda, Rhabdiasidae) em *Crotalus durissus terrificus* (Serpentes, Viperidae): alterações pulmonares, microbiológicas e hematológicas, Dissertação de Mestrado, Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, 57pp.
- Santos KR, Takahira RK, Rall VLM, Calderón C, Sequeira JL, Silva RJ 2008. Pulmonary, microbiological and haematological changes in *Crotalus durissus terrificus* (Serpentes, Viperidae) parasitized by nematodes of the genus *Rhabdias* (Nematoda, Rhabdiasidae). *Arq Bras Med Vet Zootec* 60: 667-674.
- Santos JN, Francisco TVM, Luciana CSN, Daisy EBN, Elane GG, Adriano PF 2011. *Rhabdias paraensis* sp. nov.: a parasite of the lungs of *Rhinella marina* (Amphibia: Bufonidae) from Brazilian Amazonia. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 106(4): 433-440.
- Sazima I 1988. Um estudo de biologia comportamental da jararaca, *Bothrops jararaca*, com uso de marcas naturais. *Mem Inst Butantan* 50(3): 83-99.
- Schmidt GD 1986. CRC Handbook of tapeworm identification. Florida: CRC Press.
- Scofield A, Bahia A, Martins AL, Góes-Cavalcante G, Martins TF, Labruna MB 2011. *Amblyomma dissimile* Koch (Acari: Ixodidae) attacking *Primolius maracana* Vieillot (Psittaciformes: Psittacidae) in the Amazon region, state of Pará, Brazil. *Neotrop entomol* 40(4): 509-511.
- Sevá AP, Sercundes MK, Martins J, Souza SO, Cruz JB, Lisboa CS, Correa SHR, Soares RM 2011. Occurrence and Molecular Diagnosis of *Cryptosporidium serpentis* in captive snakes in São Paulo, Brazil. *J Zoo Wildl Med* 42(2): 326-329.
- Self TJ 1969. Biological relationships of the Pentastomida; A bibliography on the Pentastomida. *Exp Parasitol* 24: 63 -119
- Schad GA 1962. Studies on the genus *Kalicephalus* (Nematoda: Diaphanocephalidae). II-A taxonomic revision of the genus *Kalicephalus* Molin, 1861. *Can J Zool* 40: 1035-1165.

Schumacher J 2011. Respiratory Medicine of Reptiles. *Vet Clin Exot Anim* 14: 207–224.

Skrjabin KI, Shikhobalova NP, Schulz RS, Popova TI, Boev SN, Delyamure SL 1969a. Key to Parasitic Nematoda: volume 1 Spirurata and filariata, Jerusalem: Israel Program for Scientific Translations, 497 pp.

Skrjabin KI, Shikhobalova NP, Schulz RS, Popova TI, Boev SN, Delyamure SL 1969b. Key to Parasitic Nematoda: volume 3 Strongylata, Jerusalem: Israel Program for Scientific Translations, 889 pp.

Silva MIS, Nascimento AA, Bonuti MR, Mapeli EB, Arantes IG 1999. Ascaropsinae (Alicata & McInstoch, 1993) parasites of deer from the lowlands region of the state of Mato Grosso do Sul, Brazil. *Rev Bras Parasitol Vet* 8(2): 133-136.

Silva RJ, Barrella TH, Nogueira MF, O'dwyer LH 2001. Frequency of helminths in *Crotalus durissus terrificus* (Serpentes, Viperidae) in captivity. *Rev Bras Parasitol Vet* 10: 91-93.

Silva RJ, Nogueira MF, Barrella TH, Takahira RK 2007. Frequency of rhabdiasid nematodes in wild *Crotalus durissus terrificus*(serpentes, viperidae) from Botucatu region, São Paulo state, Brazil. *J Venom Anim Toxins incl. Trop Dis* 13(1): 122-129.

Silva RJ, Prado AP, Rodrigues RR, Lopes CA, Godoy WA 1999. *Megaselia scalaris* (Diptera: Phoridae) causing myiasis in *Crotalus durissus terrificus* (Serpentes: Viperidae) in Brazil. *J Med Entomol.* 36(5): 630.

Simbotwe MP 1983. Further notes on parasites of Zambian reptiles. *Herpetol Rev* 14(2): 35-36.

Siqueira LR, Panizzutti MHM, Muniz-Pereira LC, Pinto RM 2005. Description of a new ascaridoid parasite of *Bothrops jararaca* Wied (Reptilia, Ophidia) in Brazil. *Vet Bras Zool* 22(3): 587-590.

Siqueira LR, Panizzutti MHM, Muniz-Pereira LC, Pinto RM 2009. Gross lesions induced by nematodes of *Bothrops jararaca* and *Bothrops Alternatus* in Brazil with two new records. *Neotrop Helminthol* 3(1): 29-34.

Smales LR 2007. Acanthocephala in Amphibians (Anura) and Reptiles (Squamata) from Brazil and Paraguay with description of a new species. *J Parasitol* 93(2): 392-398.

Souza EC, Casella AM, Nakashima Y, Monteiro ML 2005. Clinical features and outcomes of patients with diffuse unilateral subacute neuroretinitis treated with oral albendazole. *Am J Ophthalmol* 140(3): 437-445.

Souza GSMB 2011. Desinfecção de efluente sanitário por radiação UV e Gama: efeitos na inativação de ovos de *Ascaris* spp. Tese de Doutorado, Universidade Federal de Minas Gerais, 122 pp.

Sprent JFA 1978. Ascaridoid nematodes of amphibians and reptiles: *Polydelphis*, *Travassosascaris* n.g. and *Hexametra*. *J Helminthol* 52(4): 355-384.

- Sprent JFA 1988. Ascaridoid nematodes of amphibians and reptiles: *Ophidascaris* Baylis, 1920. Syst Parasitol 11: 165-213.
- Starling HMM, Germano IBP, Marques RC 2007. Fundação Ezequiel Dias: um século de promoção e proteção à saúde, UFMG, Belo Horizonte, v. 1, 175 pp.
- Thatcher VE 1993. Trematódeos Neotropicais. Manaus: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia.
- Tambourgi, DV, Bizerra AF, Queiroz GP, Ibañez COM, Santoro ML 2010. Manual Prático Sobre Uso e Cuidados Éticos de Animais de Laboratório, SES/SP, Instituto Butantan, São Paulo, 164 pp.
- Tantaleán, M; Gonzalo, A 1992. Note about some helminths for Peru. Rev Peru Med Trop 6: 85-86.
- Taylor MA, Coop LR, Wall RL 2010. Parasitologia Veterinária, 3 ed, Rio de Janeiro, Guanabara Koogan, 768 pp.
- Telford SR 1971. Parasitic diseases of reptiles. J Am Vet Med Assoc 159: 1644-1652.
- Teixeira VN 2000. Levantamento da helmintofauna de serpentes peçonhentas no Estado do Paraná, Dissertação de Mestrado, Universidade Federal do Paraná, 82 pp.
- Travassos L, Freitas JFT, Kohn A 1969. Trematódeos do Brasil. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 67: 1-886.
- Uetz P 2012. The reptile database. C1995 (atualizado em 1 de Fev de 2012; citado em 04 de Jun de 2012). Disponível em: <http://www.reptile-database.org/db-info/SpeciesStat.html>.
- Vaz Z 1935. Lesões produzidas no estômago de cobras por um novo nematódeo *Ophidascaris trichuriformis* n. sp. Arq Inst Biol S Paulo 6: 41-45.
- Vianna RNG, Socci D, Nehemy MB, Deschênes J, Burnier Jr MN 2007. The white dot syndromes. Arq Bras Oftalmol [online] 70(3): 554-562.
- Vicente JJ, Jardim CR 1980. Filarídeos de coleção helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz. I. Peixes, anfíbios e répteis. Atas Soc Biol Rio de Janeiro 21: 47-57.
- Vicente JJ, Rodrigues HO, Gomes DC, Pinto RM 1993. Nematóides do Brasil, Parte III, Nematóides de répteis. Rev Bras Zool 10: 150 pp.
- Vieira AML, Souza CE, Labruna MB, Mayo RC, Souza SSL, Camargo-Neves VLF 2004. Manual de Vigilância Acarológica do Estado de São Paulo, São Paulo: SUCEN, 62 pp.
- Vitt LJ, Caldwell JP 2009. Herpetology: An Introductory Biology of Amphibians and Reptiles, third ed., Elsevier, San Diego, 713 pp.
- Xiao L, Fayer R, Ryan U, Upton SJ 2004. *Cryptosporidium* taxonomy: recent advances and implications for public health. Clin Microbiol Rev 17(1): 72-97.

Wilson SC, Carpenter JW 1996. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine. Avian and Exotic Parasitology 5 (2): 64-74.

Yamaguti S 1959. Systema Helminthum, Cestodes, Vol. II, Interscience Publishers, London.

Yamaguti S 1961. Systema Helminthum, Nematodes, Vol.III, Part I, Interscience Publishers, New York & London, p. 119-195.

Yao MH, Fang W, Tang LF 2008. Human pentastomiasis in China: case report and literature review. J Parasitol 94(6): 1295–1298.

Zimmerman LM, Vogel LA, Bowden RM 2010. Understanding the vertebrate immune system: insights from the reptilian perspective. The Journal of Experimental Biology 213: 661-671.