



UFRGS
UNIVERSIDADE FEDERAL
DO RIO GRANDE DO SUL



PPGBAN
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA ANIMAL

INSTITUTO DE BIOCÊNCIAS

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA ANIMAL

MARCOS DUMS

**Avaliação e caracterização da helmintofauna de *Athene cunicularia* (Molina, 1782)
(Strigiformes, Strigidae) da Região Sul do Brasil**

Porto Alegre, Rio Grande do Sul

Junho de 2020

Universidade Federal do Rio Grande do Sul
Instituto de Biociências
Departamento de Zoologia
Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal

**Avaliação e caracterização da helmintofauna de *Athene cunicularia* (Molina, 1782)
(Strigiformes, Strigidae) da Região Sul do Brasil**

Dissertação apresentada ao programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, Instituto de Biociências da Universidade Federal do Rio Grande do Sul, como requisito para a obtenção do título de Mestre em Biologia Animal.

Área de concentração: Biodiversidade Orientadora:
Prof^a Dr^a Cláudia Calegari-Marques

Porto Alegre, Rio Grande do Sul
Junho de 2020

**Avaliação e caracterização da helmintofauna de *Athene cunicularia* (Molina, 1782)
(Strigiformes, Strigidae) da Região Sul do Brasil**

Marcos Dums

Aprovada em _____ de _____ de 2020

Dr^a Ana Cláudia Alexandre de Albuquerque

Dr^a Tayla Coelho Gonçalves de Oliveira

Dr^a Suzana Bencke Amato

SUMÁRIO

AGRADECIMENTOS	vi
LISTA DE FIGURAS	viii
LISTA DE TABELAS	xii
RESUMO	xiii
ABSTRACT	xiv
1 INTRODUÇÃO	15
1.1 As aves e a Ordem Strigiformes.....	17
1.2 Anatomia gastrointestinal de aves de rapina.....	18
1.3 <i>Athene cunicularia</i> : espécie hospedeira.....	20
1.4 Helmintofauna de <i>Athene cunicularia</i>	21
2 OBJETIVOS	23
2.1 Objetivo Geral.....	23
2.2 Objetivos Específicos.....	23
3 MATERIAL E MÉTODOS	23
3.1 Coleta e necropsia dos hospedeiros.....	23
3.2 Coleta e processamento dos helmintos.....	27
3.3 Identificação dos parasitos.....	33
3.4 Medidas.....	31
3.5 Termos adicionais.....	31
3.6 Desenhos e fotomicrografias.....	31
3.7 Análise dos dados.....	31
3.8 Análise estatística.....	33
3.9 Descarte de rejeitos biológicos e químicos.....	34
4 RESULTADOS	35
4.1 Descrição, resenha taxonômica e comentários dos helmintos.....	35
4.1.1 Trematódeos Digenéticos.....	35
<i>Neodiplostomum americanum</i>	35
<i>Strigea falconis</i>	40
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	45
<i>Athesmia atillae</i>	50
<i>Conspicuum conspicuum</i>	56
<i>Lubens lubens</i>	60

Digenético não identificado.....	64
4.1.2 Acantocéfalos	67
<i>Centrorhynchus globocaudatus</i>	67
<i>Sphaerirostris turdi</i>	75
Cistacanto <i>Centrorhynchus</i> sp.....	81
4.1.3 Nematoides.....	85
<i>Galeiceps</i> sp.....	85
<i>Subulura alfenensis</i>	90
<i>Dispharynx nasuta</i>	94
<i>Synhimantus laticeps</i>	100
<i>Cosmocephalus obvetaus</i>	104
Superfamília Oxyuroidea.....	109
4.2 Estrutura e comunidade de helmintos.....	112
5 DISCUSSÃO	122
6 CONSIDERAÇÕES FINAIS	127
7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	128

AGRADECIMENTOS

Dedico essa dissertação à minha mãe que, em meio a tantas dificuldades, sempre me apoiou, me ajudou e me amparou nos momentos mais difíceis. Sem esse apoio jamais conseguiria. Obrigado mãe por acreditar em mim!

Quero agradecer minha orientadora Cláudia Calegari-Marques, por ter acreditado em mim, por ter me ensinado tanto nessa trajetória e por ter plantado a sementinha dos helmintos. Pode ter certeza que levarei esse legado por onde passar! Muito obrigado por toda ajuda!!!

Quero agradecer a CAPES e a Universidade Federal do Rio Grande do Sul, pela oportunidade de aprofundar meus conhecimentos na área e o ensino de qualidade gratuito.

Ao Ceclimar, em especial ao Médico Veterinário Derek Blaese de Amorim que gentilmente cedeu 14 espécimes do hospedeiro e sempre estava envolvido com a pesquisa, vibrando com os resultados.

Ao Projeto de Monitoramento de Praias - PMP/ BS Univille – Univille, toda sua equipe de Biólogos, Veterinários e auxiliares e em especial à professora Marta Cremer que gentilmente atendeu meu pedido e autorizou o resgate dos seus espécimes congelados na sede. Foram duas semanas de muito aprendizado e amizades feitas, que certamente seguirão para a vida toda. MUITÍSSIMO obrigado!!!

Ao IBAMA por ter concedido a licença.

Em ordem cronológica, gostaria de agradecer algumas pessoas que tiveram uma fundamental importância nessa caminhada:

Primeiramente gostaria de agradecer a Sandro Ka, por toda sua ajuda inicial. Suas palavras sempre me fizeram evoluir e acreditar que conseguiria!

Ao Denison, que em um primeiro momento me deu todo amparo e suporte para que essa mudança acontecesse.

À Juliana, esse anjo que caiu na minha vida e se tornou uma peça fundamental para que meu ânimo não baixasse. Obrigado por toda ajuda!

Ao Marcelo que foi fundamental em uma determinada etapa dessa jornada. Obrigado pela parceria e pelos bons momentos de risada e companheirismo!

Ao Jonathan que me ajudou muito, obrigado amigo!

Ao Jack por todo suporte nesses dois anos, sem você nada disso estaria acontecendo!

À Thais, que sempre esteve presente me amparando nos momentos de solidão. Mesmo longe conseguiu me abraçar e apoiar toda decisão minha.

À Luciana, que deveria ter uma folha só para ela, mas que, nessas breves palavras, espero que saiba o quanto foi fundamental nessa jornada. Nossa aproximação, nossa amizade, vai além do que qualquer ápice. Sem você eu literalmente não estaria aqui escrevendo essas palavras. Meu mais sincero muito obrigado, por tudo!

Aos colegas, amigos e amigas do laboratório: Letícia, Mariana, Natália, Beatriz e Leonardo. Saibam que cada um de vocês teve um momento especial em toda essa jornada, sempre me fazendo lutar pelo meu sonho.

Um agradecimento especial à colega amiga de laboratório Stephanie, percorremos todas as emoções dessa jornada juntos, mais reclamando do que outra coisa, mas conseguimos amiga! Agradeço muito por cada momento de conversa, por cada lamúria. Obrigado pela parceria nesses dois anos!

À Claudinha e toda sua família. Esse sim é um momento especial, uma linda amizade que se transformou em vizinhança e acolhimento. Obrigado por cada conselho, cada puxão de orelha, pela preocupação e o mais importante: obrigado por me permitir conhecer toda sua família, que me acolheu com todo amor e carinho. Essa dissertação também é sua! Sem você também não estaria aqui escrevendo essas palavras! Muito, mas muito obrigado por tudo!

Obrigado a todos que passaram pela minha vida nesses dois anos e que de alguma maneira contribuíram para essa realização.

Obrigado!!

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: <i>Athene cunicularia</i> em área de restinga.....	18
Figura 2: Anatomia do sistema digestório da coruja-buraqueira.....	20
Figura 3: Mapa de localização das sedes das instituições parceiras e as cidades onde as coletas foram efetuadas.....	24
Figura 4: Ficha de necropsia utilizada durante o exame das aves.....	25
Figura 5: Preparação do hospedeiro.....	26
Figura 6: Procedimento de necropsia realizada no laboratório.....	27
Figura 7A: Técnicas utilizadas para o processamento dos helmintos: Procedimento de compressão.....	28
Figura 7B: Técnicas utilizadas para o processamento dos helmintos: Sequência para coloração de helmintos pela hematoxilina através do processo regressivo.....	28
Figura 8A: Fotomicrografia de <i>Neodiplostomum americanum</i> montado “ <i>in toto</i> ”; barra= 100µm.....	38
Figura 8B: Diagrama incompleto de <i>Neodiplostomum americanum</i> ; barra= 200µm.....	38
Figura 9: Fotomicrografia da região anterior <i>Neodiplostomum americanum</i> ; barra= 50µm...	39
Figura 10: Fotomicrografia da região posterior de <i>Neodiplostomum americanum</i> ; barra= 50µm.....	39
Figura 11: Fotomicrografia de <i>Strigea falconis</i> montado “ <i>in toto</i> ”; barra= 50µm.....	42
Figura 12: Fotomicrografia da região posterior de <i>Strigea falconis</i> ; barra= 100µm.....	43
Figura 13: Fotomicrografia do ovo de <i>Strigea falconis</i> ; barra= 50µm.....	44
Figura 14: Fotomicrografia de <i>Prosthogonimus ovatus</i> montado “ <i>in toto</i> ”; barra= 500µm...	48
Figura 15: Fotomicrografia da região anterior de <i>Prosthogonimus ovatus</i> ; barra= 100µm....	49
Figura 16A: Diagrama incompleto de <i>Athesmia atillae</i> ; barra= 500µm.....	54
Figura 16B: Fotomicrografia <i>Athesmia atillae americanum</i> montado “ <i>in toto</i> ”; barra= 20µm.....	54
Figura 17: Fotomicrografia da região anterior de <i>Athesmia atillae</i> ; barra= 200µm.....	55
Figura 18: Fotomicrografia dos ovos de <i>Athesmia atillae</i> ; barra= 50µm.....	55
Figura 19A: Fotomicrografia de <i>Conspicuum conspicuum</i> montado “ <i>in toto</i> ”; barra= 200µm.....	58
Figura 19B: Diagrama incompleto de <i>Conspicuum conspicuum</i> ; barra= 200µm.....	58
Figura 20: Fotomicrografia dos ovos de <i>Conspicuum conspicuum</i> ; barra= 20µm.....	59
Figura 21: Fotomicrografia de <i>Lubens lubens</i> montado “ <i>in toto</i> ”; barra= 20µm.....	62

Figura 22: Fotomicrografia da região anterior de <i>Lubens lubens</i> ; barra= 200µm.....	63
Figura 23: Fotomicrografia de digenético não identificado, montado “ <i>in toto</i> ”; barra= 100µm.....	66
Figura 24: Diagramas incompletos de <i>Centrorhynchus globocaudatus</i> : (1) Probóscide, barra= 0,2mm; (2) Bolsa copuladora, barra= 0,5mm; (3) Macho, barra= 2mm; (4) Fêmea, barra= 0,2mm; (5) Região da fêmea barra= 0,5mm; (6) Ganchos, barra= 0,05.....	71
Figura 25: Fotomicrografia da probóscide de <i>Centrorhynchus globocaudatus</i> ; barra= 100µm.....	72
Figura 26: Fotomicrografia da região posterior da fêmea de <i>Centrorhynchus globocaudatus</i> ; barra= 200 µm.....	73
Figura 27: Fotomicrografia dos ganchos de <i>Centrorhynchus globocaudatus</i> ; barra= 20µm...	74
Figura 28: Diagramas incompletos de <i>Sphaerirostris turdi</i> . (1) Fêmea, barra= 1,0mm; (2); macho, barra= 0,5mm.....	78
Figura 29: Fotomicrografia dos ganchos intermediários de <i>Sphaerirostris turdi</i> ; barra= 20µm.....	79
Figura 30: Fotomicrografia dos ganchos apicais de <i>Sphaerirostris turdi</i> ; barra= 20µm.....	79
Figura 31: Fotomicrografia da região posterior da fêmea de <i>Sphaerirostris turdi</i> ; barra= 200µm.....	80
Figura 32: : Fotomicrografia do cistacanto de <i>Centrorhynchus</i> sp. montado “ <i>in toto</i> ”; barra= 100µm.....	83
Figura 33: Fotomicrografia do gancho intermediário de <i>Centrorhynchus</i> sp.; barra= 100µm.....	84
Figura 34: Fotomicrografia dos ganchos apicais e intermediários de <i>Centrorhynchus</i> sp.; barra= 20µm.....	84
Figura 35: Fotomicrografia da larva de <i>Galeiceps</i> sp., montada em lâmina temporária, barra= 20µm.....	88
Figura 36: Fotomicrografia da região anterior de <i>Galeiceps</i> sp.; barra= 100µm.....	89
Figura 37: Fotomicrografia da região anterior de <i>Galeiceps</i> sp.; barra= 200µm.....	89
Figura 38: Fotomicrografia da região anterior de <i>Subulura alfenensis</i> ; barra= 50µm.....	92
Figura 39: Fotomicrografia da extremidade posterior do macho de <i>Subulura alfenensis</i> ; barra= 100µm.....	92
Figura 40: Fotomicrografia da extremidade posterior do macho de <i>Subulura alfenensis</i> ; barra= 20µm.....	93

Figura 41: Fotomicrografia da extremidade posterior da fêmea de <i>Subulura alfenensis</i> barra= 20µm.....	93
Figura 42: Fotomicrografia de <i>Dispharynx nasuta</i> montado “ <i>in toto</i> ” em lâmina temporária; barra= 50µm.....	96
Figura 43: Fotomicrografia da região anterior de <i>Dispharynx nasuta</i> ; barra= 50µm.....	96
Figura 44: Fotomicrografia da região posterior da fêmea de <i>Dispharynx nasuta</i> ; barra= 20µm.	97
Figura 45: Fotomicrografia da região posterior da fêmea de <i>Dispharynx nasuta</i> ; barra= 20µm..	98
Figura 46: Fotomicrografia da região anterior de <i>Dispharynx nasuta</i> ; barra= 20µm.....	98
Figura 47: Fotomicrografia da região anterior de <i>Dispharynx nasuta</i> ; barra= 20µm.....	99
Figura 48: Fotomicrografia da região posterior do macho de <i>Dispharynx nasuta</i> ; barra= 50µm.....	99
Figura 49: Fotomicrografia da região anterior de <i>Synhimantus laticeps</i> ; barra= 20µm.....	102
Figura 50: Fotomicrografia da região anterior de <i>Synhimantus laticeps</i> ; barra= 20µm.....	102
Figura 51: Fotomicrografia da fêmea de <i>Synhimantus laticeps</i> ; barra= 50µm.....	103
Figura 52: Fotomicrografia do macho macho de <i>Synhimantus laticeps</i> ; barra= 50µm.....	103
Figura 53: Fotomicrografia da região anterior de <i>Cosmocephalus obvelatus</i> ; barra= 20µm...	106
Figura 54: Fotomicrografia da região anterior de <i>Cosmocephalus obvelatus</i> ; barra= 100µm.....	106
Figura 55: Fotomicrografia da região posterior da fêmea de <i>Cosmocephalus obvelatus</i> ; barra= 50µm.....	107
Figura 56: : Fotomicrografia da região posterior da fêmea de <i>Cosmocephalus obvelatus</i> ; barra= 50µm.....	107
Figura 57: Fotomicrografia da região posterior do macho de <i>Cosmocephalus obvelatus</i> ; barra= 100µm.....	108
Figura 58: Fotomicrografia da região anterior de oxiuroideo não identificado; barra= 200µm.....	110
Figura 59: Fotomicrografia da região anterior de oxiuroideo não identificado; barra= 20µm.....	110
Figura 60: Fotomicrografia da região anterior de oxiuroideo não identificado; barra= 50µm.....	111

Figura 61: Fotomicrografia da região posterior da fêmea de oxiuroideo não identificado; barra= 200µm.....	111
Figura 62: Riqueza dos diferentes grupos de helmintos parasitos de <i>Athene cunicularia</i> (n = 30) na região Sul do Brasil.....	112
Figura 63: Distribuição dos helmintos de acordo com o sexo e a maturidade dos indivíduos de <i>Athene cunicularia</i>	113
Figura 64: Número de espécimes pertencentes aos diferentes grupos de helmintos parasitos de <i>Athene cunicularia</i>	113
Figura 65: Curva de acumulação das espécies de helmintos encontrados em <i>Athene cunicularia</i>	117
Figura 66: Curva de acumulação de espécies de helmintos aleatorizada, encontrados em <i>Athene cunicularia</i>	118
Figura 67: Índices de suficiência amostral baseados em Jackknife e Chao 2.....	119

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Helmintos parasitos encontrados em representantes da família Strigidae.....	22
Tabela 2: Sequência das etapas para coloração de helmintos pela hematoxilina de Delafield através de processo regressivo.....	29
Tabela 3: Sequência de coloração para Carmim Acético.....	30
Tabela 4: Relação dos modelos lineares generalizados executados no R para análise de influência dos parâmetros na diversidade de espécies de helmintos.....	33
Tabela 5: Relação dos modelos lineares generalizados executados no R para análise de influência dos parâmetros no total de helmintos presentes.....	34
Tabela 6: Parâmetros ecológicos dos parasitos da espécie hospedeira <i>Athene cunicularia</i> coletada nos municípios de Imbé/RS e São Francisco do Sul/SC Brasil.....	115
Tabela 7: Valores de abundância média e amplitude para cada grupo de helminto componente da helmintofauna de <i>Athene cunicularia</i> coletados nos municípios de Imbé/RS e São Francisco do Sul/SC Brasil.....	116
Tabela 8: Média das medidas corporais de <i>Athene cunicularia</i>	117
Tabela 9: Análise de riqueza dos helmintos em relação às variáveis sexo, maturidade e peso corporal em <i>Athene cunicularia</i>	120
Tabela 10: Resultados da análise da influência dos parâmetros do hospedeiro no total de helmintos presentes em <i>Athene cunicularia</i>	120

RESUMO

Popularmente conhecida como coruja-buraqueira, *Athene cunicularia* é uma das corujas mais comuns do Brasil. É uma espécie generalista e sua dieta consiste em roedores, morcegos, répteis, anfíbios, insetos e pequenas aves, demonstrando uma grande habilidade na captura dessas presas. Os levantamentos parasitológicos com viés ecológico se fazem necessários no Brasil, uma vez que os mesmos respondem a questões ecológicas e evolutivas da relação parasito-hospedeiro e que ainda existem lacunas a este respeito na bibliografia. O presente estudo contribuiu para o conhecimento acerca do parasitismo em aves silvestres brasileiras e teve como objetivo a identificação taxonômica da helmintofauna de *A. cunicularia*, relacionando os dados de prevalência, intensidade média e abundância média de infecção dos parasitos com o comprimento, o peso e o sexo do hospedeiro. Para realizar o estudo foram analisados 30 indivíduos de *A. cunicularia*, provenientes de situações de conflito no Rio Grande do Sul e em Santa Catarina. As corujas foram mantidas em refrigeração e no momento da necropsia e coleta dos helmintos, os espécimes foram medidos, pesados e sexados. Os animais foram necropsiados para análise dos órgãos internos a fim de verificar a presença ou ausência de endoparasitos. Os helmintos foram processados e determinados usando a bibliografia especializada. Foram encontrados 16 clados relacionados à helmintofauna de *Athene cunicularia*: *Neodiplostomum americanum*, *Strigea falconis*, *Prosthogonimus ovatus*, *Athesmia attilae*, *Conspicuum conspicuum*, *Lubens lubens*, um digenético não identificado, *Centrorhynchus globocaudatus*, *Sphaerirostris turdi*, *Centrorynchus* sp. (em forma de cistacanto), *Galeiceps* sp., *Subulura alfivensis*, *Dispharynx nasuta*, *Synhimantus laticeps*, *Cosmocephalus obvelatus* e um nematoide pertencente à Superfamília Oxyuroideae. Dados morfométricos do hospedeiro e os índices parasitários foram analisados estatisticamente utilizando-se o R e Microsoft Excel. Não houve diferença significativa entre a helmintofauna de machos (52%) e fêmeas (48%) de *Athene cunicularia*. Houve relação estatisticamente significativa ($p < 0,05$ e $\Delta AIC < 2$) entre a quantidade de helmintos presentes, o peso e sexo do hospedeiro. Futuros estudos que agreguem dados de sazonalidade e dieta do hospedeiro estudado devem ser realizados, podendo mostrar interações mais precisas e eventualmente incomuns na relação parasito-hospedeiro.

Palavras-chave: ave de rapina, coruja, helminto, parasito.

ABSTRACT

Popularly known as "burrowing owl", *Athene cunicularia* is one of the most common owls in Brazil. It is a generalist species and its diet consists of rodents, bats, reptiles, amphibians, insects and small birds, which demonstrates a great ability of capture such preys. Parasitological research with an ecological approach is still needed in Brazil, to explain how parasites answer ecological and evolutionary questions of the parasite-host relationship and, even then, there are still gaps in the. The present study contributed to the knowledge about parasitism in Brazilian wild birds and it focused at the taxonomic identification of the helminth fauna of *A. cunicularia*, correlating the data of prevalence, average intensity, and average abundance of infection of the parasites with the size, weight and the sex of the host. To carry out this study, 30 individuals of *A. cunicularia* from conflict situations in Rio Grande do Sul and Santa Catarina states, were analyzed. The owls were kept refrigerated and at the time of necropsy and collection of helminths, specimens were measured, weighted and had their sexes determined. The animals were necropsized to verify the presence or absence of endoparasites. Helminths were processed and defined according to the specialized bibliography. It were founded 16 clades related to the helminth fauna of *A. cunicularia*: *Neodiplostomum americanum*, *Strigea falconis*, *Prosthogonimus ovatus*, *Athesmia attilae*, *Conspicuum conspicuum*, *Lubens lubens*, an unidentified digenetic, *Centrorhynchus globocaudatus*, *Sphaerirostris turdii*, *Centrorhynchus* sp. (cystacanth form), *Galeiceps* sp., *Subulura alfvensis*, *Dispharynx nasuta*, *Synhimantus laticeps*, *Cosmocephalus obvelatus* and a nematode which belongs to the Oxyuroideae Subfamily. Host morphometric data and parasitic parameters were analyzed statistically using R and Microsoft Excel. There was no significant difference between the helminth fauna of males (52%) and females (48%) of *A. cunicularia*. There was a statistically significant relationship ($p < 0.05$ and $\Delta AIC < 2$) between the number of helminths present, the weight and sex of the host. Future studies that add seasonality data and the studied host's diet should be performed, which may show more precise and eventually unusual interactions in the parasite-host relationship.

Keywords: bird of prey, owl, helminth, parasite.

1 INTRODUÇÃO

As definições que existem para o parasitismo como simbiose, onde as espécies têm uma relação ecológica interespecífica com uma delas dependendo metabolicamente da outra, acabam sempre se traduzindo em doenças, zoonoses etc. Conforme o viés que a ele é atribuído, o enfoque pode ser ecológico ou médico – seja ele humano ou veterinário – e, nesse sentido, sua definição será diferente. Ferreira (2012) nos traz à luz que parasitismo não é apenas doença, logo deve ser trabalhado com um enfoque ecológico: como uma interação natural. O mesmo autor coloca as outras terminologias de associações interespecíficas como simbiose, comensalismo e mutualismo, para reflexão do que e quando, seria caracterizado uma doença. Contrariando a afirmação anterior, Araújo *et al.* (2003) consideram a relação parasito-hospedeiro muito dinâmica, tornando difícil a definição de onde seria uma doença ou não, deixando então, a inclusão dessas relações interespecíficas dentro da abrangência geral do conceito de parasitismo.

Ferreira (1973) propõe que parasito e doença sejam tratadas como coisas distintas, onde a condição de uma, não necessariamente caracteriza a outra, ou seja: se o indivíduo tem algum parasito não necessariamente tenha uma doença. Independente da concepção de parasitismo, o conhecimento ecológico dos parasitos é importante uma vez que, por muito tempo, esses animais foram considerados por diversos pesquisadores como seres com pouca relevância biológica, associados somente às patologias e não fundamentais em nível de ecossistema (Lymbery, 2005).

O Brasil está progredindo nas pesquisas com relação à parasitologia de diversos animais, com isso, novas abordagens podem ser estabelecidas e novas informações podem ser agregadas. Em estudos parasitológicos, a identificação das espécies, sua riqueza e diversidade devem ser fatores a ser considerados. Hoje já se sabe que os parasitos têm um papel fundamental em todos os níveis tróficos, sendo considerados, inclusive, como marcadores biológicos de qualidade ambiental e da saúde dos hospedeiros, bem como dos seus aspectos biológicos como a dieta, o habitat e a filogenia (Poulin, 1995; Marcogliese e Cone, 1997; Schaefer *et al.*, 2006).

Ramnath (2009) considera que os parasitos exercem uma força ecológica muito grande em nível de ecossistema, principalmente quando pensamos nos aspectos de reprodução, de desenvolvimento e sobrevivência das espécies, que podem levar a alterações no comportamento tanto do parasito quanto do seu hospedeiro (Krone, 2007). Partindo desse pressuposto, podemos considerar que parasitos atuam como agentes reguladores das comunidades faunísticas e podem ser influenciadores na dinâmica das populações e, nesse caso, tratados como modeladores da

diversidade animal (Kabata, 1981; Poulin, 1999; Locker e Hofkin, 2015). Parasitos podem ainda, manifestar as mudanças ambientais mais rapidamente do que os seus hospedeiros, uma vez que o aumento ou diminuição na taxa de parasitismo pode ser resultado de ações antrópicas, que podem estar beneficiando ou não o desenvolvimento dos parasitos em alguma fase do seu ciclo de vida (Hechinger *et al.*, 1997; Marcogliese e Pietrock, 2011).

Nesse sentido, podemos considerar os parasitos como organismos-chave, pela sua importância ecossistêmica e estudá-los pode nos ajudar a responder as questões ecológicas e evolutivas na interação parasito-hospedeiro (Marcogliese, 2005). Ainda que existam na literatura, informações sobre parasitologia, ainda há uma carência de estudos com relação a essa interação ecológica em animais silvestres, sobretudo, em relação a espécie hospedeira utilizada neste trabalho. Essa deficiência de informações pode ser ainda maior quando comparada às informações sobre parasitos de animais domésticos e do ser humano, pois para estes, já existe grande quantidade de informação disponível.

Antunes (2016) mostra que essa lacuna informações pode estar relacionada a uma série de fatores que, inclusive devem ser avaliados previamente ao se estudar parasitos em animais silvestres, devido a algumas dificuldades envolvidas no processo, como por exemplo:

- Deficiência de informações sobre o hospedeiro. Nesse caso muitas vezes observa-se a necessidade de se reunir informações envolvendo outros hospedeiros, não sendo o ideal pois a biologia das espécies é diferente;
- Dificuldade na aquisição de espécimes de hospedeiro, acrescentada à dificuldade de coleta dos mesmos, em prazos curtos, levando o pesquisador, algumas vezes, a trabalhar com hospedeiros em avançado estado de decomposição e autólise, o que prejudica a integridade dos helmintos obtidos. Neste caso estão envolvidas algumas variáveis como o tempo transcorrido entre a morte do animal e a coleta (ao exemplo de animais oriundos de situações de conflito, como ataques por outros animais, colisões e atropelamentos). O ideal a ser feito é a captura e a eutanásia do hospedeiro seguido imediatamente pela necropsia, garantindo a boa qualidade dos parasitos para processamento e identificação.
- Difícil avaliação de dados em longo prazo, dado a sensibilidade dos organismos, principalmente quando se trata de animais silvestres.
- Hospedeiros adquiridos em diferentes locais, não sendo possível avaliar a helmintofauna específica de determinada região.

1.1 As aves e a Ordem Strigiformes

As aves constituem a classe mais numerosa de vertebrados atualmente, com estimativas de aproximadamente 10.700 espécies em todo o mundo e cerca de 1.700 espécies para o Brasil (Marini, 2005; Gill e Donsker, 2016). Dentre os grupos de aves, as corujas representam a ordem Strigiformes, que estão classificadas em duas famílias: Tytonidae e Strigidae. A família Tytonidae dispõe de 19 espécies conhecidas mundialmente e se diferenciam da outra por apresentarem, em sua face, um “disco em forma de coração” (Sick, 1997). A família Strigidae, por sua vez, é representada por cerca de 212 espécies distribuídas mundialmente e possuem o disco facial em “formato redondo” (Sigrist, 2013; Sick, 1997; Menq, 2018). No Brasil a família é representada por 24 espécies (Menq, 2018; Motta-Junior, 2004), dentre elas, *Athene cunicularia*, a coruja-buraqueira, hospedeiro alvo desse estudo (Figura 1).

Em se tratando de Strigidae, as espécies que contemplam seus indivíduos são caçadoras e, na sua maioria, noturnas, com algumas exceções: a coruja-buraqueira *Athene cunicularia* e o caburé *Glaucidium brasilianum* (Gmelin, 1788). Essas duas espécies costumam ser mais ativas durante o dia, o que não as exclui de hábitos crepusculares e noturnos. As espécies da ordem Strigiformes possuem várias características morfológicas específicas, como garras fortes, bico curvo e afiado, visão e audição excelentes (Soares *et al.*, 2008; Menq, 2015). Apresentam um número de neurônios por nervo óptico superior ao de qualquer outro animal, fazendo com que a visão seja um de seus sentidos mais aguçados. Essa característica somada às estratégias de giro de cabeça em até 270° (que amplia seu campo de visão), permite que maiores informações sobre a presa cheguem ao cérebro (Orosz, 2007; Sigrist, 2013; Motta-Junior, 2004).

A ordem Strigiformes, juntamente com Accipitriformes, Falconiformes e Cathartiformes são consideradas aves de rapina, devido ao seu hábito alimentar e modo como saem em busca de alimento (caça ativa), sendo caracterizadas como carnívoras, diurnas ou noturnas (Soares *et al.*, 2008; Zilio, 2006). Apesar dessas semelhanças, as ordens caracterizadas como aves de rapina, não formam um grupo monofilético (Sick, 1997; Soares *et al.*, 2008). Por suas semelhanças morfológicas, anatômicas e fisiológicas, possuem uma importante função ecológica, principalmente no que diz respeito ao controle de populações de invertebrados, pequenos mamíferos e até mesmo de outras aves (Azevedo *et al.*, 2003; Barros *et al.*, 2011). Sua dieta também varia de acordo com a sazonalidade, aumentando em épocas mais frias, tornando-as generalistas e oportunistas (Granzinolli, 2003).



Figura 1 - *Athene cunicularia* em área de restinga (Foto: Renan Paitach, acervo pessoal)

1.2 Anatomia gastrointestinal de aves de rapina

As aves possuem o seu sistema digestório adaptado para processar e utilizar o alimento disponível em seu habitat, da forma mais eficiente possível, pois a ingestão dos alimentos, além de ser determinada pelas características anatômicas e fisiológicas, também é influenciada pela capacidade do trato digestório acumular alimento e dar continuidade a esse fluxo (Macari *et al.*, 1994). O tamanho e os aspectos anatômicos do sistema digestório das aves estão ligados ao tipo de alimentação e seus estudos trazem informações importantes sobre dieta e nutrição, por exemplo. Antunes (2016) afirma que aves com hábitos carnívoros, possuem um comprimento intestinal menor e com menos complexidade, necessitando assim de um tempo mais curto para o processo de digestão. Sua anatomia é adaptada para facilitar o voo, incluindo a morfologia de seu sistema digestório, que é mais curto quando comparado com o dos mamíferos (Figura 2).

A maioria das aves possui os mesmos órgãos no sistema digestório, porém cada uma possui sua particularidade. De acordo com Getty (1986), de uma maneira simplificada, o sistema digestório das aves compreende os seguintes órgãos: boca, esôfago, papo – não ocorrendo em Strigiformes (Sigrist, 2013) – proventrículo, moela, intestino delgado (disposto em várias alças: duodeno, jejuno e íleo), intestino grosso (cecos e reto) e cloaca.

O processo alimentar inicia no momento em que a ave agarra a presa. Na sequência, ocorre a entrada de alimento, onde o bico é adaptado para cada espécie, com objetivo de arrancar pedaços dessa presa, com algumas variações anatômicas de acordo com o tipo da alimentação. O alimento segue pelo esôfago que faz a ligação da boca até ao estômago e que possui uma parede muscular fina bastante flexível. O estômago está dividido em duas câmaras: o proventrículo e a moela. O proventrículo faz a digestão química dos alimentos (Denbow, 2015). A moela tem uma forma maior, mais arredondada e faz a digestão física dos alimentos. Em Strigiformes, esses dois órgãos possuem uma pequena separação, característica que, segundo Bennett e Deem (1996), é típica em aves que se alimentam de grandes presas.

O duodeno, porção do intestino mais próxima da moela, recebe a grande composição não digerida e, também, as enzimas digestivas provenientes do pâncreas e da vesícula biliar, seguindo para o jejuno/íleo (Mendes *et al.*, 2004) e intestino grosso que se estende até a cloaca. A inserção de um par de cecos intestinais marca o início do intestino grosso e sua principal função é a reabsorção de água e minerais (Sousa *et al.*, 2015; Nickel *et al.*, 1977; Dyce *et al.*, 1997). Sua porção final, a cloaca, por sua vez, funciona como uma câmara comum para os canais digestivo, urinário e reprodutivo (Denbow, 2015; Sousa *et al.*, 2015).

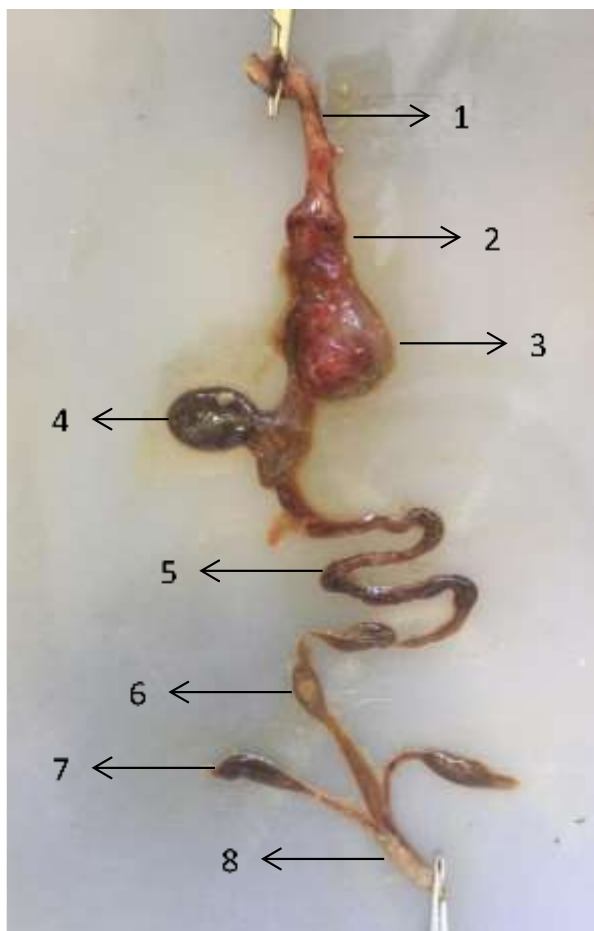


Figura 2: Anatomia do sistema digestório de *Athene cunicularia*. 1-Esôfago; 2-Proventrículo; 3-Moela; 4-Duodeno/Pâncreas; 5-Jejuno; 6-Íleo; 7-Cecos; 8-Intestino grosso.

1.3 *Athene cunicularia*: espécie hospedeira

Esta espécie tem ampla distribuição geográfica nas Américas, ocorrendo desde o Canadá e Estados Unidos até o extremo sul da América do Sul, incluindo todo o Brasil com exceção das áreas densamente florestadas (Menq, 2018). É encontrada principalmente em campos, pastos, planícies e até jardins em áreas urbanas e é uma das mais conhecidas no Brasil, justamente por sua proximidade com o ser humano (Sick, 1997; Antas e Cavalcanti, 1988; Sick 1997). Possui longevidade de seis a oito anos, são monogâmicas e sua primeira reprodução acontece, aproximadamente, um ano após o nascimento (Holt *et al.*, 2014).

Athene cunicularia possui porte pequeno, com tamanho variando entre 19 e 26 cm de comprimento (Sick, 1997) e peso de até 240 gramas (Holt *et al.*, 2014). Apresentam pernas longas, sobrancelhas brancas, cabeça arredondada e olhos amarelos (Konig e Weick 2008). A cor característica da espécie, plumagem de cor de terra, indica uma estratégia de camuflagem.

Normalmente habitam espaços abertos e vivem em tocas no solo, construídas por elas mesmas ou podem se aproveitar de tocas abandonadas por outros animais (Thomsen, 1971; Sick, 1997; Menezes e Meira, 2012; Sick, 1997), podendo ser ampliadas para melhor utilização do espaço (Motta-Junior, 2004). Por esse motivo, seu nome popular – coruja-buraqueira – é bastante característico. Além de servir de abrigo, essas tocas podem ser utilizadas para estoque de alimento, nidificação e proteção (Thomsen, 1971). Em torno do ninho, possuem o hábito de acumular restos de alimentos e fezes para atração de insetos, facilitando a busca de invertebrados para consumo (Sick, 1984). As fêmeas são responsáveis pela construção ou ampliação das tocas, por isso durante esses períodos, em razão da sujeira do solo, elas parecem ser mais escuras do que os machos (Menq, 2018; Thomsem, 1971; Sick, 1997; Sigrist, 2013).

Alimentam-se principalmente de artrópodes e pequenos mamíferos, mas também podem consumir anfíbios, répteis, aves menores, folhas, gravetos e sementes (Santos *et al.*, 2017; Holt *et al.*, 2014; Vieira e Teixeira, 2008). Em todo esse processo, as corujas utilizam diferentes táticas, como a caça do poleiro, caça no chão, caça peneirando e caça aérea (Martins e Egler, 1990). Como dito anteriormente, ao contrário das outras aves, os Strigiformes não apresentam um papo; porção dilatada do esôfago (Redig e Ackerman, 2000; Houston e Duke, 2007). Por essa razão regurgitam as egagrópilas, pequenas partes de alimento não digeridos (Sigrist, 2013; Bastian *et al.*, 2008; Menezes e Meira, 2012).

1.4 Helmintofauna de *Athene cunicularia*

Animais predadores, assim como as aves de rapina, adquirem parasitos através da ingestão de hospedeiros intermediários infectados com estágios larvais. A dieta generalista dessas aves, que inclui o consumo de diferentes tipos de presas, representa um dos fatores que afeta a diversidade de parasitos nelas encontrados. Por esse motivo, informações sobre sua dieta e as diferentes comunidades faunísticas do local são tão importantes (Komorová *et al.*, 2017).

Estudos que relatam a presença de helmintos específicos em *A. cunicularia* são escassos, mas, existem em maior quantidade relacionados a outras espécies representantes da família Strigidae (Tabela 1). A melhor forma de observarmos a ocorrência desses endoparasitos é através da técnica de necropsia, esclarecendo suas interações, facilitando sua identificação e proporcionando melhor entendimento da sua biologia. Cáceres (2000) ainda coloca que esses estudos podem nos trazer novas perspectivas no reconhecimento dos hospedeiros, o que é importante para novos conhecimentos na questão parasito-hospedeiro.

Tabela 1: Helmintos parasitos encontrados em representantes da família Strigidae.

Helminto	Hospedeiro	Local de Infecção	Referência
<i>Maritrema</i> sp.	1	Intestino delgado	Kinsella <i>et al.</i> , 2001
<i>Microphallus</i> sp.	1	Intestino delgado	Kinsella <i>et al.</i> , 2001
<i>Neodiplostomum</i> sp.	4	Intestino delgado	Grandon-Ojeda <i>et al.</i> , 2018
<i>Neodiplostomum reflexum</i>	3	Intestino delgado	Chandler e Rausch 1947 Santi <i>et al.</i> , 2018
<i>Paratanaisia confusa</i>	1	Rim	Kinsella <i>et al.</i> , 2001
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	1	Intestino Delgado	Grandon-Ojeda <i>et al.</i> , 2018
<i>Centrorhynchus spinosus</i>	4	Intestino delgado	Grandon-Ojeda <i>et al.</i> , 2018
<i>Capillaria tenuissima</i>	4	Intestino delgado	Gomez <i>et al.</i> , 1993; Santoro <i>et al.</i> , 2012 e
<i>Dispharynx nasuta</i>	2 e 4	Proventrículo e Moela	Grandon-Ojeda <i>et al.</i> , 2018
<i>Pelecitus</i> sp.	1	Cavidade abdominal	Silva <i>et al.</i> , 2014
<i>Subulura forcipata</i>	1	Cloaca	Kinsella <i>et al.</i> , 2001

1: *Athene cunicularia* 2: *Athene noctua* 3: *Bubo virginianus* 4: *Bubo magellanicus*

A maioria das infecções parasitárias em aves de rapina, quando em equilíbrio ambiental, não causam nenhum problema significativo para o indivíduo (Smith, 1993). Em alguns casos, como em associações com outros fatores que comprometem o sistema imunológico - estresse ou exposição a um novo ambiente - podem desencadear uma série de problemas (Krone e Cooper, 2002; Lacina e Bird, 2000). Há uma deficiência grande em relação aos trabalhos envolvendo helmintofauna de aves de rapina. Muitos tratam de análises feitas a partir de material coletado em trabalhos de levantamento de outros animais (onde um ou outro espécime é utilizado para o estudo), análises feitas a partir das fezes (Silva *et al.*, 2009) ou ainda, em estudos de dieta onde endoparasitos acabam sendo avaliados (Mello, 1979; Cardia, 2016).

Nesse contexto, e observada a falta de estudos envolvendo a helmintofauna de *A. cunicularia*, tem-se a oportunidade de qualificar as pesquisas no campo da parasitologia de animais silvestres, especialmente com aves de rapina. Este é o primeiro passo para esclarecer aspectos do ciclo de vida dos parasitos e a interação desses com o seu hospedeiro.

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo Geral

Descrever a helmintofauna da coruja-buraqueira, *Athene cunicularia*, na região sul do Brasil.

2.2 Objetivos Específicos

- Identificar as espécies de helmintos parasitos de *Athene cunicularia* e determinar suas prevalências, intensidade média e abundância média de infecção.
- Descrever a morfologia e morfometria dos helmintos de *Athene cunicularia*.
- Avaliar a influência do sexo, maturidade e tamanho (comprimento e massa corporal) dos hospedeiros nos índices parasitários.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Coleta e necropsia dos hospedeiros

Trinta espécimes de *Athene cunicularia* (licença do SISBIO nº 68432-1) foram obtidos através de parceria com o Centro de Estudos Costeiros, Limnológicos e Marinhos (CECLIMAR), sediado em Imbé/Rio Grande do Sul (RS), vinculado ao Campus Litoral Norte da Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS) e com o Projeto de Monitoramento de Praias da Bacia de Santos (PMP-BS), em parceria com a Universidade da Região de Joinville (Univille), Unidade de Estabilização de Animais Marinhos no município de São Francisco do Sul, litoral Norte de Santa Catarina (SC) (Figura 3).

Todas as corujas foram provenientes de situações de conflito, como ataques por outras espécies, atropelamentos, colisões, agressões ou ainda, causas desconhecidas. Os 14 animais recebidos do CECLIMAR, foram coletados nas cidades de Tramandaí, Capão da Canoa, Torres, também na cidade de Osório no Balneário Atlântida Sul e na cidade de Imbé no Balneário Albatroz (Figura 3). Em alguns casos os espécimes foram recolhidos feridos e/ou debilitados, vindo a óbito no Centro de Estudos ou sendo necessária a eutanásia, acondicionados em freezer logo após a morte.



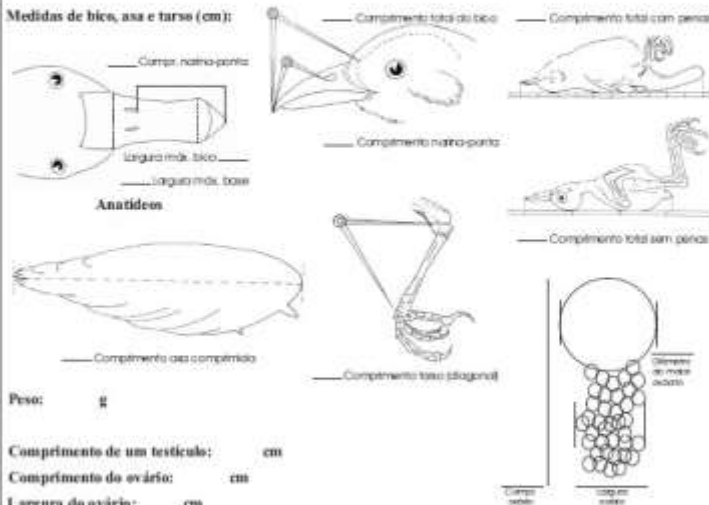
FORMULÁRIO PARA NECROPSIA DE AVES

JFA-

HOSPEDEIRO

Nomes genérico e específico: _____ Nome comum: _____
Localidade de coleta: _____ Lettura de GPS: _____
Data da coleta: / / _____
Modo de captura: _____
Armazenagem: Não () Refrigerador: () Congelador: ()
Data da necropsia: / / _____ Sexo: Macho () Fêmea ()
Cor dos olhos: _____ Juvenil () Adulto ()
Cor da carúncula: _____

Medidas de bico, asa e tarso (cm):



Peso: g

Comprimento de um testículo: cm

Comprimento do ovário: cm

Largura do ovário: cm

Diâmetro do maior ovócito: cm

Observações:

Penas:

Boca:

Olhos:

Narinas:

Esôfago:

Papo (quando houver):

Pró-ventrículo:

Moela (quando houver):

Duodeno:

Jejuno/íleo - 1/2 anterior:

Jejuno/íleo - 1/2 posterior:

Cecos direito/esquerdo:

Intestino grosso:

Cloaca:

Traquéia:

Pulmões:

Sacos aéreos:

Coração:

Fígado:

Vesícula biliar:

Pâncreas:

Baço:

Ovário:

Testículos:

Rins/Ureteres:

Bolsa de Fabricius:

AMATO/winwordData2006

Figura 4: Formulário de necropsia utilizado durante o exame de *Athene cunicularia*.

Para a manipulação das aves durante a necropsia, os coletores utilizaram equipamentos de proteção individuais (EPI's), como luvas cirúrgicas, máscara e jaleco. Antes de iniciar as atividades com contato direto, os pesquisadores receberam o tratamento pré-exposição, como vacinas contra a raiva, tétano, hepatite B e febre amarela (CEVS/RS, 2012).

Para a necropsia das corujas foi realizada uma incisão ventral logo abaixo do bico até a cloaca. Todos os órgãos internos foram retirados e colocados em placas de Petri contendo solução salina 0,85% para a análise com o auxílio do estereomicroscópio (Figura 5 e 6). Ao se abrir o hospedeiro, primeiramente foram identificados os órgãos do sistema digestório, desde o esôfago até a cloaca. Sempre que possível, a retirada se dava com a manutenção do complexo de órgãos, ou seja, sem desconectar nenhum deles. Junto a esse complexo, outros órgãos e estruturas, como o coração e a traqueia eram juntamente desconectadas. Esse conjunto era estendido em uma bandeja, a fim de facilitar a identificação de cada estrutura e órgão e permitir a separação dos mesmos para armazenamento até o momento da análise.

Outros órgãos como pulmões e rins, eram coletados posteriormente, uma vez que estes, se encontravam em regiões distintas, dada a morfologia das aves. Após a remoção dos rins e pulmão, a cavidade era lavada com solução salina fisiológica 0,85% e seu conteúdo armazenado. Feita a remoção desses órgãos, a boca, a narina e os olhos eram lavados com solução salina fisiológica 0,85% e auxílio de pincel a fim de verificarmos a presença de helmintos nessas regiões. Todos os procedimentos para a necropsia dos hospedeiros seguiram de acordo com Amato e Amato (2010).



Figura 5: Preparação de *Athene cunicularia* realizada no Laboratório



Figura 6: Procedimento de necropsia de *Athene cunicularia* realizada no Laboratório de Helmintologia - UFRGS

3.2 Coleta e processamento dos helmintos

Para uma correta identificação dos endoparasitos são necessárias técnicas especializadas de limpeza, processamento e preservação em relação a coleta e preparação (Amato e Amato, 2010). O procedimento da coleta dos parasitos se deu pela verificação de todos os órgãos internos, cavidade bucal, narina e cavidade ocular.

Os trematódeos digenéticos que foram encontrados na análise dos órgãos internos e cavidade abdominal dos hospedeiros foram transferidos para placa de Petri contendo solução salina fisiológica 0,85%. Após esse procedimento, foram comprimidos entre lâmina e lamínula em outra placa de Petri contendo A.F.A. (etanol 70° GL, formalina comercial (37 a 40%) e ácido acético glacial, por 15 a 30 minutos, dependendo do tamanho e das condições do helminto (Figura 7a).

Deve-se ter cuidado para que esse procedimento não ultrapassasse o limite de integridade do helminto. Digenéticos possuem tamanhos distintos, fazendo com que o tempo de compressão se torne variável, de maneira que o mesmo não se comprometa morfológicamente, prejudicando assim a visualização das estruturas e sua posterior identificação. Logo após o procedimento de compressão, os mesmos foram mantidos no A.F.A. por 48h e depois armazenados em etanol 70° GL para sua conservação. A coloração foi realizada através do processo regressivo com hematoxilina de Delafield (Figura 7b) ou do processo de coloração pelo Carmim Acético. Em seguida, foram diafanizados com óleo de cedro e montados em lâminas permanentes com bálsamo do Canadá.



Figura 7: Técnicas utilizadas para o processamento dos helmintos A. Procedimento de compressão; B. Sequência para coloração de helmintos pela hematoxilina através do processo regressivo

Os acantocéfalos primeiramente foram transferidos para placa de Petri contendo água destilada e na sequência foram colocados no refrigerador por um período variável, para que ocorresse o relaxamento da musculatura e a eversão da probóscide e da bolsa copuladora. Posteriormente, foram perfurados com microagulhas e comprimidos, por tempo variável, entre lâmina e lamínula em placa de Petri contendo A.F.A. Após esse procedimento, foram conservados em etanol 70°GL até o momento da coloração, que foi feita por meio do processo regressivo com hematoxilina de Delafield (Tabela 2) ou pelo processo de coloração por Carmim Acético (Tabela 3). A clarificação foi realizada com creosoto de faia e a montagem das lâminas com bálsamo do Canadá.

Tabela 2: Sequência das etapas para coloração de helmintos pela hematoxilina de Delafield através de processo regressivo, segundo Amato *et al.* (1991).

Substância	Tempo (min)	Processo
Etanol 70 °GL	15	
Etanol 50 °GL	15	Hidratação
Etanol 30 °GL	15	
Hematoxilina	Tempo variável	Coloração
Água destilada	Lavagem rápida	
Água de torneira	Tempo variável	Oxidação
Etanol 30 °GL	15	
Etanol 50 °GL	15	Desidratação
Etanol 70 °GL	15	
Solução HCL 2% (Etanol 70 °GL Clorídrico 0,5%)	Tempo variável	Diferenciação
Etanol 70 °GL	15	
Etanol 80 °GL	15	
Etanol 90 °GL	15	Desidratação
Etanol absoluto 1	15	
Etanol absoluto 2	15	
Creosoto de faia ou óleo de cedro	Tempo variável	Clarificação

Tabela 3: Sequência de coloração para Carmim Acético.

Substância	Tempo (min)	Processo
Etanol 70 °GL	15	Hidratação
Carmim Acético	Tempo variável	Coloração
Água destilada	Lavagem rápida	
Solução HCL 2% (Etanol 70 °GL Clorídrico 0,5%)	Tempo variável	Diferenciação
Etanol 70 °GL	15	
Etanol 80 °GL	15	
Etanol 90 °GL	15	Desidratação
Etanol absoluto 1	15	
Etanol absoluto 2	15	
Creosoto de faia ou óleo de cedro	Tempo variável	Clarificação

Para os nematoides o procedimento se deu por remoção do parasito diretamente para uma placa de Petri contendo solução salina fisiológica 0,85%. Em alguns casos houve necessidade de limpeza dos mesmos com solução de limpeza 0,1% (detergente e água com diluição 1:250) promovendo assim a remoção de dejetos e gordura que estivessem na superfície do corpo do animal. Logo após essa etapa, ocorreu a fixação em A.F.A. quente com temperatura em 65°C, por 48 horas e conservação em etanol 70°GL até o momento da sua identificação. Para a montagem de lâminas temporárias foram clarificados em lactofenol de Amann.

3.3 Identificação dos parasitos

Os parasitos foram identificados até a categoria de gênero com o auxílio das seguintes chaves dicotômicas: Yamaguti (1971), Gibson *et al.* (2002), Jones *et al.* (2005) e Bray *et al.* (2008) para trematódeos digenéticos; Yamaguti (1963) e Petrochenko, (1971) para acantocéfalos; e Yamaguti, (1961), Anderson *et al.* (2009) e Gibbons (2010) para nematoides. As determinações em nível de espécie, quando possível, foram feitas com trabalhos científicos publicados.

3.4 Medidas

As espécies encontradas neste estudo, foram descritas a partir da sua morfologia e morfometria. Todas as medidas morfométricas estão informadas em micrômetros (μm), exceto quando indicada outra unidade de medida. Além disso, para cada medida são informados o valor mínimo e o valor máximo obtido, seguido pela média, desvio padrão da média e o número de indivíduos utilizados para obtenção dos valores, exceto nos casos onde a observação só foi possível em um único indivíduo.

3.5 Termos adicionais

Yamaguti (1971), traz algumas definições para distinguirmos as regiões dos corpos dos trematódeos digenéticos, no que diz respeito ao plano do corpo e baseado na porção mediana do acetábulo. “Forebody” é a porção do corpo entre a extremidade anterior e a área mediana do acetábulo, enquanto que “Hindbody”, inicia na parte mediana do acetábulo e se estende até a extremidade posterior do helminto.

3.6 Desenhos e fotomicrografias

Os desenhos foram feitos com auxílio do microscópio óptico Nikon E200 com o tubo de desenho acoplado e utilizados para evidenciar características externas e estruturas internas dos helmintos. As fotomicrografias foram realizadas com microscópio Zeiss Axiolab, também com câmera fotográfica acoplada. As pranchas com os desenhos e fotomicrografias foram editadas e montadas com a ajuda do software livre para editoração eletrônica de imagens Inkscape e do programa editor de imagens PhotoScape.

3.7 Análise dos dados

Para avaliar o grau de estabilidade da amostra presente nesse estudo e assim permitir a determinação da suficiência amostral, foram feitas estimativas de riqueza de espécies, que permite calcular quanto do total observado pode representar a comunidade de helmintos. Porém, essa definição, dos limites das comunidades às vezes se torna difícil devido à alta riqueza de espécies. Nesse sentido, para representar a suficiência amostral, foi feito o uso da curva do coletor como forma de determinar o esforço cumulativo.

Para se obter um resultado próximo e assim, a suficiência amostral possa ser definida, os índices de abundância foram aleatorizados no programa *Past*, a fim de se obter rarefação, ou seja, gerar o número esperado de espécies na amostra em questão a partir do n encontrado (Hammer *et al.*, 2001). Estimadores generalistas como o índice *Jackknife* e *Chao 2* também foram calculados. *Jackknife* é um indicador da estimativa de que a amostragem estabilizaria em um determinado número de espécies amostradas e *Chao 2* se refere às espécies raras encontradas na amostra (Melo, 2004).

Os índices parasitários de prevalência, intensidade média de infecção e abundância média de infecção foram calculados de acordo com Bush *et al.* (1997) através das seguintes fórmulas:

$$\text{Prevalência} = \frac{\text{n}^\circ \text{ total de animais parasitados}}{\text{n}^\circ \text{ total de animais examinados}} \times 100$$

$$\text{Intensidade média de infecção} = \frac{\text{n}^\circ \text{ total de parasitos coletados da espécie x}}{\text{n}^\circ \text{ total de hospedeiros positivos para a espécie x}}$$

$$\text{Abundância média de infecção} = \frac{\text{n}^\circ \text{ total de parasitos coletados da espécie x}}{\text{n}^\circ \text{ total de animais examinados}}$$

3.8 Análise estatística

A influência do sexo, comprimento e massa corporal na riqueza e abundância das espécies de helminto, foi analisada através do modelo linear generalizado, utilizado para modelar a relação entre variáveis quantitativas, feitas pelo sistema R de cálculos estatísticos. Esse modelo cria uma tabela colocando os modelos em ordem crescente de valores, ou seja, com o melhor modelo no topo (expresso na categoria “Delta AICc”). Os modelos que melhor exprimem a relação e são mais significativos, são aqueles que tem valor abaixo de 2.

Para a análise da influência dos parâmetros do hospedeiro no total de helmintos presentes, usou-se o total de helmintos encontrados como variável dependente. Novamente usou-se o modelo nulo como base para avaliar a presença ou ausência de significância estatística, além do valor P ($p < 0,05$) de cada teste (Tabelas 4 e 5). As variáveis peso e comprimento não foram computados ao mesmo tempo por terem forte correlação ($p < 0,05$), podendo induzir a análise ao erro.

Tabela 4: Relação dos modelos lineares generalizados executados no R para análise de influência dos parâmetros na diversidade de espécies de helmintos.

Nome do modelo	Variáveis componentes
Sexo e peso	Riqueza (y): sexo+peso
Sexo e comprimento	Riqueza (y): sexo+comprimento
Sexo	Riqueza (y): sexo
Peso	Riqueza (y): peso
Comprimento	Riqueza (y): comprimento
Sexo x comprimento	Riqueza(y): sexo*comprimento
Sexo x peso	Riqueza(y): sexo*peso
Nulo	Riqueza(y): 1

Tabela 5: Relação dos modelos lineares generalizados executados no R para análise de influência dos parâmetros no total de helmintos presentes.

Nome do modelo	Variáveis componentes
Sexo e peso	Total de helmintos presentes (y): sexo+peso
Sexo e comprimento	Total de helmintos presentes (y): sexo+comprimento
Sexo	Total de helmintos presentes (y): sexo
Peso	Total de helmintos presentes (y): peso
Comprimento	Total de helmintos presentes (y): comprimento
Sexo x comprimento	Total de helmintos presentes (y): sexo*comprimento
Sexo x peso	Total de helmintos presentes (y): sexo*peso
Nulo	Total de helmintos presentes (y): 1

3.9 Descarte de rejeitos biológicos e químicos

As carcaças foram designadas para atividades didáticas e/ou depositadas na Coleção de Mamíferos do Departamento de Zoologia/UFRGS. As vísceras foram congeladas e posteriormente encaminhadas para descarte seguindo as recomendações do Departamento de Meio Ambiente e Licenciamento – SUINFRA / UFRGS que possui as licenças de operação das diferentes atividades de gerenciamento desses resíduos. O descarte dos resíduos químicos seguiu o protocolo do Centro de Gestão e Tratamento de Resíduos Químicos da universidade (CGTRQ/UFRGS).

4. RESULTADOS

4.1 Descrição, resenha taxonômica e comentários helmintológicos:

4.1.1 Trematódeos Digenéticos

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Superclasse Neodermata Ehlers, 1984

Classe Trematoda Rudolphi, 1808

Subclasse Digenea Carus, 1863

Família Diplostomidae Poirier, 1886

Gênero *Neodiplostomum* Railliet, 1919

Neodiplostomum americanum Chandler e Rausch, 1947

(Figuras 8 - 10)

Descrição: Baseada em um espécime montado “*in toto*” e corado com hematoxilina de Delafield. Corpo bipartido, com “Forebody” e “Hindbody” separados por uma constrição, com 1,24mm de comprimento e 410mm de largura. “Forebody” com formato espatular, com 530 de comprimento na região do órgão tribocítico. “Hindbody” de formato oval, com 740 de comprimento. Ventosa oral difícil de ser visualizada. Acetábulo com 12,5 de comprimento e 13,5 de largura; distância do acetábulo à região anterior com 335. Faringe com 50 de comprimento e 55 de largura. Esôfago com 50 de comprimento, bifurcando-se nos cecos. Órgão tribocítico oval, com 506,32 de comprimento e 346 de largura. Glândula proteolítica entre o órgão tribocítico e os testículos. Poro genital dorso-subterminal. Testículos *in tandem*, o anterior assimétrico, com 175 de comprimento e 147 de largura e o posterior simétrico, com 87,5 de comprimento e 175 de largura. Ovário pré-testicular, mediano e com 60 de comprimento e 250 de largura. Glândula de Mehlis, situada entre os testículos. Vitelária amplamente distribuída, deixando apenas a faringe, o esôfago e a vesícula excretora livres. Único ovo visualizado medindo 31 de comprimento e 19 de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: *Athene cunicularia*

Local de Infecção: intestino delgado

Localidade: Imbé - RS e São Francisco do Sul - SC, Brasil Prevalência: 3,33%

Intensidade Média de Infecção: 1 helminto/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,03 helminto/hospedeiro

Amplitude de Infecção: 1 helminto/hospedeiro

Comentários

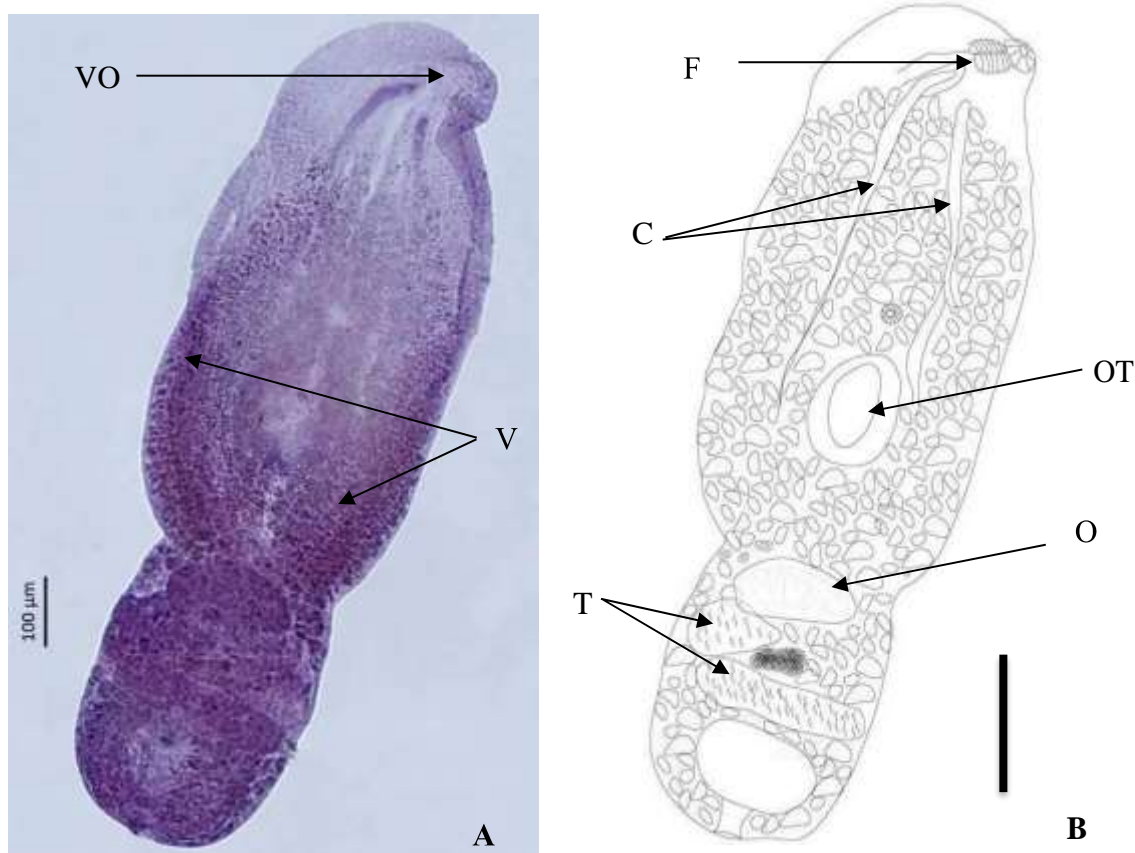
Espécies do gênero *Neodiplostomum* foram descritos em muitos hospedeiros vertebrados, particularmente em espécies de aves, com um número considerável relatado em corujas (Dubois, 1938). As espécies da família Diplostomidae são morfologicamente semelhantes e, alguns gêneros da família, como *Neodiplostomum* Railliet, 1919; *Fibricola* Dubois, 1932 e *Conodiplostomum* Dubois, 1937 contém semelhanças que os levam a ser alvos de estudo para alocação das espécies em novos gêneros ou subgêneros (Dubois e Rausch, 1948; Niewiadomska, 2002). *Neodiplostomum americanum* tem como sinônimos espécies do gênero *Conchogaster*, Lutz 1928; *Triplostomun*, Lutz, 1928; *Neodiplostomides*; Vidyarthi, 1938.

A distribuição da vitelária e a especificidade em relação ao hospedeiro nessas espécies é uma característica fundamental para identificação (Niewiadomska, 2002). A vitelária em alguns é amplamente distribuída, enquanto em outros tem distribuição mais restrita, se estendendo em frente ao acetábulo (Lunaschi e Drago, 2005). No espécime estudado, comparado às outras espécies, observa-se que a vitelária é amplamente distribuída, deixando apenas a faringe, o esôfago e a vesícula excretora livres. Começa posterior ao ovário, ficando confinada à metade da superfície acetabular até atingir o nível da parte posterior do testículo posterior, onde se divide em dois braços que se curvam em espiral em torno da lateral do corpo.

Muitos trabalhos que registraram essa espécie sugerem que a mesma infecta uma grande diversidade de espécies de aves de rapina (Dubois, 1962; Kinsella *et al.*, 1995; Richardson e Kinsella, 2010). Já existe citação de *A. cunicularia* como hospedeiro dessa espécie de digenético para os Estados Unidos da América (Kinsella *et al.*, 2001), porém, não há registros para o hospedeiro aqui no Brasil. O espécime descrito encontrava-se na fase adulta, sugerindo que esta espécie de coruja serve como um hospedeiro definitivo para este parasito.

Os trematódeos digenéticos têm como primeiro hospedeiro intermediário, moluscos pertencentes as mais variadas espécies. Muitos deste são de água doce pertencentes às famílias Planorbidae, como *Biomphalaria* (Preston, 1910) com alguns de seus representantes encontrados no Brasil (*Biomphalaria tenagophila* d'Orbigny, 1835, *Biomphalaria peregrina* d'Orbigny, 1835 e *Biomphalaria straminea* Dunker, 1848) (Teles, 2003); Physidae, com os representantes brasileiros *Stenophysa marmorata* (Guilding, 1828); e Lymnaeidae Rafinesque, 1815 com *Pseudosuccinea columella* (Say, 1817) e *Galba viatrix* d'Orbigny, 1835. Considerando esse ciclo envolvendo digenéticos e moluscos provavelmente *Neodiplostomum* também complete seu ciclo utilizando hospedeiros intermediários dessas famílias (Woodyard, 2017).

Conforme dito anteriormente, *Athene cunicularia* mantém uma dieta diversificada, que pode incluir anfíbios. Metacercárias do gênero *Neodiplostomum* já haviam sido descritas na musculatura de sapos adultos e girinos (Chandler, 1942; Pearson, 1961). Nesse contexto, há uma possibilidade de sapos servirem como segundo hospedeiros intermediários da espécie (Woodyard, *et al.*, 2017).



Figuras 8: A – Fotomicrografia de *Neodiplostomum americanum* montado “*in toto*”; barra= 100μm. B - Diagrama incompleto de *Neodiplostomum americanum*; barra= 200μm. VO – ventosa oral; V – vitelária; F – faringe; C – ceco intestinal; O – ovário; T – testículos; OT – órgão tribocítico.



Figura 9: Fotomicrografia da região anterior *Neodiplostomum americanum*; barra= 50μm. AC – acetábulo; OT – órgão tribocítico.

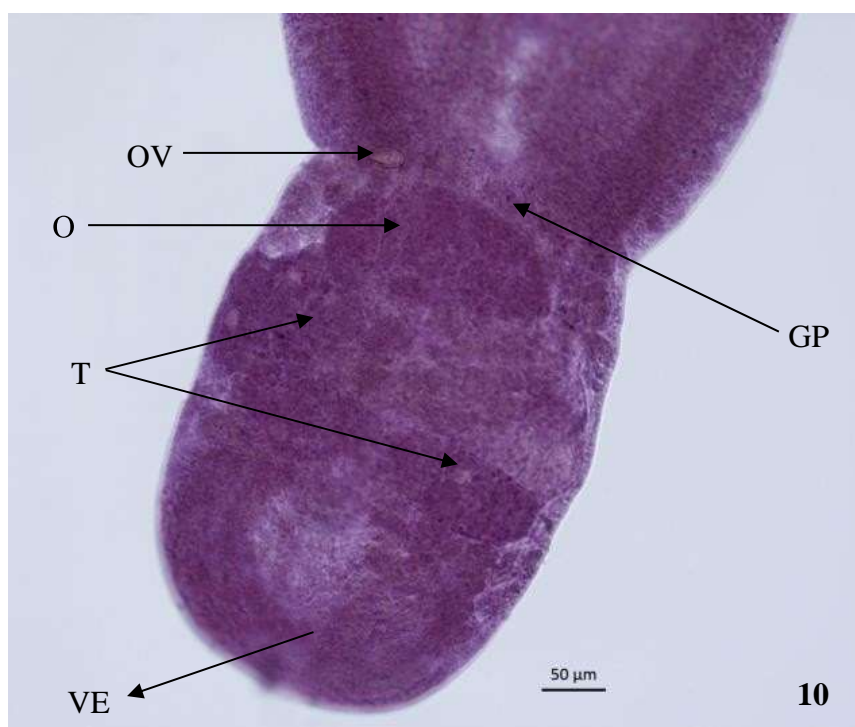


Figura 10: Fotomicrografia da região posterior de *Neodiplostomum americanum*; barra= 50μm. GP – glândula proteolítica; T - testículos; O - ovário; OV – ovo; VE – vesícula excretora.

Classe Trematoda Rudolphi, 1808

Subclasse Digenea Carus, 1863

Família Strigeidae Railliet, 1919

Gênero *Strigea* Sudarikov, 1959

Strigea falconis Szidat, 1928

(Figuras 11 - 13)

Descrição: Baseada em um indivíduo montado “*in toto*” e corado com Carmim Acético. Corpo distintamente bipartido, 2,62mm de comprimento e 0,45mm de largura. “Hindbody” medindo 1,90mm e “Forebody” com 0,72mm de comprimento. Ventosa oral terminal com 30 de comprimento e 37,5 de largura. Acetábulo localizado no meio posterior com 82,5 de comprimento e 60 de largura e distância de 40 em relação a região anterior do corpo. Pré-faringe ausente, faringe bem desenvolvida com 70 de comprimento e 70 de largura. Testículos lobados, assimétricos, *in tandem*. Testículo anterior com 155 de comprimento e 80 de largura. Testículo posterior medindo 285 de comprimento e 137,5 de largura. Ovário reiniforme, pré-testicular medindo 75 de comprimento e 125 de largura. Vitelária folicular, se estendendo através da superfície ventro lateral até a bolsa copuladora medindo 454 de comprimento. Reservatório de vitelária intertesticular. Ovos relativamente grandes, medindo 112,5 de comprimento e 55 de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: *Athene cunicularia*

Local de Infecção: intestino delgado

Localidade: São Francisco do Sul, SC, Brasil

Prevalência: 3,33%

Intensidade Média de Infecção: 1 helminto/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,03 helminto/hospedeiro

Amplitude de Infecção: 1 helminto/hospedeiro

Comentários

O gênero *Strigea* foi originalmente descrito parasitando aves estrigiformes e falconiformes (Dubois, 1938). Na ocasião, várias espécies de digenéticos foram atribuídas ao gênero *Strigea* e, *Strigea falconis* foi uma delas, originalmente descoberta por Szidat, 1928 em trabalhos realizados na Ásia, com espécimes obtidos da pomba-pintada *Spilopelia chinensis* (Scopoli, 1768) (Columbiformes: Columbidae). Na sequência, Tubangui (1932) sinonizou a espécie *Strigea mcgregori* Tubangui, 1932 com *Strigea falconis* com base em espécimes coletados do urubu-de-rosto-cinza *Butastur indicus* (Gmelin, 1788) (Accipitriformes: Accipitridae). *Strigea falconis* tem como sinônimo *Amphistoma striatum* Rudolphi, 1819.

O ciclo de vida do gênero *Strigea* foi relatado por Pearson (1959) com o caramujo *Gyraulus parvus* (Say, 1817) como primeiro hospedeiro intermediário, girinos de *Rana sylvatica* (LeConte, 1825), *Rana clamitans* Latreille, 1801 e *Bufo americanus* Holbrook, 1836 como segundo hospedeiro intermediário e como terceiro hospedeiro, considerado o definitivo, patos e corujas, como a coruja-da-neve *Strix nyctea* Linnaeus, 1758. O ciclo de vida desses animais segue basicamente como descrito por Krone e Cooper (2002) onde o indivíduo adulto, localizado no intestino do hospedeiro definitivo libera ovos que, através das fezes, chegam no meio ambiente. Esses ovos, ao encontrarem um corpo hídrico, liberam miracídios que penetram em caramujos aquáticos, onde se desenvolvem até a fase de cercária. Essa cercária deixa o molusco e procura seu segundo hospedeiro intermediário, geralmente um anfíbio, no qual se desenvolve em mesocercária. Este, quando predado por um vertebrado por exemplo, se desenvolve para metacercária. O hospedeiro definitivo se infecta ao ingerir o vertebrado contendo a metacercária.

A espécie já foi caracterizada parasitando diversas espécies de aves como *Asio flammeus* (Pontoppidan, 1763), *Asio otus* (Linnaeus, 1758), *Athene noctua* (Scopoli, 1769), *Bubo bubo* (Linnaeus, 1758), *Glaucidium passerinum* (Linnaeus, 1758), *Strix nyctea*, *Strix aluco* (Linnaeus, 1758), *Falco peregrinus* Tunstall, 1771, *Buteo buteo* (Linnaeus, 1758), (Yamaguti, 1971) na Europa, América do Norte e Central (Santoro *et al.*, 2010; Borgsteede *et al.*, 2003; Dubois e Macko, 1972; Santos *et al.*, 2011). No Brasil, a espécie foi descrita por Travassos *et al.* (1969) e teve sua ocorrência relatada em *Buteo magnirostris* (Gmelin, 1788) por Olinda *et al.*, (2015) e na Argentina por Lunaschi e Drago (2006) com relatos para o mesmo hospedeiro.

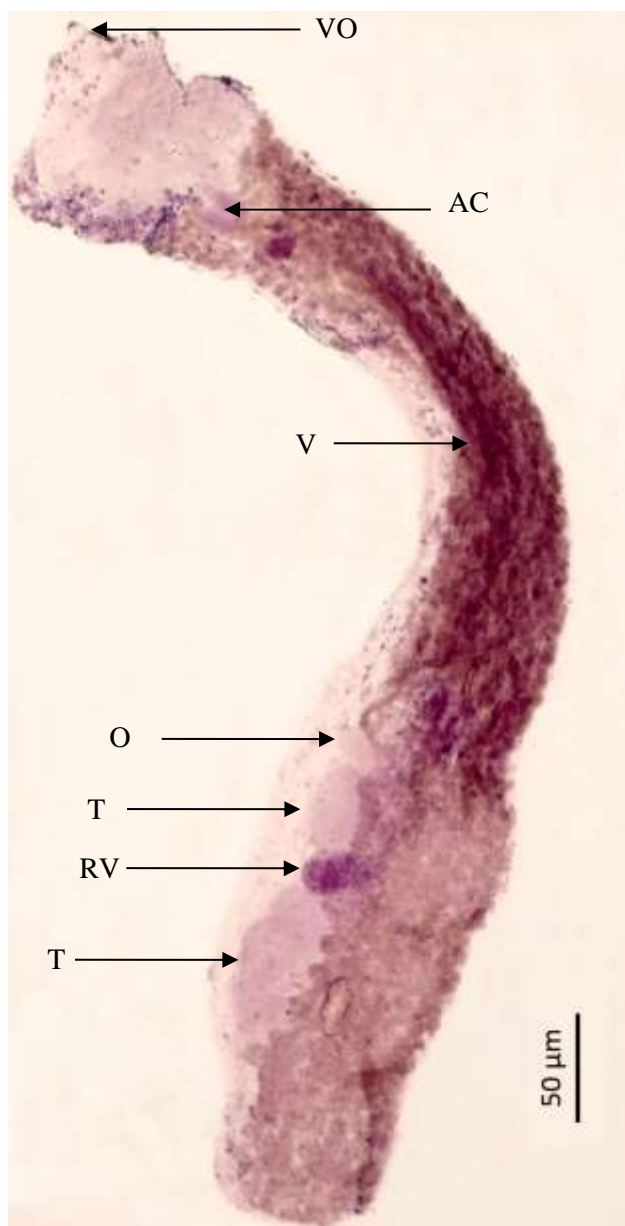


Figura 11: Fotomicrografia de *Strigea falconis* montado “*in toto*”; barra= 50μm. VO – ventosa oral; AC – acetábulo; RV – reservatório de vitelária; V – vitelária; T – testículos; O – ovário.

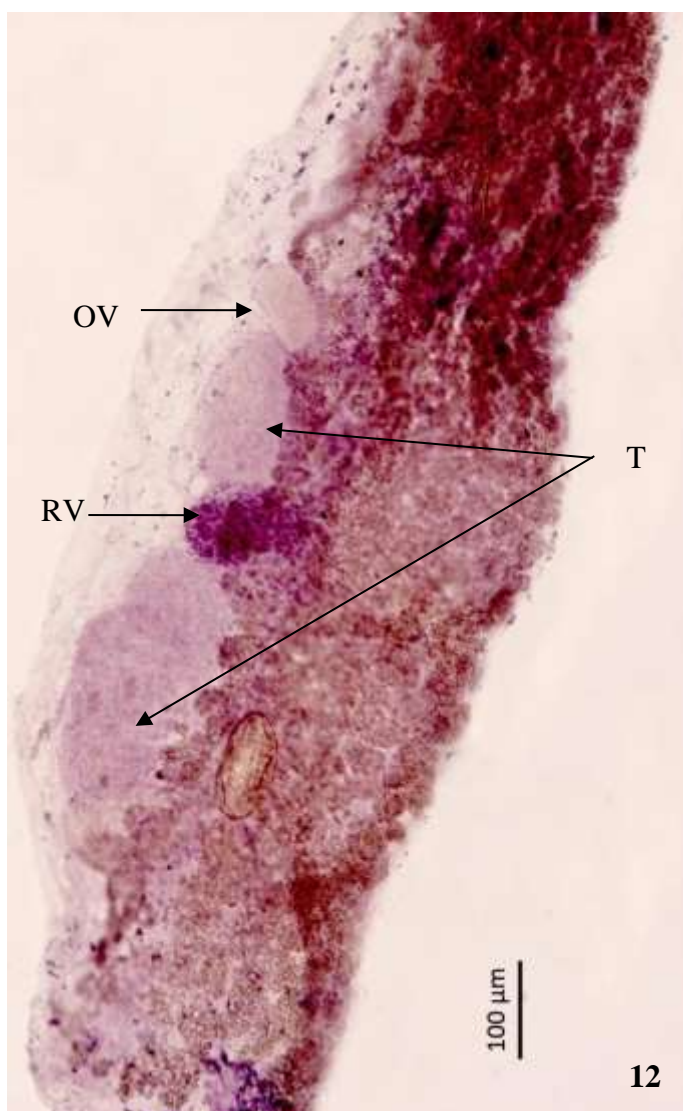


Figura 12: Fotomicrografia da região posterior de *Strigea falconis*; barra= 100μm. T – testículos; OV – ovário; RV – reservatório de vitelária.



Figura 13: Fotomicrografia do ovo de *Strigea falconis*; barra= 50μm. OV – ovo.

Classe Trematoda Rudolphi, 1808

Subclasse Digenea Carus, 1863

Família Prosthogonimidae (Lühe, 1909)

Gênero *Prosthogonimus* Lühe, 1899

Prosthogonimus ovatus (Rudolphi, 1803)

(Figuras 14 - 15)

Descrição: Baseada em 2 espécimes montados “*in toto*” e corados com hematoxilina de Delafield. Corpo piriforme e achatado com 4,44 a 6,21mm ($5,32 \pm 1,26$; n=2) de comprimento e 2,37 a 3,19mm ($2,8 \pm 0,58$; n=2) de maior largura. “Forebody” com 4,24mm a 4,87mm de comprimento ($4,56 \pm 4,89$; n=2;) e “Hindbody” com 1,58mm a 1,77mm ($1,67 \pm 1,65$; n=2) de comprimento. Ventosa oral subterminal, 237 a 316 ($276,5 \pm 55,76$; n= 2) de comprimento por 256,75 a 335,75 ($296,25 \pm 55,86$; n=2) de largura. Acetábulo pré-equatorial, 671,75 a 829,5 ($750,5 \pm 111,72$; n=2;) de comprimento por 711 a 770,25 ($740,72 \pm 41,79$; n=2) de largura. A distância do acetábulo até a ventosa oral varia de 1,28mm a 1,46mm ($1,37 \pm 0,12$; n=2). Pré-faringe com 98,75 a 150 ($124,37 \pm 36,23$; n=2) de comprimento. Faringe com 138,25 a 217,25 ($177,75 \pm 55,86$; n=2) de comprimento por 197,5 a 237 ($217,25 \pm 27,93$; n=2;) de largura. Esôfago retilíneo, com 197,5 a 292,25 ($244,87 \pm 66,99$; n=2) de comprimento. Cecos intestinais acompanhando a curvatura lateral do corpo, ultrapassando os testículos e terminando no início do terço final do corpo, ceco direito com 2,27mm a 2,86mm ($2,56 \pm 0,41$; n=2) de comprimento e ceco esquerdo com 2,96mm ($2,96$; n=1) de comprimento. Testículos ovais, arredondados ou com contornos irregulares, intercecais, pós-acetabulares e geralmente pós-ovarianos. Testículo esquerdo com 454,25 a 829,5 ($641,87 \pm 265,34$; n=2) de comprimento por 454,25 ($454,25 \pm 0$; n=2) de largura. Testículo direito com 671,5 a 888,75 ($780,12 \pm 156,61$; n=2) de comprimento por 454,25 a 572,25 ($513,5 \pm 83,79$; n=2) de largura. Bolsa do cirro alongada e estreita, com 0,88mm a 1,02mm ($957,87 \pm 97,75$; n=2) de comprimento e 79 a 98,75 ($88,87 \pm 13,96$; n=2;) de largura estendendo-se do poro genital até a bifurcação do ceco. Ovário lobado, 493,75 a 691,25 ($592,5 \pm 139,65$; n=2) de comprimento por 493,75 a 592,5 ($543,12 \pm 69,82$; n=2) de largura, intercecal, deslocado lateralmente para a esquerda, pós-acetabular ou minimamente dorsal ao bordo posterior do acetábulo. Receptáculo seminal abaixo do ovário, de aspecto elíptico. Vitelária lateral, bastante variável em relação ao tamanho. A porção direita da vitelária

tem 1,59mm a 2,21mm ($1,90 \pm 432,89$; n=2) e a porção esquerda tem 1,65mm a 2,46mm ($2,06 \pm 572,57$; n=2) de comprimento e pode se iniciar na região acetabular. Útero longo, com uma extensão grande ocupando boa parte do corpo, formando “alças” contendo muitos ovos. Ovos com uma visível maturação conforme a proximidade do poro genial. O tamanho dos ovos varia de 17,36 a 24,8 (21,24; n=60) de comprimento por 9,92 a 14,88 (12,36; n=60) de largura. Vesícula excretora em forma de Y. Poro excretor terminal.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Athene cunicularia*

Local de infecção: cloaca

Localidade: Imbé - RS, Brasil

Prevalência: 3,33%

Intensidade média de infecção: 2 espécimes/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,06 espécime/hospedeiro

Amplitude de infecção: 2 espécimes/hospedeiro

Comentários

Digenéticos do gênero *Prosthogonimus* Luehe, 1899, são amplamente distribuídos entre as aves (Nicoll, 1923). *Prosthogonimus ovatus* é encontrada na porção final do intestino grosso em diversas espécies de aves. Dentre as principais já relatadas estão espécies das ordens Cuculiformes, Galliformes, Passeriformes, Anseriformes, Tinamiformes, Ciconiiformes, Piciformes, Falconiformes (Travassos *et al.*, 1969; Yamaguti 1971; Digiani 2000; Pinto *et al.*, 2013). Em mamíferos são encontrados no intestino, fígado e cavidade corporal (Bray *et al.*, 2008). Yamaguti (1971) considerou três gêneros válidos para a Família Prosthogonimidae, baseados na distância entre os poros genitais e o local de infecção: *Prosthogonimus* Luehe, 1899; *Schistogonimus* Luehe, 1909 e *Ophthalmogonimus* Oshmarin in Skrjabin, 1962. No mesmo ano, o autor reconheceu somente *Prosthogonimus* e propôs o novo subgênero *Prosthogonimoides*, com a espécie-tipo *Prosthogonimus (Prosthogonimoides) sudarikovi* Oshmarin, 1946.

Há uma grande variação em relação a morfologia da espécie, conforme já observado por Travassos (1928), em relação ao formato do corpo e tamanho. Mais tarde, essas observações de variação morfológica, seriam confirmadas com o experimento realizado por Boddeke (1960). Em seu trabalho, promoveu infecções experimentais em diferentes espécies de aves a fim de

entender como essa variação acontecia. Na ocasião concluiu que, dependendo da espécie hospedeira, ocorriam modificações na morfológicas na espécie.

Kohn e Fernandes (1972) estudaram todo o material brasileiro pertencente ao gênero *Prosthogonimus* depositado na Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz e concluíram que, apesar da sua variação morfológica, todos espécimes analisados pertenciam a uma única espécie: *Prosthogonimus ovatus*. Segundo Boddeke (1960), existem poucas características válidas para a diferenciação interespecífica. Em *Prosthogonimus* a proporção entre os diâmetros da ventosa oral e do acetábulo, seria uma das características mais aceitáveis para tal classificação, porém essa comparação só é válida se realizada entre espécimes com aproximadamente a mesma idade e tamanho, encontrados no mesmo hospedeiro e no mesmo sítio de infecção.

No Brasil, *P. ovatus* foi registrada na bolsa de Fabricius de *Gallus gallus domesticus* (Linnaeus, 1758) e nas aves silvestres, *Theristicus caerulescens* (Vieillot, 1817), *Mesembrinibis cayennensis* (Gmelin, 1789), *Piaya cayana* (Linnaeus, 1766), *Monasa nigrifrons* (Spix, 1824), *Cyanocorax cyanomelas* (Vieillot, 1818) e *Xiphorhynchus guttatus* (Lichtenstein, 1820) e *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789) (Monteiro *et al.*, 2007; Travassos, 1928; Travassos *et al.*, 1969).

Segundo Boddeke (1960), o ciclo de vida de *P. ovatus* envolve dois hospedeiros intermediários, o primeiro é um molusco aquático e o segundo são formas jovens, as ninfas, de Odonata. No molusco, se desenvolvem as xifidiocercárias - cercárias com um estilete na borda anterior da ventosa oral com o qual penetra ativamente no hospedeiro. Essas xifidiocercárias penetram nas larvas das libélulas e se transformam em metacercárias. Para a ave ser infectada, deverá ingerir formas jovens de libélulas e/ou adultas com metacercárias encistadas. A partir desse momento, *P. ovatus* consegue concluir seu ciclo no hospedeiro definitivo em questão. (Boddeke, 1960).

Na relação do material examinado por Kohn e Fernandes (1972), não há relatos de *P. ovatus* para o Brasil e *A. cunicularia* não é citada por essas autoras na relação de hospedeiros para o helminto. Kinsella (2001) realizou um trabalho sobre a helmintofauna de cinco espécies de corujas e, nesse estudo, *Prosthogonimus ovatus* foi encontrado parasitando *A. cunicularia*. Como Boddeke (1960) mencionou em seu trabalho, a única característica válida para a diferenciação interespecífica em *Prosthogonimus* é a proporção entre os diâmetros da ventosa oral e do acetábulo, que neste trabalho está dentro dos padrões citados.

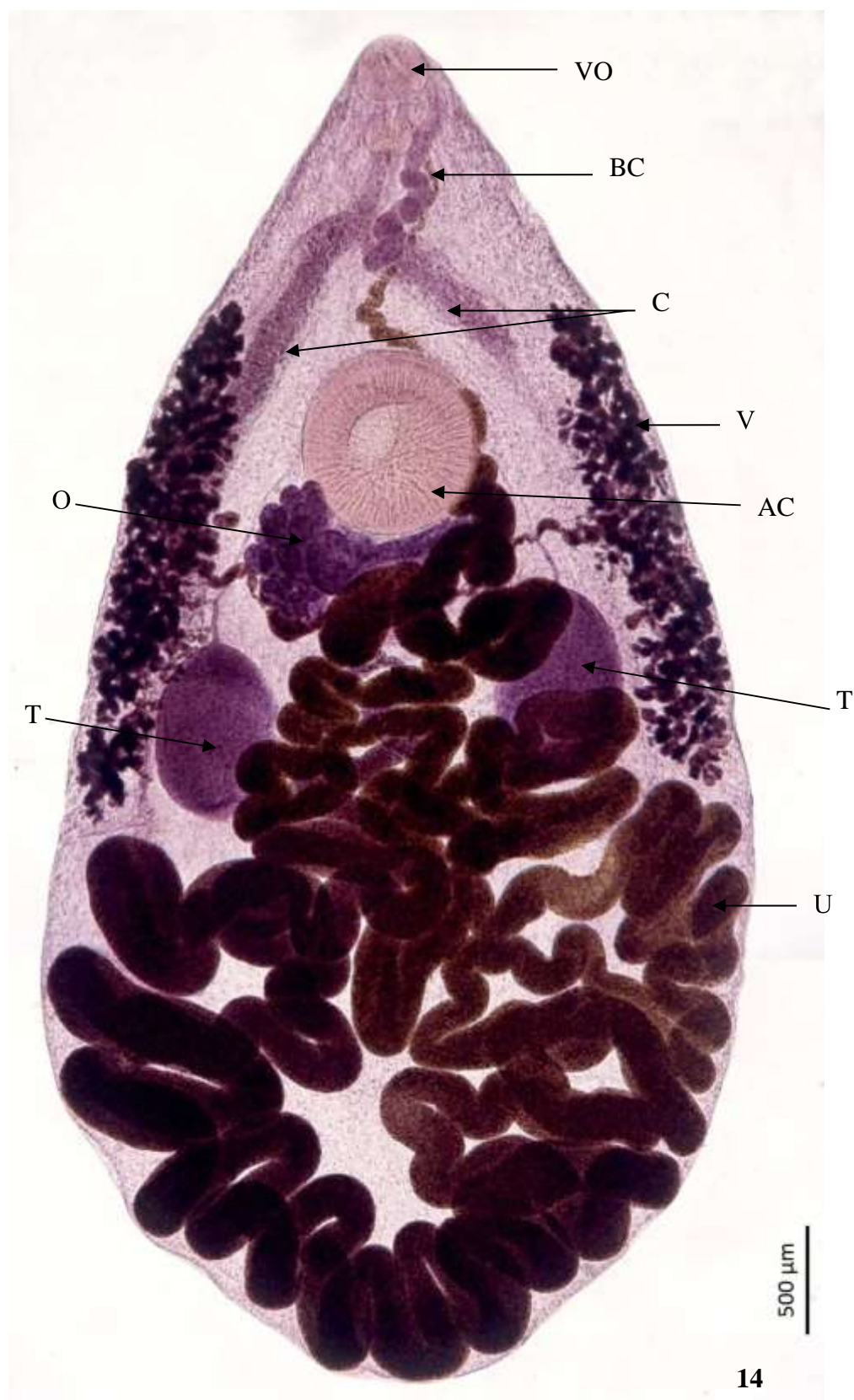


Figura 14: Fotomicrografia de *Prosthogonimus ovatus* montado “in toto”; barra= 500μm. VO-ventosa oral; BC – bolsa do cirro; C - ceco; AC - acetábulo; T- testículo; O - ovário; V- vitelária; U- útero.



Figura 15: Fotomicrografia da região anterior de *Prosthogonimus ovatus*; barra= 100μm. PG – poro genital; E – esôfago; F – faringe.

Família Dicrocoeliidae Odhner, 1911

Subfamília Dicrocoeliinae Looss, 1899

Gênero *Athesmia* Looss, 1899

Athesmia atillae Travassos, 1917

(Figuras 16-18)

Descrição: Baseada em 6 espécimes montados “*in toto*” e corados com Carmim Acético. Corpo delgado, alongado e achatado, com as extremidades arredondadas com 4,25mm (4,25; n=1) de comprimento por 0,21 a 0,53mm ($0,36 \pm 0,28$; n=6) de largura. Ventosa oral subterminal, 190 a 300 ($235 \pm 60,82$; n=4) de comprimento por 150 a 230 ($202,5 \pm 40,41$; n=4) de largura. Acetábulo pré-equatorial, 175 a 207,5 ($178 \pm 26,02$; n=5) de comprimento por 150 a 200 ($155,5 \pm 26,96$; n=5) de largura. “Forebody” com 0,58 a 0,63mm ($0,59 \pm 0,28$; n= 2) e “Hindbody” com 1,59 a 2,92mm ($2,25 \pm 0,94$; n=2) de comprimento. Faringe com 47,5 a 112,5 ($82,5 \pm 28,98$; n=3) de comprimento por 62,5 a 87,5 ($81,66 \pm 22,98$; n=3) de largura. Esôfago com 100 a 400 ($187,5 \pm 28,86$; n=4) de comprimento. Cecos longos com bifurcação anterior ao acetábulo de igual comprimento ultrapassando o campo da vitelária. Testículos “*in tandem*” ou oblíquos, lobados, pós-acetabulares, pré-ovarianos e intercecais, separados por alça uterina. Testículo anterior com 130 a 250 ($175 \pm 25,16$; n=6) de comprimento por 130 a 380 ($213,33 \pm 100,66$; n=6) de largura; testículo posterior com 150 a 250 ($182 \pm 51,31$; n=5) de comprimento por 200 a 350 ($242 \pm 76,37$; n=5) de largura. Bolsa do cirro piriforme, no eixo longitudinal médio do corpo e entre a bifurcação cecal e o acetábulo, 100 a 400 ($213,75 \pm 68,98$; n=4) de comprimento por 50 a 70 ($61,37 \pm 10$; n=4) de largura. Poro genital pré-acetabular, logo abaixo da bifurcação cecal. Ovário lobado, intercecal, deslocado para a esquerda ou direita do corpo, 120 a 200 ($160 \pm 21,21$; n=4) de comprimento por 100 a 230 ($170 \pm 91,92$; n=4) de largura. Receptáculo seminal presente. Vitelária unilateral, 0,83 a 1,61 ($1,22 \pm 0,55$; n=2) de comprimento, com folículos compreendendo todo o comprimento dos cecos iniciando próximo à região ovariana, no campo oposto ao ovário. Útero longo, ocupando metade do comprimento total do corpo. Ovos com 25 a 33 ($29,6 \pm 2,12$; n=5) de comprimento por 13 a 17 ($15,4 \pm 1,41$, n=5) de largura. Vesícula excretora tubular. Poro excretor terminal.

Resenha taxonômica:

Hospedeiro: *Athene cunicularia*

Local de infecção: ductos biliares e fígado

Localidade: Imbé - RS e São Francisco do Sul - SC, Brasil

Prevalência: 16,66%

Intensidade média de infecção: 19,2 espécimes/hospedeiro

Abundância média de infecção: 3,20 espécimes/hospedeiro

Amplitude de infecção: 2-38 espécimes/hospedeiro

Comentários

Yamaguti (1971) redescreveu a família Dicrocoeliidae e a organizou em quatro subfamílias: Stromitrematinae Yamaguti, 1958, Dicrocoeliinae, Platynotrematinae Yamaguti, 1971 e Proacetabulorchiinae Odening, 1964. Com características específicas, a subfamília Dicrocoeliinae estava dividida em sete tribos, dentre elas, a tribo Athesmiini. Uma das particularidades desta tribo é a presença de uma vitelária unilateral, apresentando dois gêneros com espécies parasitas de aves: *Unilaterilecithum* Skrjabin e Evranova, 1953 parasitos do fígado das aves e *Athesmia* parasitos da vesícula e ductos biliares de aves e mamíferos (Travassos *et al.*, 1969; Yamaguti 1971).

Com a reorganização da família, considerou-se as subfamílias Dicrocoeliinae, Proacetabulorchiinae, e duas novas: Leipertrematinae Yamaguti, 1958 e Prosolecithinae Yamaguti, 1971 e a categoria tribo não foi mais usada. A subfamília Dicrocoeliinae lista 18 gêneros, entre eles *Athesmia* (Pojmańska, 2008).

Nasir *et al.* (1969) relataram caracteres compartilhados entre os gêneros *Athesmia* e *Unilaterilecithum* considerando-os sinônimos. Lamothe-Argumedo *et al.* (2005) consideraram o caráter da vitelária unilateral como diagnose da subfamília Dicrocoeliinae. Pojmańska (2008) manteve como gêneros separados.

Yamaguti (1971) reconheceu 11 espécies pertencentes ao gênero *Athesmia*, e considerou nove delas como possíveis parasitos de aves: *Athesmia heterolechithodes* (Braun, 1899) Looss, 1899, *Athesmia attilae*, *Athesmia butensis* Petri, 1942, *Athesmia jolleie* Schell, 1957, *Athesmia kassimovi* Feizullaev, 1961, *Athesmia pricei* McIntosh, 1937, *Athesmia reelfooti* Denton in Petri, 1942, *Athesmia rudecta* (Braun, 1901) Travassos, 1941 e *Athesmia wehri* McIntosh, 1937; duas espécies sendo parasitas de mamíferos: *Athesmia foxi* Goldberger e Crane, 1911 e

Athesmia parker (Vigueras, 1942). Dronen (2014) em seu estudo com o pássaro, *Rallus longirostris* Boddaert, 1783 (Gruiformes, Rallidae) descreveu mais uma espécie para o gênero, *Athesmia ralli* Dronen, 2014 elevando a 12 o número de espécies do gênero *Athesmia*.

Com relação à classificação e distribuição das espécies do gênero *Athesmia* há um equívoco atribuído pela dificuldade de visualização de algumas características fundamentais, que levam à determinação das espécies. Um exemplo, conforme Dronen (2014), é a distribuição dos campos vitelinos, característica da subfamília Dicrocoeliidae, mas que é particular nesta espécie, pois além de única, é mais extensa do que o descrito anteriormente para membros da família. O autor ainda ressalta que outras características são importantes na determinação das espécies. Outra observação apontada pelo autor é que há uma diferença no que diz respeito ao comprimento dos cecos nas espécies da família, que levam à distinção das mesmas.

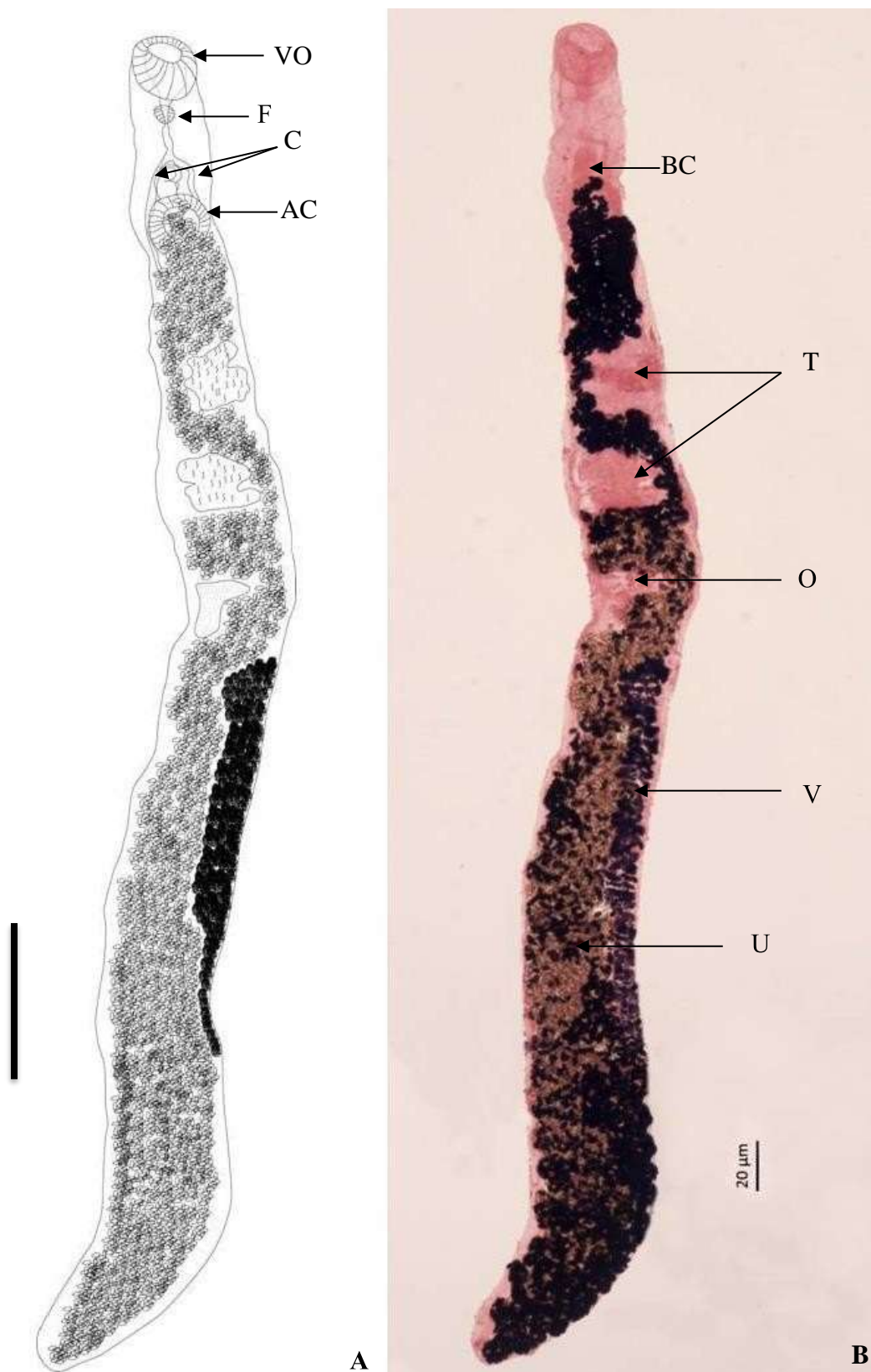
Considerando, então que, as descrições originais de *A. atillae*, realizada por Travassos (1917) foram um tanto quanto mínimas e não continham uma gama de ilustrações ou informação básica referente aos cecos das espécies analisadas, a identificação das espécies poderia levar a uma conclusão errada. Segundo Dronen (2014) a dificuldade na visualização do ceco, por exemplo, nas espécies pode ser um fator limitante para a determinação das espécies e, no caso das descrições antigas, com base nas limitações das observações de Travassos, o autor colocou apenas uma informação, que dava a entender que ambos os cecos se estendiam para perto da extremidade posterior do corpo.

Travassos (1941) sinonimizou *A. atillae* com *A. rudecta* e mais tarde, o mesmo autor Travassos (1944), forneceu uma ilustração do que se tinha como o tipo de *A. atillae* e medidas adicionais foram registradas - comprimento e largura dos ovos, comprimento do corpo, comprimento do esôfago e ventosa oral - o que poderia representar uma espécie diferente. Após esses adventos, outras publicações de espécimes identificados como *A. reducta* que na verdade corresponde ao tipo de corpo de *A. atillae* foram observadas, mostrando um tipo de ceco intestinal que se estende bem posterior à vitelária.

Partindo desse pressuposto, Dronen (2014) propôs uma nova diagnose para o gênero *Athesmia* baseada em caracteres específicos como a extensão posterior do ceco em relação à vitelária. Essa nova diagnose sugere dois tipos básicos de morfologia corporal e disposição dos cecos: o tipo *atillae* e o tipo *heterolechithodes*. No tipo de corpo *atillae* (*A. atillae*, *A. butensis*, *A. ralli*, *A. reelfooti*, *A. wehri*) os cecos, ainda que desiguais, se estendem até perto do nível da extremidade posterior do campo vitelínico e em algumas espécies pode ultrapassá-lo. No corpo tipo *heterolechithodes*, que inclui as espécies *A. foxi*, *A. parkeri*, *A. heterolechithodes*, *A. jolleie*, *A. kassimovi*, um dos cecos vai se estendendo em direção à vitelária, porém termina próximo

do início da mesma, ou seja, não ultrapassa esse campo, ficando próximo da margem anterior dessa vitelária. Em contrapartida, o ceco oposto, se estende até a margem posterior do corpo e termina na porção final, dando uma característica particular no tamanho desses cecos para as espécies desse “tipo” (Ederli *et al.*, 2018).

Considerando as semelhanças entre as espécies do gênero descritas em diferentes trabalhos e que as espécies do gênero *Athesmia* apresentam diferenças morfológicas e morfometrias muito sutis - mesmo quando coletadas no mesmo hospedeiro - a identificação da espécie de *Athesmia* do presente estudo seguiu a classificação proposta por Dronen(2014). Os passos da chave levaram à identificação dos espécimes como *Athesmia atillae*, pelas características como o comprimento do corpo com menos de 5.0mm e a característica dos cecos que condizem com a espécie supracitada.



Figuras 16: A-Diagrama incompleto de *Athesmia atillae*; barra= 500µm. B-Fotomicrografia *Athesmia atillae* montado “in toto”; barra= 20µm. VO – ventosa oral; F – faringe; C – cecos; AC – acetábulo; BC – bolsa do cirro; T - testículo; O - ovário; V- vitelária; U- útero.

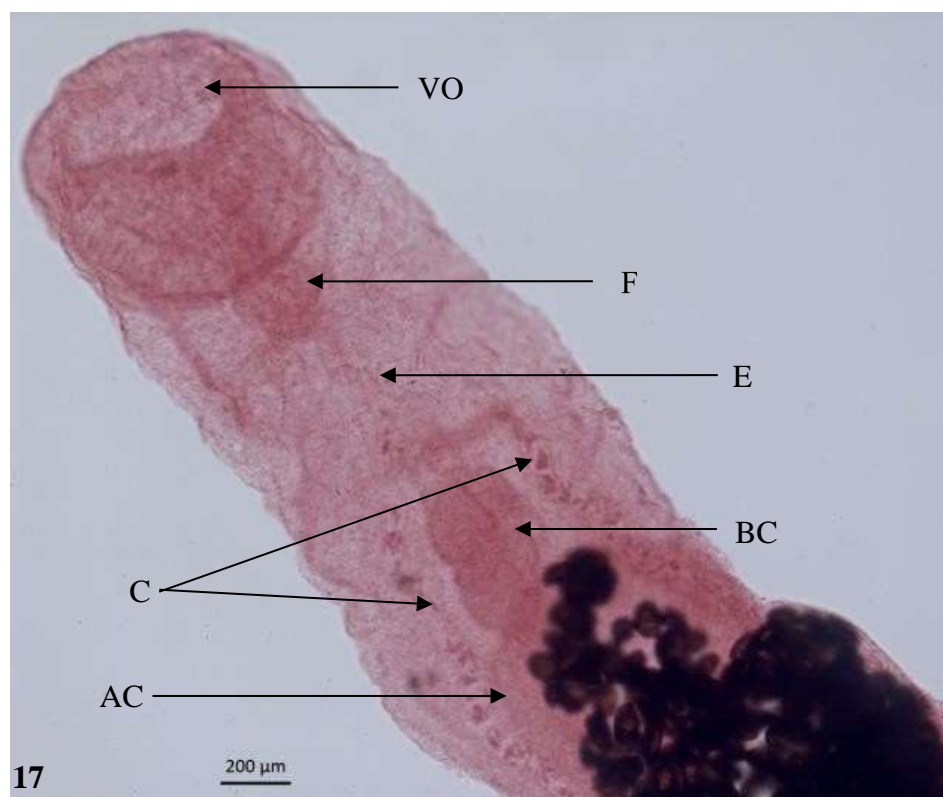


Figura 17: Fotomicrografia da região anterior de *Athesmia atillae*; barra= 200μm. VO - ventosa oral; F - faringe; E – esôfago; BC – bolsa do cirro; C - ceco; AC – acetábulo.



Figura 18: Fotomicrografia dos ovos de *Athesmia atillae*; barra= 50μm. OV – ovo.

Subfamília Dicrocoeliinae Looss, 1899

Tribo Eurytrematini Yamaguti, 1958

Conspicuum conspicuum (Faria, 1912) Bhalerao, 1936

(Figuras 19 -20)

Descrição: Baseada em um espécime montado “*in toto*” e corado com hematoxilina de Delafield. Corpo sub-elipsóide, com 6,41mm de comprimento e 2,46mm de largura máxima. Tegumento com papilas cônicas. Ventosa oral subterminal medindo 454,25 de comprimento e 454,25 de largura. “Forebody” com 4,34mm de comprimento e “Hindbody” com 1,77mm de comprimento. Acetábulo no final do terço anterior do corpo medindo 572,75 de comprimento e 671,5 de largura e distante 1,44mm da extremidade anterior do corpo. Faringe com 197,5 de comprimento por 493,75 de largura. O testículo esquerdo mede 493,75 de comprimento e 474 de largura, e o testículo direito tem 414,75 de comprimento e 454 de largura. Poro genital localiza-se na superfície ventral no nível da faringe. Ovário submediano, pós-testicular, medindo 592,5 de comprimento e 493,75 de largura. Vitelária direita medindo 1,85mm de comprimento e esquerda medindo 2,56mm, com folículos pequenos, estendendo-se nos campos extracecais do nível testicular até próximo ao que parece ser o final dos cecos. Útero ventral ocupando a maior parte da região posterior ao acetábulo. Ovos com 42 de comprimento e 23 de largura. Vesícula excretora levemente dilatada na extremidade terminal. Poro excretor terminal.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Athene cunicularia*

Local de infecção: vesícula biliar

Localidade: Imbé - RS, Brasil

Prevalência: 1,58%

Intensidade média de infecção: 1 espécime/hospedeiro

Abundância média de infecção: 0,03 espécime/hospedeiro

Amplitude de infecção: 1 espécime/hospedeiro

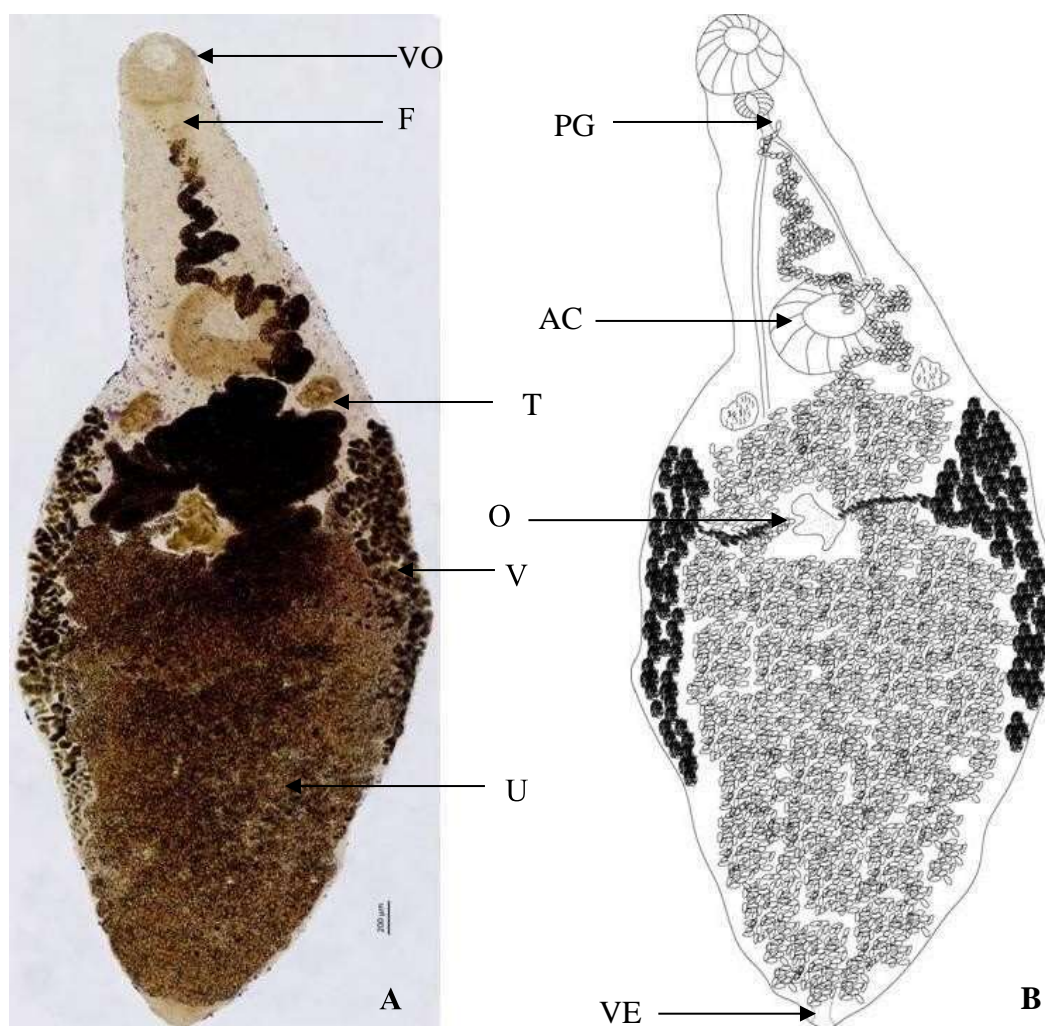
Comentários

A revisão da literatura pertinente ao gênero *Conspicuum* indica que Bhalerao (1936), em um estudo de trematódeos da Índia, revisou o gênero *Eurytrema* (Loss, 1907) e reconheceu nesse grupo cinco subgêneros: *Pancreaticum*, *Concinnum*, *Conspicuum*, *Skrjabinus* e *Lubens*. Storm (1940) reexaminou material proveniente da Europa e Ásia e propôs várias alterações em relação ao gênero *Eurytrema*. O autor em questão, revisou todos os gêneros e elevou os subgêneros de Bhalerao para classificação genérica completa. Travassos (1944), aparentemente sem saber do artigo de Storm, também elevou os subgêneros *Concinnum* e *Conspicuum* de Bhalerao à classificação genérica, mas manteve *Lubens* e *Skrjabinus* como subgêneros.

Bhalerao (1936) incluiu no subgênero *Conspicuum* àquelas formas com o poro genital anterior aos cecos, útero confinado à metade posterior do corpo, vitelária ocupando quase metade do comprimento do corpo e acetábulo maior que a ventosa oral. Ele determinou duas espécies, a partir de *Dicrocoelium conspicuum*: *Eurytrema conspicuum* (Faria, 1912) e *Eurytrema pulchrum* Travassos, 1919 e, nesse sentido colocando-as no subgênero *Eurytrema*, as duas subespécies passaram a ser classificadas como *Eurytrema (Conspicuum) conspicuum* Faria, 1912 e *Eurytrema (Conspicuum) pulchrum* Travassos, 1919.

Após esse evento, Travassos (1944) considerando algumas estruturas como a porção terminal do útero, o poro genital e a bolsa do cirro, separou a espécie do gênero *Eurytrema*. *Conspicuum conspicuum* possui uma morfologia parecida *Eurytrema coelomaticum* (Giard e Billet 1892) Looss, 1907 exceto pela ausência de nó de alças uterinas na região anterior, próximo ao acetábulo, pela posição do poro genital e pela fusão dos canais deferentes antes de penetrarem na bolsa do cirro (Travassos, 1944).

Devido sua complexidade, os estudos dos ciclos de vida das espécies desses parasitos ainda permanecem escassos. O que se sabe é que, assim como a todas as espécies de digenéticos *Conspicuum conspicuum* também necessita de hospedeiros intermediários moluscos para completar seu ciclo. Patten (1952) realizou infecções experimentais em aves de zoológicos, mais especificamente *Quiscalus quiscula quiscula* (Linnaeus, 1758) com moluscos infectados com *Conspicuum icteridorum* Denton e Byrd, 1951 e concluiu que este digenético possui como primeiro hospedeiro intermediário o molusco *Zonitoides arboreus* (Say, 1817). Este é o primeiro registro de *Conspicuum conspicuum* em coruja-buraqueira *Athene cunicularia*.



Figuras 19: A – Fotomicrografia de *Conspicuum conspicuum* montado “*in toto*”; barra= 200μm. B - Diagrama incompleto de *Conspicuum conspicuum*; barra= 200μm. VO - ventosa oral; F - faringe; AC - acetábulo; T – testículo; U – útero; PG – poro genital; VE – vesícula excretora.



Figura 20: Fotomicrografia dos ovos de *Conspicuum conspicuum*; barra= 20μm. OV - Ovos.

Família Dicrocoeliidae Looss, 1899

Subfamília Leiptrematinae Yamaguti, 1958

Gênero *Lubens* Travassos, 1919

Lubens lubens (Braun, 1901) Strom, 1940

(Figuras 21-22)

Descrição: Baseada em cinco indivíduos montados “*in toto*” e corados com hematoxilina de Delafield. Corpo oval podendo, dentro desse padrão, ser mais oval alongado, medindo de 3,33mm a 3,49mm (3,44; 1,22; n=5) de comprimento e 1,24mm a 1,50mm (1,39 ± 1,20; n=5) de largura. Comprimento do “Hindbody” 2,42mm a 2,80mm (2,62 ± 1,88; n=5). Comprimento do “Forebody” de 691,25 a 987,5 (790 ± 171,04; n=5). Ventosa oral subterminal, arredondada com 197,5 a 395 (322,58 ± 108,77; n=5) de comprimento e 375,25 a 474 (427,91 ± 49,79; n=5) de largura. Acetábulo bem desenvolvido, um pouco maior que a ventosa oral, situado na região anterior do corpo 430 a 490 (470 ± 34,64; n=5) de comprimento e 420 a 520 (470 ± 50; n=5) de largura com distância em relação a região anterior de 420 a 740 (610 ± 168,22; n=5). Faringe em forma globular com 57,7 a 100 (83,5 ± 22,61; n=5) de comprimento e 110 a 120 (113,33 ± 5,77; n=5) de largura. Esôfago curto com 80 a 100 (88,33 ± 10,40; n=5) de comprimento. Cecos longos e largos, chegando na extremidade posterior do corpo com valores atingindo 2,27mm a 2,8mm (2,56 ± 296,25; n=5) de comprimento. Bolsa do cirro pequena medindo 170 a 320 (263,33 ± 81,44; n=5) de comprimento e 70 a 120 (93,33 ± 25,16; n=5) de largura. Testículos intercecais, arredondados, levemente iguais no tamanho e simétricos. Testículo esquerdo com valores entre 200 a 290 (240 ± 45,82; n=5) de comprimento e 170 a 400 (256,66 ± 125,03; n=5) de largura. Testículo direito medindo 190 a 280 (236,66 ± 45,09; n=5) de comprimento e 230 a 300 (273,33 ± 37,85; n=5;) de largura. Ovário arredondado, localizado atrás dos testículos e separado deles por alças do útero. Valores entre 100 a 350 (193,33 ± 136,50; n=5) de comprimento e 197,5 a 533,25 (375,25 ± 168,74; n=5) de largura. Vitelária composta de folículos, que ocupam a região entre acetábulo e testículos, com 0,70mm a 1,06mm (0,88 ± 0,16; n=5) de comprimento. Útero ocupando todo o espaço posterior do corpo. Poro genital mediano, entre a faringe e o acetábulo, bem próximo a porção final da faringe. Ovos operculados medindo 41 a 42 (41,66 ± 0,57; n=15) de comprimento e 22 a 29 (26,33 ± 3,78; n=15) de largura. Poro excretor terminal.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: *Athene cunicularia*

Local de Infecção: vesícula biliar

Localidade: Imbé - RS e São Francisco do Sul - SC, Brasil

Prevalência: 6,66%

Intensidade Média de Infecção: 4,50 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,30 helminto/hospedeiro

Amplitude de infecção: 5 helmintos/hospedeiro

Comentários

Lubens lubens foi descrito por Braun (1901) primeiramente como *Dicrocoelium lubens* Braun, 1901, parasitando o pássaro galo-da-serra *Rupicola rupicola* (Linnaeus, 1766) (Passeriformes, Cotingidae) no Brasil. Posteriormente, Travassos (1944) revisando as descrições originais da espécie e de outros gêneros, principalmente *Eurytrema*, sinonimizou todas as espécies como *Eurytrema (Lubens) lubens*. A espécie parasita vesícula biliar e fígado de várias espécies de aves (Travassos *et al.*, 1969; Tallman e Tallman, 1994).

Travassos (1944) observou espécies de pássaros do gênero *Hylophylax* Ridgway, 1909 que continham espécimes de *Lubens lubens* e que estes eram bastante variáveis em relação ao tamanho. Posteriormente, Heyneman *et al.* (1960) descreveram uma nova espécie, *Lubens phelpsi* Heyneman, Brenes e Díaz Ungría, 1960 com base em um espécime encontrado parasitando o anambé-preto, *Cephalopterus ornatus* Geoffroy Saint-Hilaire, 1809 (Cotingidae) da Venezuela. Esses autores consideraram válidas todas as espécies sinonimizadas com *L. lubens* por Travassos (1944), e caracterizaram *L. phelpsi* por ter a ventosa oral maior que o acetábulo e um corpo maior.

Tallman e Tallman (1994) encontraram *Lubens lubens* na vesícula biliar de *Hylophylax poecilonota* (Cabanis, 1847) e *Phlegopsis erythroptera* (Gould, 1855) e nos ductos biliares de *Pyptila stellaris* (Spix, 1825) e *Thamnomanes ardesiacus* (Sclater e Salvin, 1867). O gênero *Lubens* é considerado válido e todas as espécies apresentam grande variação morfológica e pouca especificidade ao hospedeiro (Lamothe-Argumedo, 1979).

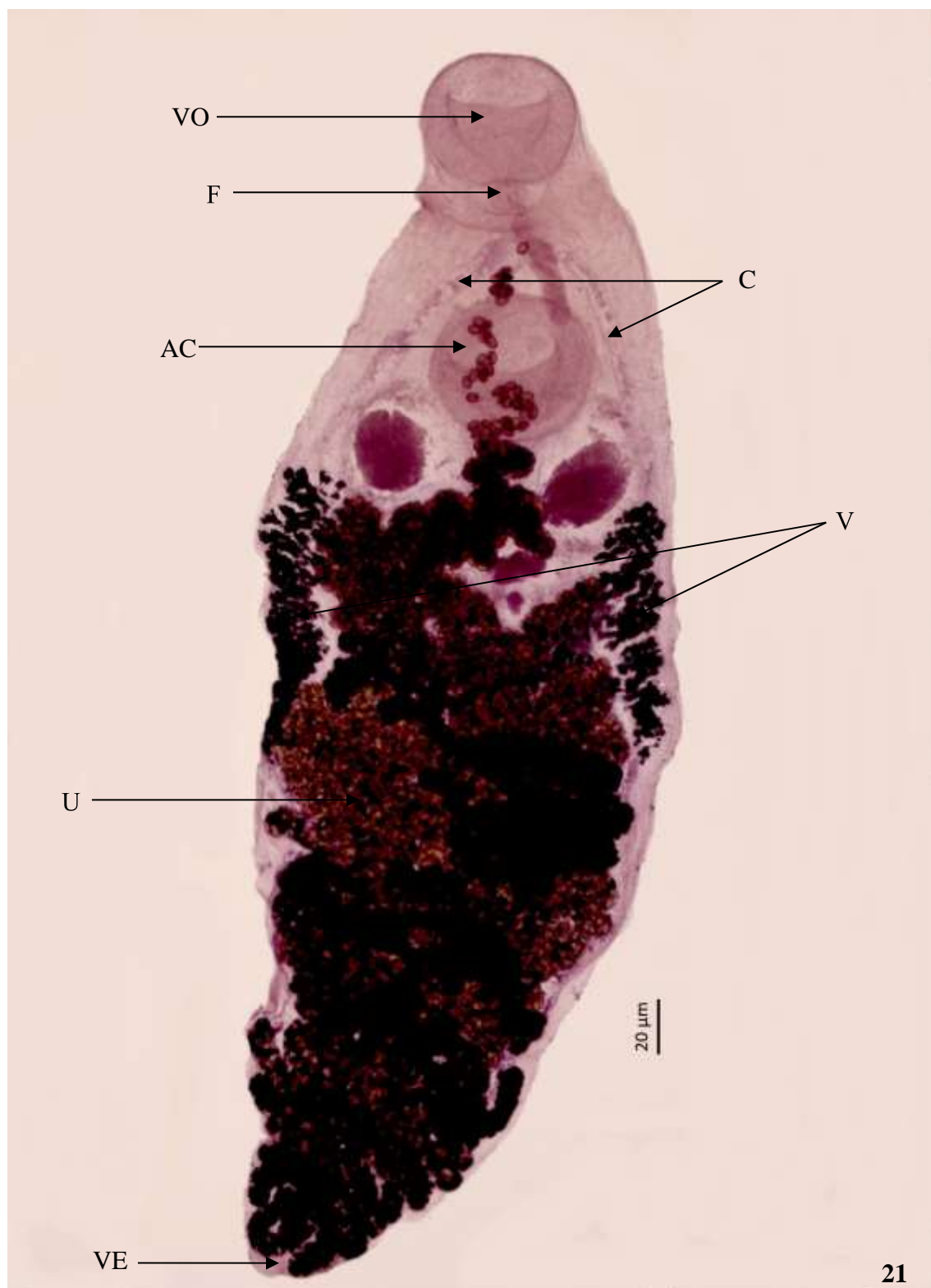


Figura 21: Fotomicrografia de *Lubens lubens* montado “in toto”; barra= 20μm. VO – ventosa oral; F – faringe; C – cecos; AC – acetábulo; V – vitelária; - U – útero; VE – vesícula excretora.

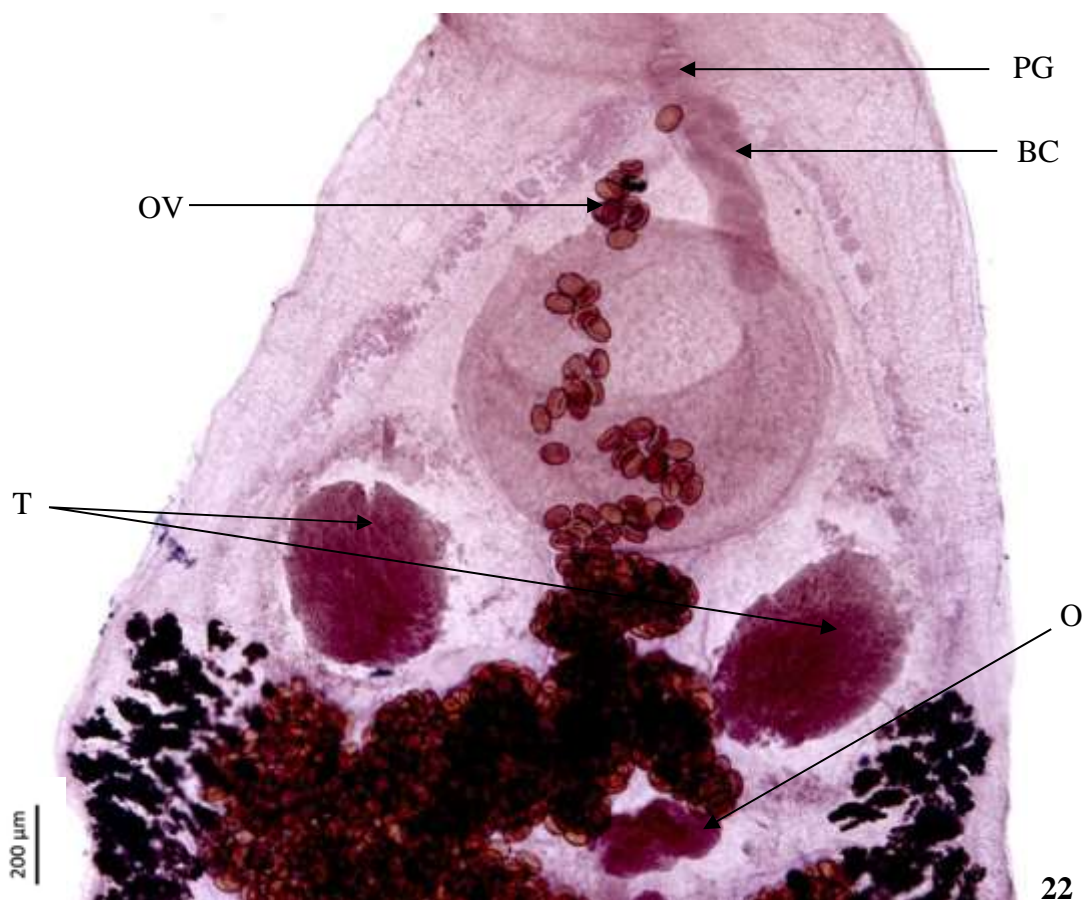


Figura 22: Fotomicrografia da região anterior de *Lubens lubens*; barra= 200μm. PG – poro genital; BC – bolsa do cirro; OV – ovo; T - testículo; O – ovário.

Classe Trematoda Rudolphi, 1808

Subclasse Digenea Carus, 1863

Digenético não identificado (Figura 23)

Descrição: baseada em 19 espécimes montados “*in toto*”. Corpo alongado, 2,22mm – 7,90mm ($6,21 \pm 1,90$; n=9) de comprimento, 0,32mm – 1,46mm ($0,98 \pm 0,36$; n=9) de largura. “Forebody” 1,01mm – 1,52mm ($1,24 \pm 0,39$; n=9) de comprimento, “Hindbody” 2,52mm – 6,57mm ($4,16 \pm 2,17$; n=9) de comprimento. Ventosa oral 230 – 290 ($262,85 \pm 24,29$; n=9) de comprimento, 280 – 300 ($294,28 \pm 7,86$; n=9) de largura. Acetábulo situado no terço anterior do corpo, 300 – 340 ($317,14 \pm 16,03$; n=9) de comprimento, 320 – 460 ($368,57 \pm 46,70$; n=9) de largura. Pré-faringe curta, 30 – 70 ($48,33 \pm 13,29$; n=9) de comprimento. Faringe com 120 – 190 ($157,14 \pm 28,70$; n=9) de comprimento e 130 – 220 ($177,14 \pm 26,90$; n=9) de largura. Esôfago curto e fino, 500 (n=1) de comprimento. Cecos intestinais situados junto às bordas laterais do corpo com cerca de 4,90 – 6,32 ($5,79 \pm 4,99$; n=9) de comprimento. Poro genital pré-acetabular. Bolsa do cirro arredondada, longa e pré-acetabular, 390 – 500 ($432,85 \pm 39,88$; n=9) de comprimento, 100 – 230 ($172,85 \pm 46,80$; n=9) de largura. Testículos situados na metade posterior do corpo; testículo anterior 400 – 720 ($574,28 \pm 115,88$; n=9) de comprimento, 310 – 530 ($394,28 \pm 79,97$; n=9) de largura; testículo posterior 570 – 820 ($670 \pm 76,15$; n=9) de comprimento, 320 – 560 ($421,42 \pm 82,95$; n=9) de largura. Ovário arredondado, mediano, localizado entre o acetábulo e o testículo anterior, 1600 – 340 ($281,42 \pm 52,27$; n=9) de comprimento, 150 – 553 ($337,57 \pm 157,91$; n=9) de largura. Receptáculo seminal localizado ventralmente ao ovário. Vitelária com grande extensão, 3,95mm – 7,30mm ($6,26 \pm 1,14$; n=9) de comprimento. Útero distribuído entre o acetábulo e o ovário. Ovos, 117 – 150 ($134,64 \pm 10,55$; n=27) de comprimento, 55 – 77,5 ($70 \pm 7,73$; n=27) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: *Athene cunicularia*

Local de Infecção: cloaca

Localidade: Imbé - RS e São Francisco do Sul - SC, Brasil

Prevalência: 6,66%

Intensidade Média de Infecção: 9,50 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,63 helminto/hospedeiro

Amplitude de Infecção: 1-18 helminto/hospedeiro

Comentários

Os espécimes não identificados de digenético proveniente da cloaca de *A. cunicularia* se assemelha morfológicamente às espécies do gênero *Echinostoma* Rudolphi, 1809, porém ao percorrer-se as chaves de identificação, houve conflito quanto à presença de um colar muscular na região anterior do corpo e se o mesmo possuía uma ou duas fileiras de espinhos (Kostadinova e Jones, 2005).

Essa característica não foi observada em nenhum dos espécimes. As variações morfológicas, principalmente em relação ao número de espinhos na região anterior dos equinostomatídeos são relativas. Muitas espécies desse gênero possuem entre 37 espinhos (Beaver, 1937) e 40 espinhos (Doerksen, 1969). Bartmann (2009) considera que os espinhos podem ser perdidos durante o processo técnico em laboratório, ou ainda no processo de armazenamento dos hospedeiros. Não foi observado nenhuma cicatriz da presença desses espinhos nos espécimes coletados de *A. cunicularia*. Esses e outros aspectos morfológicos não se encaixam no gênero.

Embora os espécimes estivessem relativamente em bom estado e as preparações permitiram uma boa visualização dos órgãos internos, reforça-se a premissa de que esse material biológico deve ser coletado imediatamente após a morte do hospedeiro, evitando, inclusive, seu congelamento. Existem estruturas nos helmintos (principalmente dos digenéticos) ao exemplo dos ganchos e espinhos, que são muito sensíveis. Qualquer manejo equivocado, demora na coleta, tempo de *post mortem*, podem ser um agravo à qualidade do material, prejudicando sua identificação.

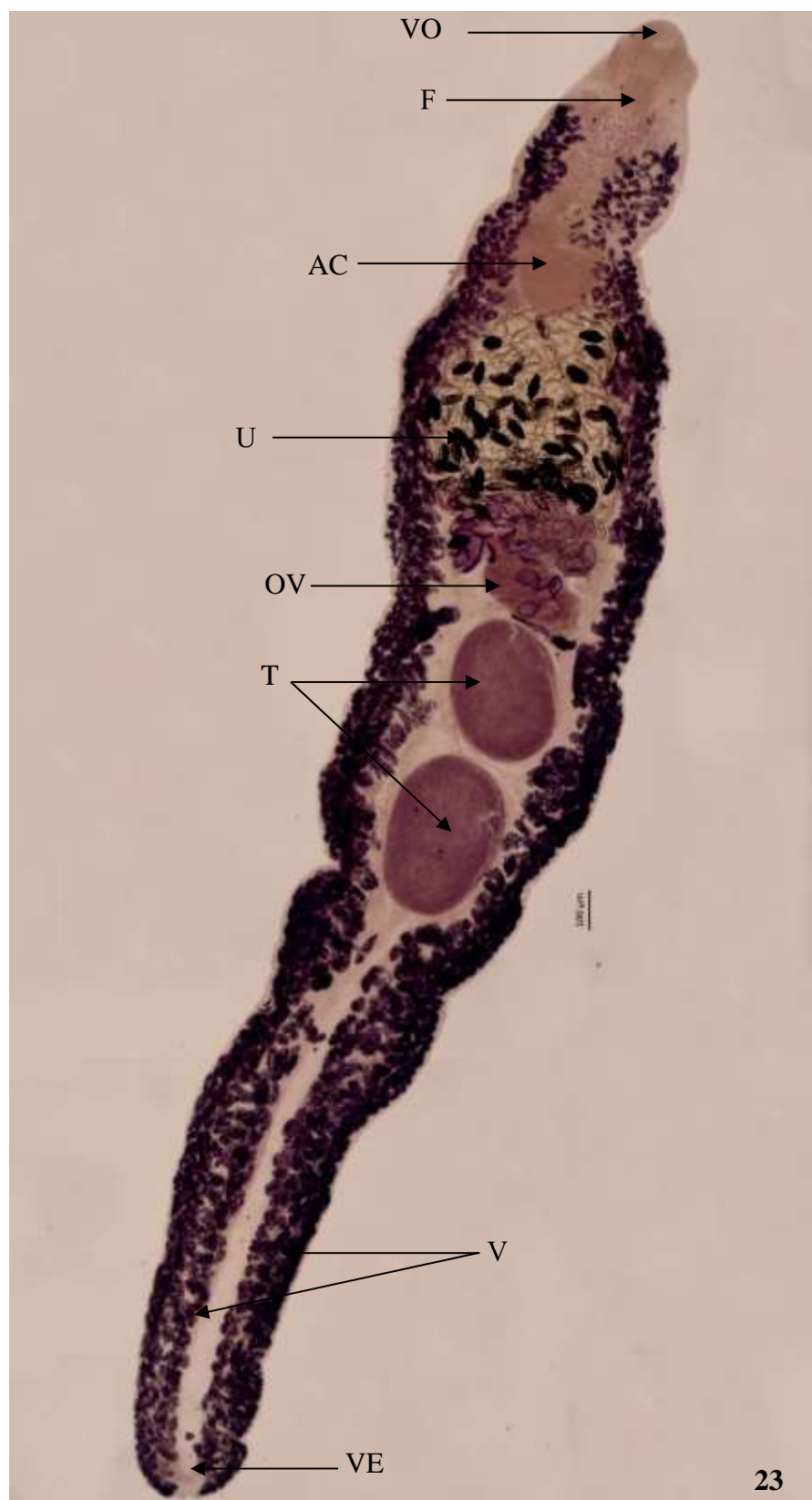


Figura 23: Fotomicrografia de digenético não identificado, montado “*in toto*”; barra= 100 μ m. VO – ventosa oral; F – faringe; AC – acetábulo; V – vitelária; - U – útero; VE – vesícula excretora; OV – ovário; T- testículos.

4.1.2 Acantocéfalos

Filo Acanthocephala Rudolphi, 1808

Classe Palaeacanthocephala Meyer, 1931

Ordem Polymorphida Petrochenko, 1956

Família Centrorhynchidae Van Cleave, 1916

Subfamília Centrorhynchinae Van Cleave, 1916

Gênero *Centrorhynchus* Luehe, 1911

Centrorhynchus globocaudatus (Zeder, 1800)

(Figuras 24 - 37)

Descrição: baseada em 31 espécimes, oito machos e 23 fêmeas montados “*in toto*” e corados com Carmim Acético. Corpo alongado e cilíndrico, com coloração branco-leitosa. Tronco sem espinhos. Probóscide longa, dividida em duas partes por uma constrição, região apical mais arredondada, levemente dilatada no terço médio, onde estão os maiores ganchos. Armada com cerca de 30 fileiras longitudinais com 18 a 22 ganchos: 7 a 8 na porção anterior da probóscide (os primeiros 5 ou 6 com raízes mais longas e com ganchos direcionados posteriormente); depois, 3 a 4 ganchos curtos, transicionais com raízes em forma de escudo com processos anterior e posterior e os ganchos remanescentes com número de 8 a 10 respectivamente, na parte posterior da probóscide, espiniformes e com raízes reduzidas. Pescoço cilíndrico. Receptáculo da probóscide com parede dupla, cilíndrica, unida à uma constrição. Testículos ovais e alongados, “*in tandem*” levemente sobrepostos, ocupando a parte anterior do corpo. Glândula de cimento com três a quatro tubos longos, começando logo atrás dos testículos.

Machos: corpo medindo de 16,98mm a 22,57mm de comprimento ($18,64 \pm 2,28$; n=8) e 0,71mm a 0,88mm ($0,82 \pm 0,65$; n=8) de largura. Probóscide, 493,75 a 790 ($686,31 \pm 90,65$; n=8) de comprimento, 177,75 a 296,25 ($259,25 \pm 42,76$; n=8) largura. Ganchos aumentando de tamanho a partir da extremidade. Ganchos apicais com raiz possuindo 25 a 50 ($37,21 \pm 8,47$; n=24) de comprimento e 9,2 a 12 ($10,14 \pm 0,86$; n=24) de largura. Lâmina variando de 23,7 a 40 ($37,33 \pm 6,64$; n=24) de comprimento e 7,9 a 12,5 ($10,67 \pm 1,66$; n= 24) de largura. Ganchos

intermediários com raiz possuindo 10 a 17,5 ($13,82 \pm 2,90$; $n=24$) de comprimento e 5,9 a 10 ($8,7 \pm 1,70$; $n=24$) de largura e lâmina variando de 25 a 32,5 ($29,81 \pm 2,85$; $n=24$) de comprimento e 5 a 10 ($7,3 \pm 1,45$; $n=24$) de largura e ganchos basais com raiz possuindo 5 a 15 ($9,97 \pm 3,81$; $n=24$) de comprimento e 7,5 a 10 ($8,67 \pm 1,20$; $n=24$) de largura, com lâmina variando de 38,02 ($29,46 \pm 3,94$; $n=24$) de comprimento e 7,5 a 10 ($7,86 \pm 0,87$; $n=24$) de largura. Receptáculo da probóscide com parede dupla variando de 0,69mm a 1,44mm ($1,01 \pm 0,29$; $n=8$) de comprimento e 237 a 395 ($306,12 \pm 53,82$; $n=8$) de largura. Lemnisco direito com 1,22mm a 1,67mm ($1,48 \pm 1,83$; $n=7$) de comprimento e 0,19mm a 0,39mm ($0,33 \pm 0,76$; $n=7$) de largura. Lemnisco esquerdo com 1,22mm a 1,67mm ($1,48 \pm 1,83$; $n=7$) de comprimento e 0,25mm a 0,39mm ($0,33 \pm 0,64$; $n=7$) de largura. Testículo anterior com 592,5 a 964,75 ($735,31 \pm 126,23$; $n=8$) de comprimento e 414,75 a 671,5 ($506,09 \pm 84,41$; $n=8$) de largura. Testículo posterior variando de 493,75 a 928,25 ($745,56 \pm 135,50$; $n=8$) de comprimento e 395 a 592,5 ($474 \pm 81,08$; $n=8$) de largura. Bolsa copuladora estava exposta em apenas um espécime. As medidas das demais variaram entre 1,95mm a 3,16mm ($2,50 \pm 0,36$; $n=8$) de comprimento e 0,40mm a 0,75mm ($0,57 \pm 0,13$; $n=8$) de largura.

Fêmeas: Corpo medindo 18,52 a 39,50mm ($27,42 \pm 4,90$; $n=23$) de comprimento, e 0,77mm a 1,18mm ($0,91 \pm 1,03$; $n=23$) de largura. Probóscide medindo 0,73mm a 1,10mm ($0,73 \pm 0,93$; $n=21$) de comprimento e 0,23mm a 0,73mm ($0,36 \pm 0,11$; $n=21$) de largura. Raízes dos ganchos apicais medindo 25,67 a 52,5 ($37,00 \pm 6,40$; $n=60$) de comprimento e 7,9 a 15 ($11,5 \pm 1,60$; $n=60$) de largura. Com relação às lâminas dos ganchos apicais os valores extraídos foram 23,7 a 47,5 ($39,72 \pm 7,86$; $n=60$) de comprimento e 7,5 a 15 ($11,45 \pm 2,06$; $n=60$) de largura. Raízes dos ganchos intermediários medindo 7,5 a 20 ($14,23 \pm 3,41$; $n=60$) de comprimento e 5 a 12,5 ($8,11 \pm 2,20$; $n=60$) de largura. Com relação às lâminas dos ganchos intermediários os valores extraídos foram 17,5 a 37,5 ($27,18 \pm 6,01$; $n=60$) de comprimento e 5 a 40 ($9,87 \pm 7,61$; $n=60$) de largura. Raízes dos ganchos basais medindo 5 a 17,5 ($10,81 \pm 3,30$; $n=60$) de comprimento e 5 a 10 ($7,83 \pm 1,33$; $n=60$) de largura. Com relação às lâminas dos ganchos intermediários os valores extraídos foram 11 a 30 ($23,94 \pm 5,50$; $n=60$) de comprimento e 5 a 10 ($5,88 \pm 1,43$; $n=60$) de largura. Lemnisco direito medindo 1,20mm a 2,01mm ($1,58 \pm 0,23$; $n=21$) de comprimento e 0,13mm a 0,35mm ($0,25 \pm 0,68$; $n=21$) de largura e lemnisco esquerdo medindo 1,14mm a 1,97mm ($1,59 \pm 0,28$; $n=21$) de comprimento e 0,13mm a 0,39mm ($0,26 \pm 0,88$; $n=21$) de largura. Receptáculo da probóscide medindo 0,88mm a 1,77mm ($1,23 \pm 0,26$; $n=22$) de comprimento e 0,19mm a 0,55mm ($0,32 \pm 0,75$; $n=22$). Bolas ovarianas medindo de 50 a 158 ($83,5 \pm 33,56$; $n=8$) de comprimento e 40 a 98,75 ($53,59 \pm 18,79$; $n=8$) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: *Athene cunicularia*.

Local de Infecção: intestino delgado

Localidade: Imbé - RS e São Francisco do Sul - SC, Brasil

Prevalência: 70%

Intensidade Média de Infecção: 10,38 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 7,6 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1-73 helmintos/hospedeiro

Comentários

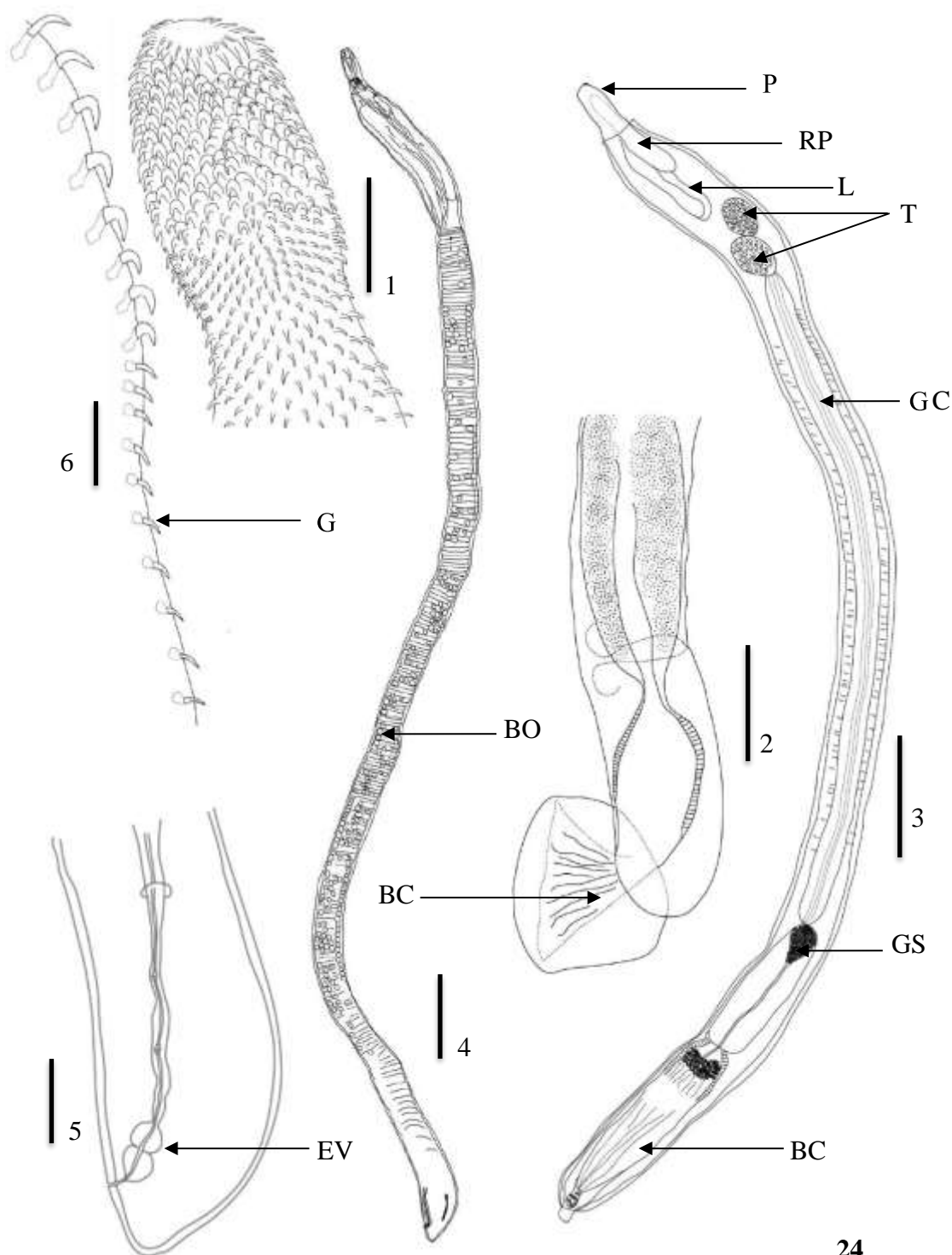
Na classificação aceita de Amin (1985), acantocéfalos da família Centrorhynchidae possuem dois gêneros válidos: *Sphaerirostris* Golvan, 1956 e *Centrorhynchus* Lühe, 1911. *Centrorhynchus* segundo Amin (2013), possui algumas sinonímias como: *Echinorhynchus* Zoega in Müller, 1780; *Paradoxites* Lindemann, 1865; *Chentrosoma* Porta, 1906 (in part.); *Gordiorhynchus* Meyer, 1931; *Travassosina* Witenberg, 1932; e *Chentrorhynchus* Neiva, Cunha e Travassos, 1914.

Para Amin (1985), o gênero *Centrorhynchus* apresenta cerca de 75 espécies válidas, sendo que a maioria delas ocorrem em hospedeiros aves nas mais diversas regiões do mundo. Publicações mais recente, já aumentaram esse número, sendo que atualmente já são conhecidas aproximadamente 90 espécies pertencentes ao gênero (Golvan 1994; Richardson e Nickol 1995; Lunaschi e Drago 2010). O número certo é de difícil determinação, devido às diferenças nas sinonímias e erros de identificação, mesmo levando em consideração que as espécies do gênero são encontradas principalmente em aves, em poucos mamíferos e répteis (Dimitrova e Gibson 2005; Golvan, 1994).

No Brasil, Travassos (1926) revisou a subfamília Centrorhynchinae e listou as seguintes espécies: *Centrorhynchus tumidulus* Rudolphi, 1819; *Centrorhynchus giganteus* Travassos, 1919, *Centrorhynchus opimus* Travassos, 1921, que posteriormente foi transferido para o gênero *Sphaerirostris*; *Centrorhynchus polymorphus* Travassos, 1925 e uma espécie não identificada de *Centrorhynchus*. Yamaguti (1963) registrou as mesmas espécies de *Centrorhynchus* no Brasil.

Considerando publicações mais antigas, há uma controvérsia quanto a validade da espécie *C. globocaudatus*, muitos autores consideraram a espécie como sinônima de *Centrorhynchus aluconis* (Müller, 1780), que outrora havia sido identificada por Travassos (1926) como *Centrorhynchus buteonis* (Schrank, 1788) (Marval, 1905; Golvan, 1956). Publicações posteriores de Meyer (1933), Petrochenko (1958), Ward (1964) e Nelson e Ward, 1966 assumem *C. globocaudatus* como espécie válida e distinta de *C. aluconis* e *C. buteonis*, baseada em várias características distintas como tamanho, forma e armamento do tronco, tamanho dos ovos e a morfologia das raízes dos ganchos e espinhos. Essas características que distinguiram *C. globocaudatus* das demais espécies, conferem com as apresentadas nos espécimes coletados de *A. cunicularia*, como o número de fileiras longitudinais de ganchos nas fêmeas (22 a 26) e nos machos (26 a 29) (Dimitrova *et al.* 1997).

Assim como os demais do grupo, *C. globocaudatus* tem registro em diversas aves (principalmente Falconiformes e Strigiformes) com ocorrência na Europa, Oriente Médio e Ásia central (Schmidt, 1975; Barus e Tenora, 1979; Kurbanov, 1979; Khokhlova, 1986) e na Índia (Gupta e Gupta, 1972).



24

Figura 24: Diagramas incompletos de *Centrorhynchus globocaudatus*: (1) Probóscide, barra= 0,2mm; (2) Bolsa copuladora, barra= 0,5mm; (3) Macho, barra= 2mm; (4) Fêmea, barra= 0,2mm; (5) Região da fêmea barra= 0,5mm; (6) Ganchos, barra= 0,05. P – probóscide; RP – receptáculo da probóscide; L – lemnisco; T – testículo; GC – glândula de cimento; GS – glândula de Saefftigen; BC – bolsa copuladora; BO – bola ovariana; G – gancho; EV – esfíncteres vaginais.

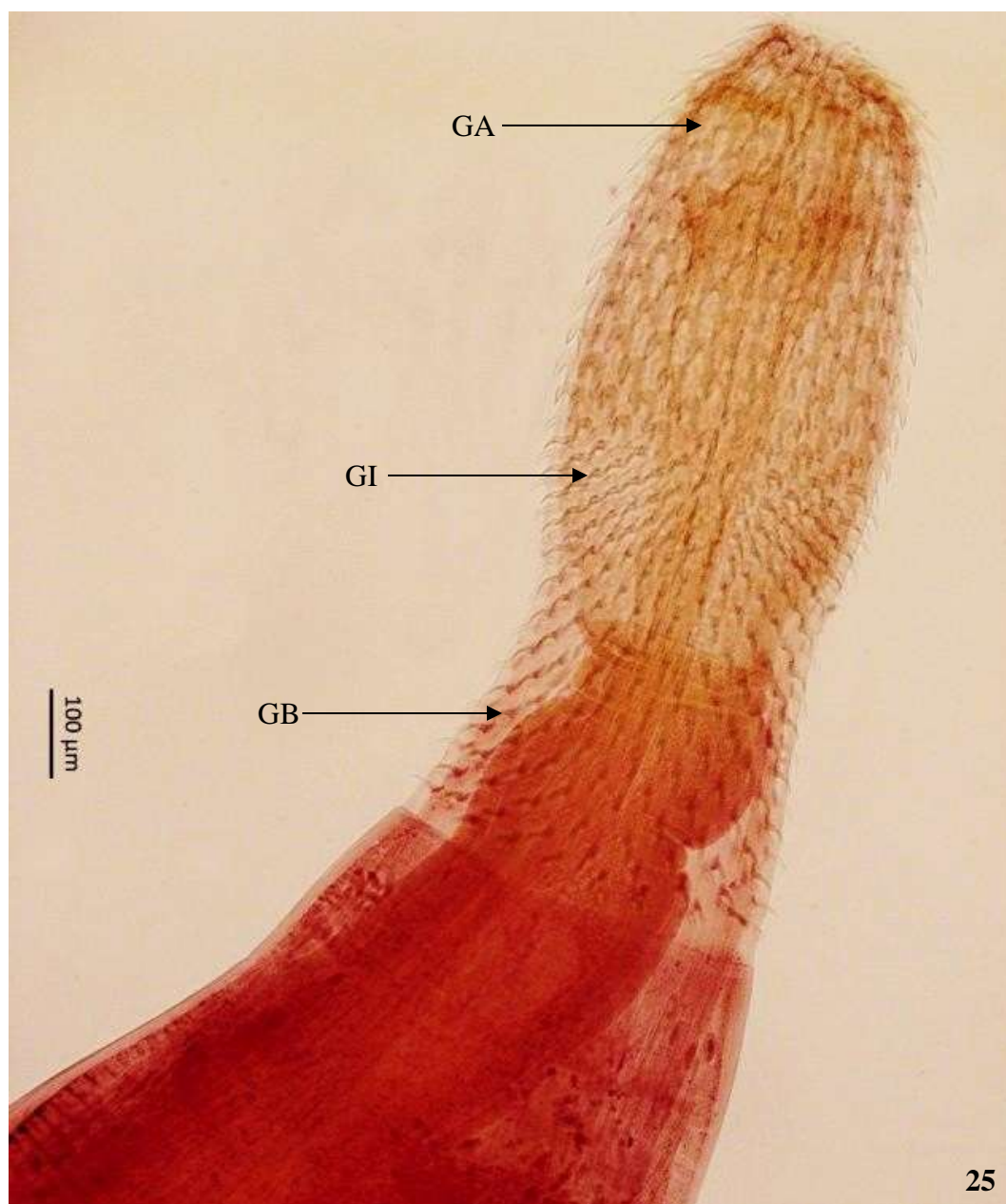


Figura 25: Fotomicrografia da probóscide de *Centrorhynchus globocaudatus*; barra= 100μm.
GA – gancho apical; GI – gancho intermediário; GB – gancho basal.

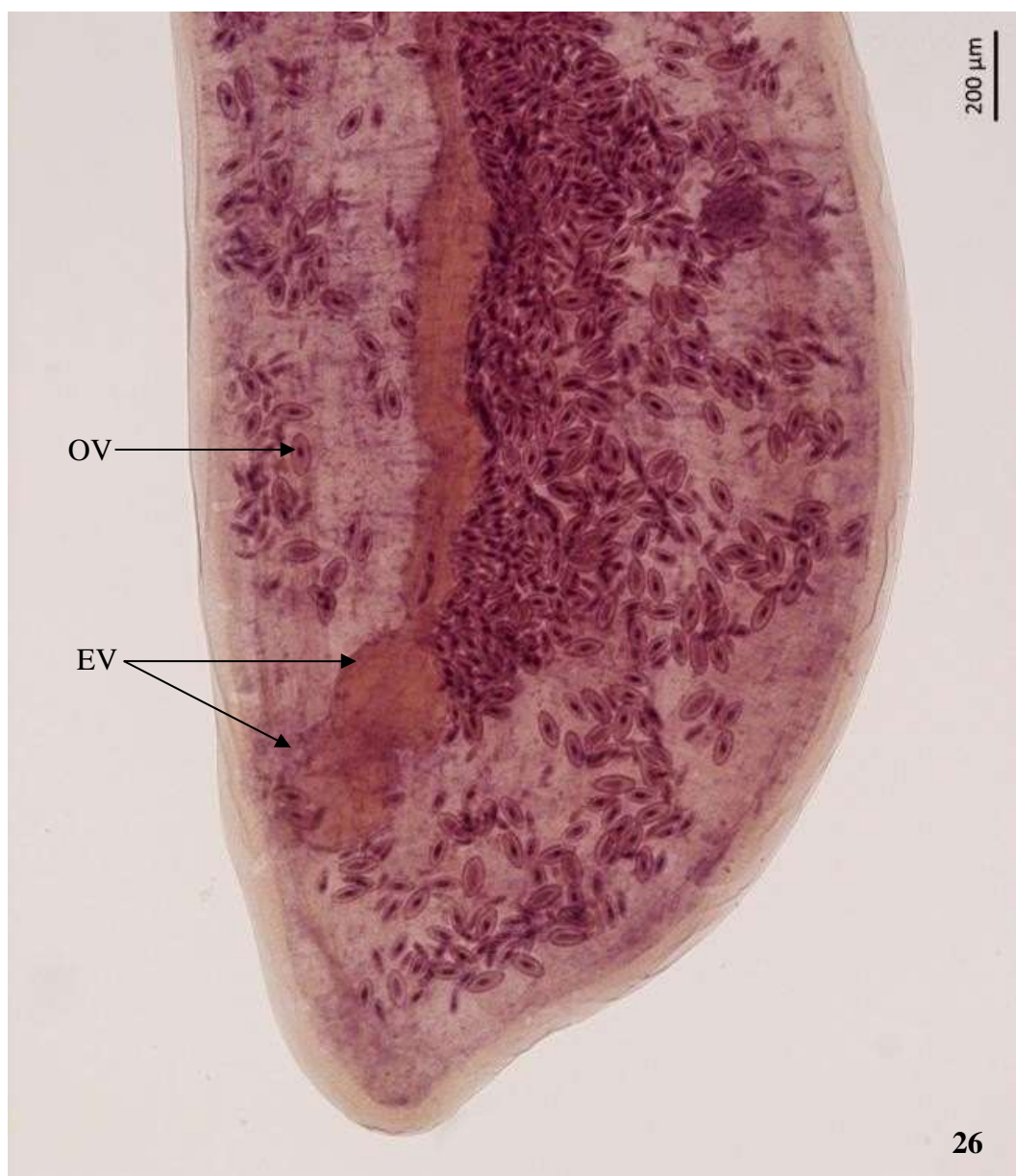


Figura 26: Fotomicrografia da região posterior da fêmea de *Centrorhynchus globocaudatus*; barra= 200 μm. OV – ovo; EV – esfíncteres vaginais.

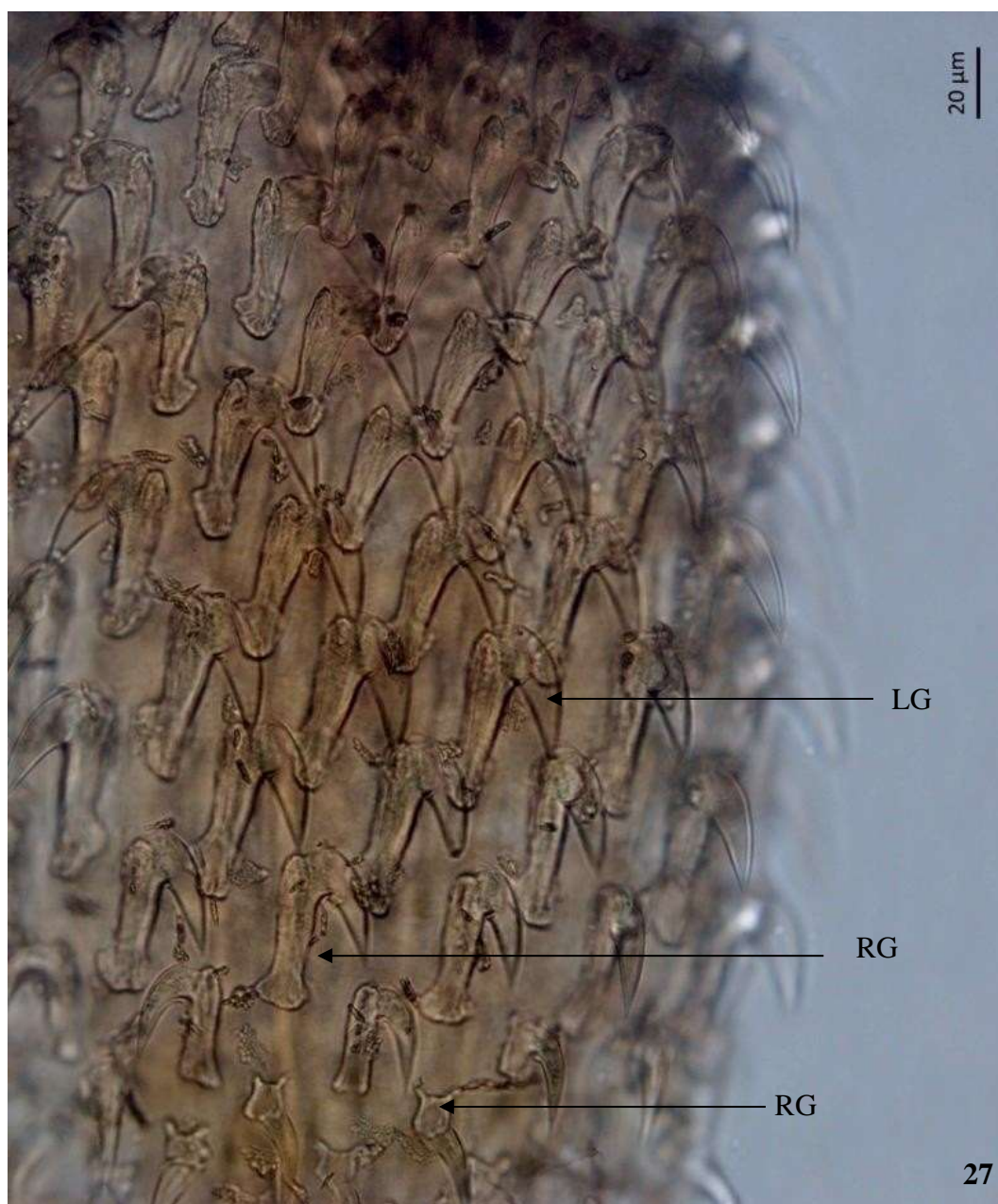


Figura 27: Fotomicrografia dos ganchos de *Centrorhynchus globocaudatus*; barra= 20μm. LG – lâmina do gancho; RG – raiz do gancho.

Família Centrorhynchidae Van Cleave, 1916

Subfamília Centrorhynchinae Van Cleave, 1916

Gênero *Sphaerirostris* Golvan, 1956

Sphaerirostris turdi (Yamaguti, 1939)

(Figuras 28 – 31)

Descrição: Baseada em 5 espécimes, quatro machos e uma fêmea montados “*in toto*” e corados com Carmim Acético: Corpo fusiforme, com máxima medida no terço anterior do corpo nos machos e na metade do corpo nas fêmeas. Coloração branco-leitosa. Possui um sistema lacunar com um denso retículo de polígonos irregulares. Probóscide consiste em duas partes separadas por uma constrição. Armamento da probóscide nos machos possuindo de 22 a 26 fileiras longitudinais e nas fêmeas de 26 a 29 fileiras com 10 a 12 ganchos em cada fileira, 6 a 7 ganchos na parte anterior da probóscide, 3 a 4 ganchos na parte posterior direcionados para baixo. Pescoço curto. Receptáculo da probóscide com parede dupla fixado à constrição em forma de saco. Lemniscos também em forma de saco. Testículos esféricos, “*in tandem*” levemente sobrepostos um ao outro, situados na parte anterior do corpo. Glândula de cimento com 3 a 4 tubos com ductos de cimentos longos.

Machos: corpo medindo de 5,7mm a 9,6mm de comprimento ($7,75 \pm 1,63$; n=4) com 1,28mm a 1,85mm ($1,48 \pm 0,25$; n=4) de largura. Probóscide, 0,88 a 1,08 ($0,98 \pm 0,80$; n=4) de comprimento, 276,5 a 375,5 ($335,75 \pm 42,66$; n=4) de largura. Ganchos aumentando de tamanho das extremidades para o centro. Ganchos apicais com raiz possuindo 10 a 25 ($15,83 \pm 8,03$; n=12) de largura e 32,5 a 50 ($42,5 \pm 9,01$; n=12) de comprimento, com lâmina variando de 10 a 25 ($15 \pm 8,66$; n= 12) de largura e 45 a 47,5 ($46,66 \pm 1,44$; n=12) de comprimento. Ganchos intermediários com raiz possuindo 15 a 22,5 ($17,5 \pm 3,53$; n=16) de largura e 22,5 a 37,5 ($27,5 \pm 6,77$; n=16) de comprimento, com lâmina variando de 10 de largura (n=16) e 17,5 a 25 ($23,12 \pm 3,75$; n=16) de comprimento. Ganchos basais com raiz possuindo 5 a 12,5 ($9,16 \pm 3,81$; n=16) de largura e 12,5 a 20 ($15,83 \pm 3,81$; n=16) de comprimento, com lâmina variando de 7,5 a 10 ($8,12 \pm 1,25$; n= 16) de largura e 25 a 32,5 ($26,87 \pm 3,75$; n=16) de comprimento. Receptáculo da probóscide com parede dupla variando de 0,69mm a 1,44mm ($1,01 \pm 0,29$; n=8) de comprimento com 237 a 395 ($306,12 \pm 53,82$; n=8) de largura. Lemnisco direito com 1,38mm a 2,17mm ($1,67 \pm 0,43$; n=3) de comprimento e 256,75 a 572,75 ($408,16 \pm 158,41$; n=3) de

largura. Lemnisco esquerdo com 1,48mm a 1,79mm ($1,67 \pm 0,16$; n=3) de comprimento e 256,75 a 572,75 ($375,25 \pm 172,17$; n=3) de largura. Testículo anterior, 0,98mm a 1,08mm ($1,01 \pm 0,81$; n= 4) de comprimento e 556,75 a 790 ($632,93 \pm 106,05$; n= 4) de largura. Testículo posterior variando de 0,96mm a 1,12mm ($1,02 \pm 0,86$; n= 4) de comprimento e 592,5 a 790 ($678,08 \pm 101,34$; n= 4) de largura. Bolsa copuladora invaginada em todos espécimes estudados com medidas variando de 0,99mm a 1,67mm ($1,17 \pm 0,33$; n= 4) de comprimento e 493,75 (n=4) de largura. Foram observadas 3 a 4 glândulas de cimento medindo de 2,27mm a 2,96mm ($2,58 \pm 0,33$; n=4) e 256,5 a 414,75 ($335,43 \pm 0,70$; n=4) de largura.

Fêmea: Corpo medindo 15,36mm de comprimento e 1,85mm de largura. Probóscide medindo 1,08mm de comprimento e 0,29mm de largura. Ganchos aumentando de tamanho das extremidades para o centro. Ganchos apicais com raiz medindo 36,80 a 47,5 ($45,00 \pm 7,40$; n=3) de comprimento e 9,12 a 13,5 ($12,5 \pm 4,60$; n=3) de largura. Com relação às lâminas dos ganchos apicais os valores extraídos foram 33,5 a 45,5 ($42,52 \pm 6,86$; n=3) de comprimento e 9,5 a 12 ($10 \pm 3,06$; n=3) de largura. Ganchos intermediários com raiz possuindo 10 a 14,5 ($12,5 \pm 3,50$; n=3) de largura e 22,5 a 27,5 ($20,5 \pm 6,72$; n=3) de comprimento, com lâmina variando e 17,5 a 25,50 ($20,30 \pm 2,75$; n=3) de comprimento. Ganchos basais com raiz possuindo 12,5 a 15 ($14,5 \pm 2,80$; n=3) de largura e 15,5 a 17 ($16,23 \pm 3,15$; n=3) de comprimento, com lâmina variando de 7,0 a 8,0 ($7,5 \pm 2,25$; n= 3) de largura e 25 a 30,5 ($26,80 \pm 3,75$; n=3) de comprimento. Lemnisco direito medindo 2,17mm de comprimento e 0,29mm de largura. Lemnisco esquerdo medindo 1,08mm de comprimento e 0,19mm de largura. Receptáculo da probóscide medindo 1,24mm de comprimento e 0,19mm de largura. Bolas ovarianas medindo de 350 de comprimento e 200 de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: *Athene cunicularia*.

Local de Infecção: intestino delgado

Localidade: Imbé - RS e São Francisco do Sul - SC, Brasil

Prevalência: 6,66%

Intensidade Média de Infecção: 10,50 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,70 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 2-19 helmintos/hospedeiro

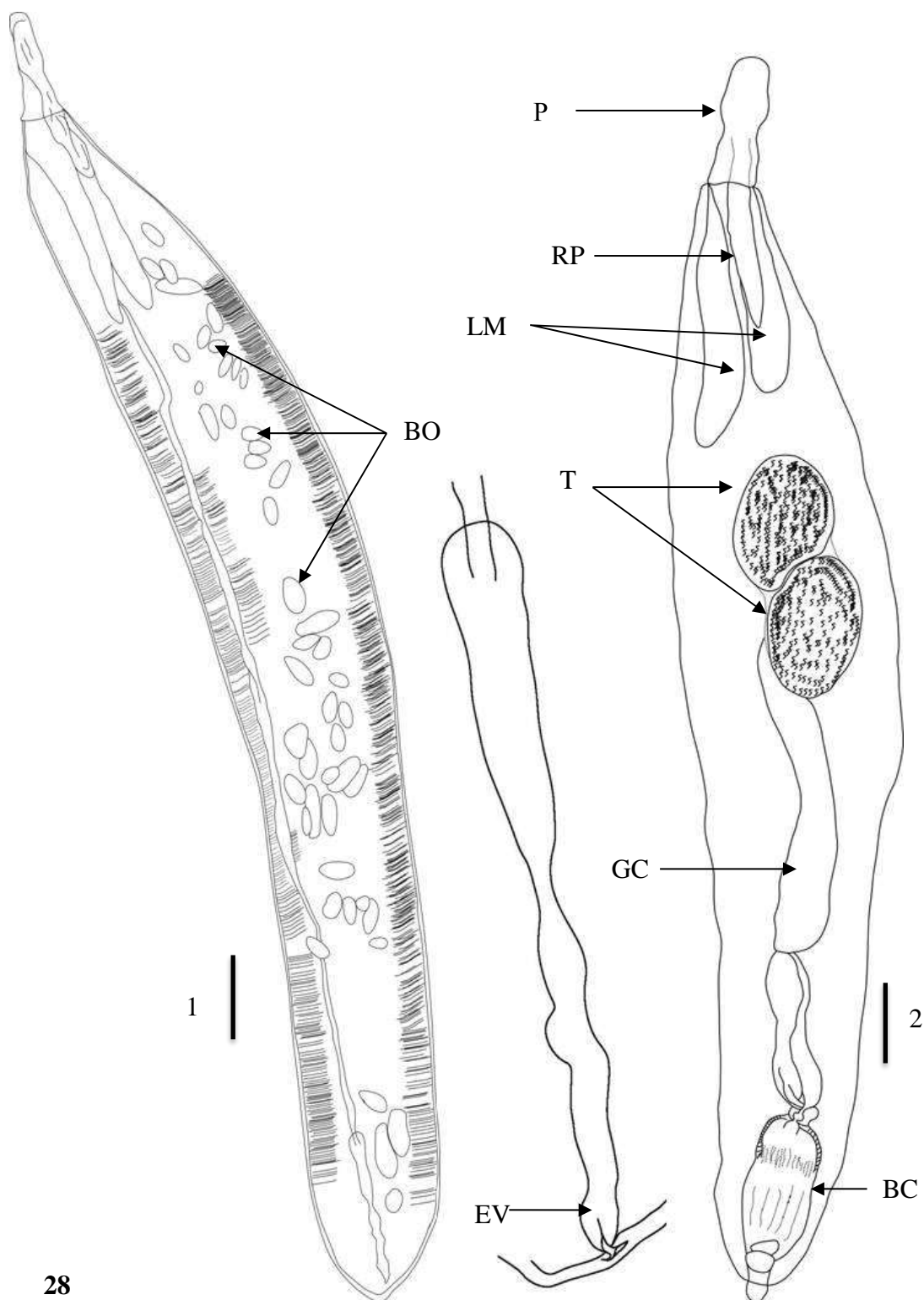
Comentários

Na classificação válida por Amin (1985), acantocéfalos da família Centrorhynchidae possuem dois gêneros válidos: *Sphaerirostris* Golvan, 1956 e *Centrorhynchus* Luhe, 1911. Estes gêneros são parasitos principalmente das aves Falconiformes e Strigiformes, raramente de mamíferos e répteis, e apresentam ampla distribuição geográfica (Dimitrova e Gibson 2005). *Sphaerirostris turdi* (Yamaguti, 1939) possui as seguintes sinonimias: *Centrorhynchus turdi* Yamaguti, 1939, e *Gordiorhynchus turdi* (Yamaguti, 1939) (Kamegai, 1962).

O histórico da taxonomia de *Sphaerirostris* é confuso, desde a diminuição do gênero para uma subespécie por Golvan (1956). O autor o estabeleceu como subgênero de *Centrorhynchus* Lühe, 1911 e incluiu 21 espécies, com vários sinônimos, baseado na disposição do sistema lacunar e presença de três ou quatro glândulas de cimento. Ao longo dos anos, o mesmo autor trabalhou na reorganização dessas espécies e, anos após ter criado vários sinônimos, considerou 26 espécies pertencentes ao gênero *Sphaerirostris*. Entre 1956 e 1994, foram descritas muitas espécies baseadas nas características principalmente no que diz respeito à armadura da probóscide, utilizando-a como único critério de diferenciação entre as espécies (Amin, 2010).

As sinonímias nesse gênero são baseadas principalmente na armadura da probóscide, especialmente no número de linhas longitudinais dos ganchos na probóscide (Petrochenko, 1958; Hoklova, 1986), mas segundo Amin (2010) esse caráter é muito variável, pela sua diferença morfológica em diversos hospedeiros. Trabalhos mais recentes demonstraram a ampla gama de variabilidade intraespecífica nessa característica, mostrando sobreposição definitiva entre um grande número de espécies (Amin, 2010).

Com o advento da biologia molecular, essas variações podem ser amplamente modificadas, visto que as características que distinguem a família Centrorhynchidae são muito limitadas e indicam que a classificação com base na estrutura e forma da probóscide e o número de seus ganchos não é consistente com as relações filogenéticas (Verweyen *et al.*, 2011). À medida que esses estudos avançam, novos trabalhos reorganizam os gêneros. Radwan (2012), analisou o gene do DNA 18S e 28S para a espécie *Sphaerirostris picae* (Rudolphi, 1819) onde mostrou uma baixa taxa de similaridade entre *Sphaerirostris* e *Centrorhynchus* separando estes, em dois clados. Concluiu ainda que, mais estudos devem ser feitos para outras espécies do gênero *Sphaerirostris* e da família Centrorhynchidae, baseadas em análises filogenéticas moleculares para resolver sua sobreposição taxonômica.



28

Figura 28: Diagramas incompletos de *Sphaerirostris turdi*. (1) Fêmea, barra= 1,0mm; (2); macho, barra= 0,5mm. P – probóscide; RP – receptáculo da probóscide; LM – lemnisco; T – testículo; GC – glândula de cimento; BC – bolsa copuladora; BO – bola ovariana; EV – esfíncteres vaginais.

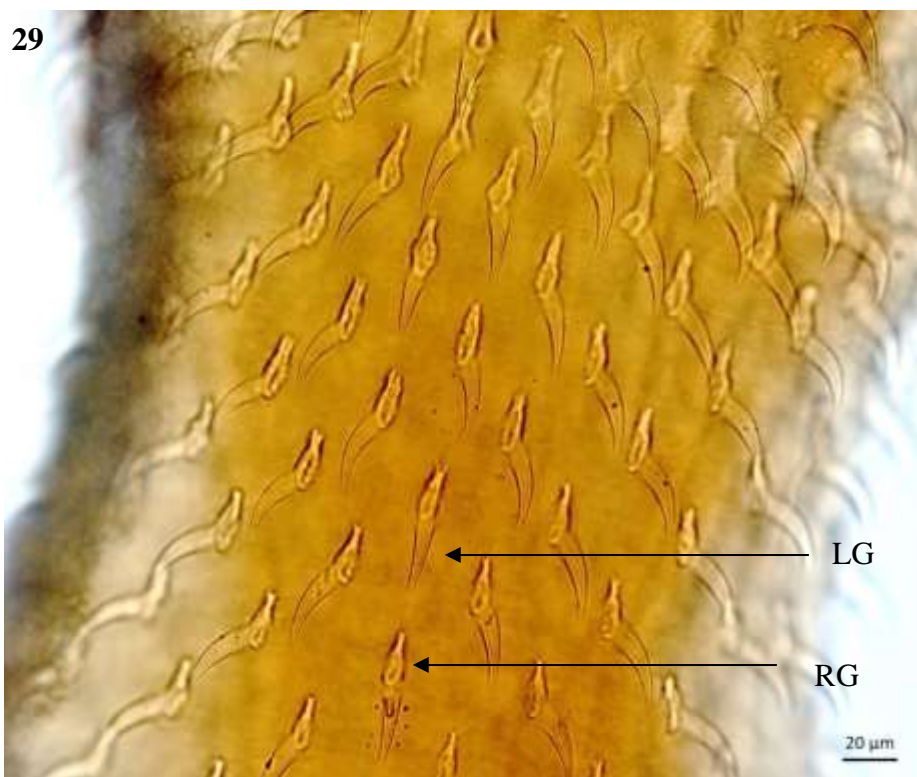
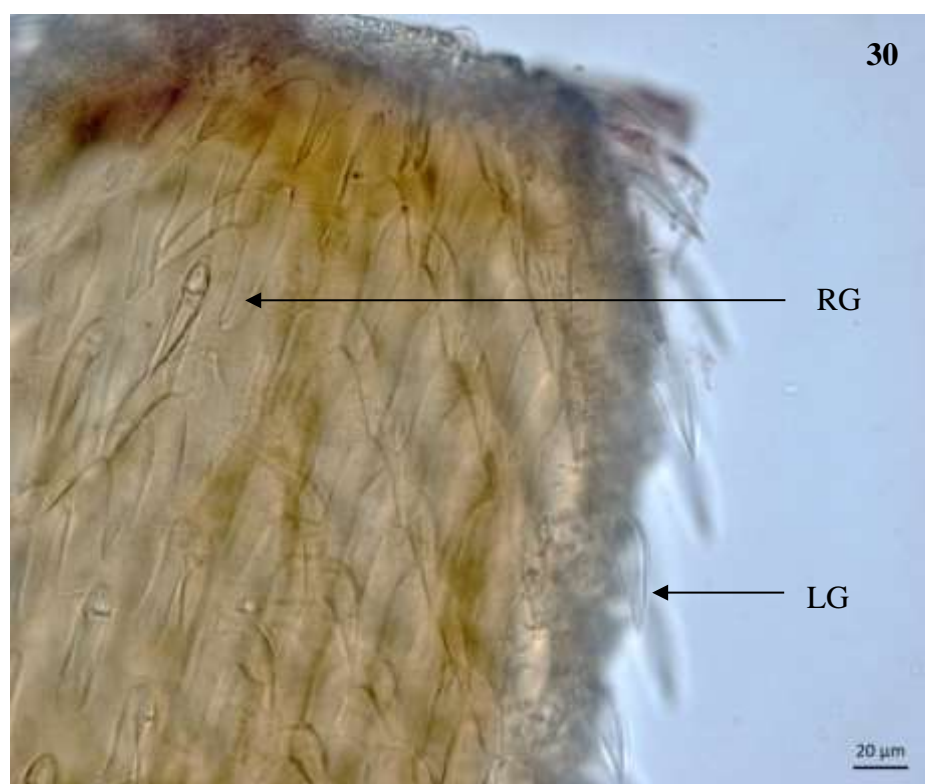


Figura 29: Fotomicrografia dos ganchos intermediários *Sphaerirostris turdi*; barra= 20μm. LG – lâmina do gancho; RG – raiz do gancho



Figuras 30: Fotomicrografia dos ganchos apicais de *Sphaerirostris turdi*; barra= 20μm. LG – lâmina do gancho; RG – raiz do gancho



31

Figura 31: Fotomicrografia da região posterior da fêmea de *Sphaerirostris turdi*; barra= 200μm. BO – bola ovariana; EV – esfínteres vaginais; V – vagina.

Família Centrorhynchidae Van Cleave, 1916

Subfamília Centrorhynchinae Van Cleave, 1916

Gênero *Centrorhynchus* Luehe, 1911*Centrorhynchus* sp.

(Figuras 32 – 34)

Descrição: baseada em 6 espécimes jovens, cistacantos, montados “*in toto*” e corados com Carmim Acético. Corpo pirifome, com coloração branco-leitosa, sem espinhos, medindo de 0,79mm a 1,25mm de comprimento ($0,96 \pm 1,71$; n=6) com 0,40mm a 0,46mm ($0,43 \pm 0,21$; n=6) de largura. Probóscide longa, dividida em duas partes por uma constrição, região apical mais arredondada, levemente dilatada no terço médio, onde estão os maiores ganchos. Probóscide 550 a 800 ($662 \pm 100,01$; n=6) de comprimento e 200 a 320 ($246 \pm 44,49$; n=6) de largura. Ganchos aumentando de tamanho das extremidades para o centro. Ganchos apicais com raiz possuindo 10 a 7,5 ($8,12 \pm 1,25$; n=4) de largura e 7,5 a 37,5 ($15 \pm 1,5$ n=4) de comprimento, com lâmina variando de 12,5 a 37,5 ($31,25 \pm 12,5$ n= 4) de largura e 25 a 40 ($36,25 \pm 7,5$; n=4) de comprimento. Ganchos intermediários com raiz possuindo 5 a 10 ($6,66 \pm 2,88$; n=4) de largura e 8 a 10 ($9,86 \pm 3,68$; n=4) de comprimento, com lâmina variando de 7,25 a 20 de largura ($13,75 \pm 7,21$; n=16) e 7,5 a 35 ($18,12 \pm 12,47$; n=4) de comprimento. Ganchos basais com raiz possuindo 5 a 10 ($7,5 \pm 2,5$; n=4) de largura e 12,5 a 20 ($16,66 \pm 3,81$; n=4) de comprimento, com lâmina variando de 5 a 7,5 ($5,5 \pm 1,11$; n= 4) de largura e 22,5 a 30 ($25 \pm 3,06$; n=4) de comprimento. Lemniscos medindo 224,5 a 650 de comprimento ($440,75 \pm 144,38$; n=6) e 100 a 296,25 ($202,16 \pm 76,75$; n=6) de largura. Receptáculo da probóscide medindo de 0,35mm a 1,08mm ($0,68 \pm 0,36$; n=5) de comprimento.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: *Athene cunicularia*.

Local de Infecção: intestino delgado

Localidade: Imbé - RS e São Francisco do Sul - SC, Brasil

Prevalência: 3,33%

Intensidade Média de Infecção: 6 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,20 helminto/hospedeiro

Amplitude de Infecção: 6 helmintos/hospedeiro

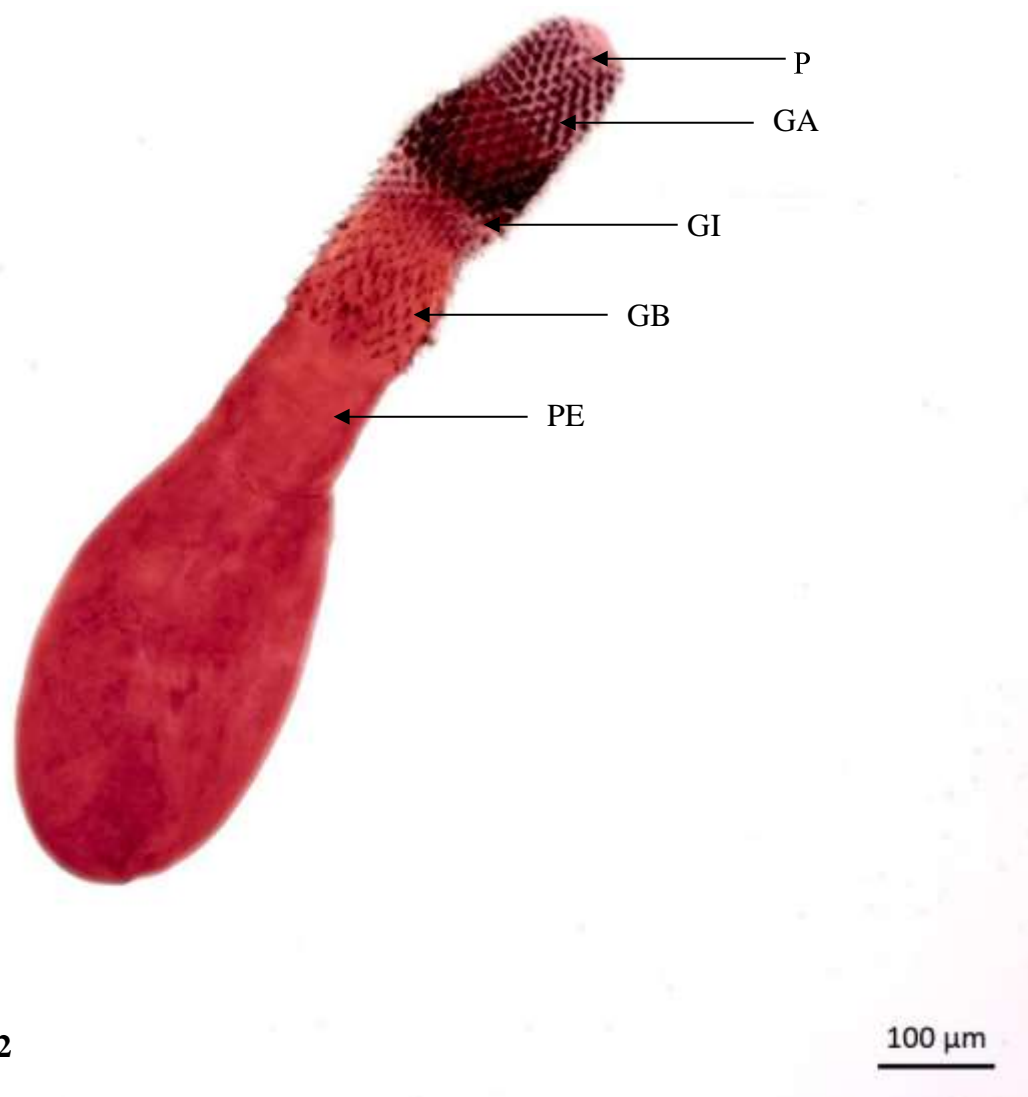
Comentários

Ao comparar as características morfológicas da probóscide descritas por Golvan (1960), como probóscide com dilatação mediana típica, ganchos com raízes bem desenvolvidas e lâmina aparente, os espécimes aqui descritos foram alocados no gênero *Centrorhynchus*.

Acantocéfalos não apresentam estágios de vida livre, mas desenvolveram estratégias ao longo da evolução para perpetuar seus ciclos de vida, como o encistamento do cistacanto em hospedeiros paratênicos. Muitos trabalhos relatam a presença de cistacanto do gênero em anfíbios e répteis (Lamas e Lunaschi 2009; Silva e Müeller, 2012; Santos e Amato, 2010) onde ficam encistados na cavidade do corpo ou nas vísceras (Moravec e Kaiser, 1995; Amin, 1998).

O registro de estágios larvais, de cistacantos de *Centrorhynchus*, em um hospedeiro caracteriza-os como hospedeiro intermediário ou paratênico. A presença desses cistacantos, em hospedeiro que não seja artrópode e, fora do intestino, indica que este pode estar atuando como hospedeiro paratênico, pois apenas artrópodes são hospedeiros intermediários para acantocéfalos. No entanto, as corujas são registradas na literatura como hospedeiros definitivos de várias espécies de *Centrorhynchus*.

Dessa forma, podemos considerar que os cistacantos encontrados no intestino de *A. cunicularia* são, provavelmente, originários de infecção recente. Isso significa que, um hospedeiro intermediário ou paratênico teria sido predado pouco tempo antes da morte da corujaburaqueira e o cistacanto já liberado no lúmen do intestino, não teve tempo suficiente para o seu desenvolvimento até o estágio adulto. Apesar da presença de espécimes adultos de *C. globocaudatus* no mesmo hospedeiro, a classificação do cistacanto ficou apenas a nível de gênero, pois através da observação da probóscide, já bem desenvolvida no cistacanto, podemos fazer a determinação a nível genérico, mas não específico.



32

Figura 32: Fotomicrografia do cestacanto de *Centrorhynchus* sp. montado "in toto"; barra= 100μm. P – probóscide; GA – gancho apical; GI – gancho intermediário; GB – gancho basal; PE – pescoço.

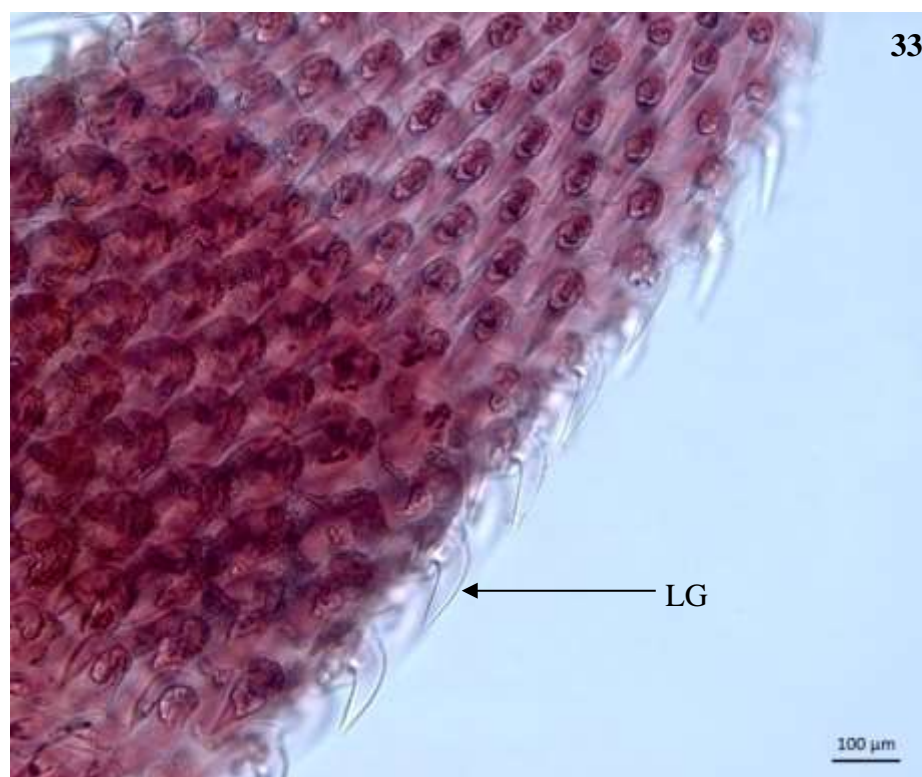


Figura 33: Fotomicrografia do gancho intermediário de *Centrorhynchus* sp.; barra= 100μm.
LG – lâmina do gancho.

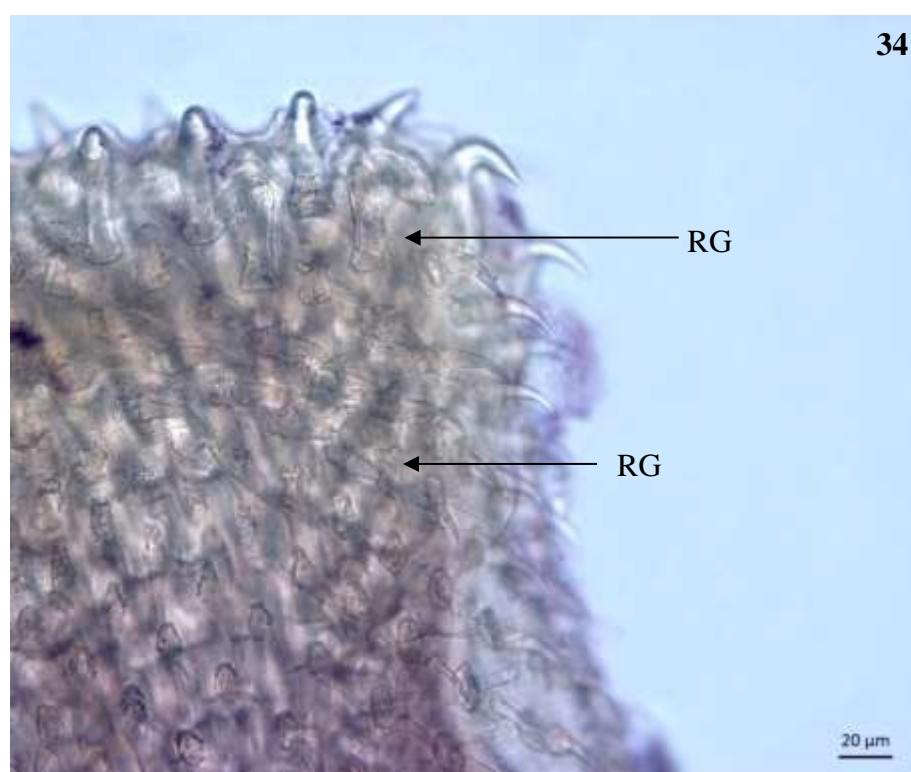


Figura 34: Fotomicrografia dos ganchos apicais e intermediários de *Centrorhynchus* sp.; barra= 20μm. LG – lâmina do gancho; RG – raiz do gancho.

4.1.3 Nematoides

Filo Nematoda Rudolphi, 1808

Classe Chromadorea Inglis, 1983

Ordem Spirurida Chitwood, 1933

Superfamília Ascaridoidea Railliet e Henry, 1915

Família Anisakidae Skrjabin e Karokhin, 1945

Subfamília Anisakinae Railliet e Henry, 1912

Gênero *Galeiceps* Railliet e Henry, 1912

Galeiceps sp.

(Figuras 35 – 37)

Descrição: baseada em um espécime em estágio larval clarificado em lactofenol de Amann e montado em lâmina provisória. Região cefálica formada por três lábios. Possui uma espécie de colar cervical. Corpo fusiforme. Poro excretor na parte anterior no nível do anel nervoso. Uma formação ventral que projeta levemente a espessura da cutícula e simula um poro excretor. Cortes histológicos seriam necessários para averiguar como esse poro excretor se abre entre os dois lábios ventrais ou sob a cutícula. Comprimento do corpo 4,4mm, largura 0,5mm. Colar cefálico com menor largura de 53 e maior largura de 156. Esôfago total com 0,9mm de comprimento e 0,19mm de largura. O intestino possui 1,6mm de comprimento. Cápsula bucal com 2mm de comprimento e 3,5mm de largura.

Resenha Taxonômica

Hospedeiro: *Athene cunicularia*

Local de Infecção: cecos intestinais

Localidade: São Francisco do Sul - SC, Brasil

Prevalência: 3,33%

Intensidade Média de Infecção: 1 helminto/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,03 helminto/hospedeiro

Amplitude de Infecção: 1 helminto/hospedeiro

Comentários

O espécime recuperado de *A. cunicularia* foi de fácil observação, no entanto como se trata de uma larva não foi possível a visualização de estruturas importantes para a identificação em nível específico. Segundo Fagerholm, 1991 a superfamília Ascaridoidea inclui cerca de 50 gêneros válidos, constituindo um grupo de nematoides bastante diversificado. Na sua fase adulta são encontrados parasitando o trato digestório de diferentes vertebrados. Para Oshe (1958), o gênero *Galeiceps* pertence à família Anisakidae e, de acordo com estudo filogenético posteriores, a família é encontrada em peixes, ou então em outros hospedeiros com algumas alterações morfológicas, como a posição do poro excretor que devido à mudança na osmorregulação, pode ser encontrado em posições diferentes (Chabaud *et al.*, 1967).

Ainda de acordo com Chabaud *et al.*, (1967) o autor, os anisquídeos, parasitos de vertebrados aquáticos têm uma polpa labial que não é encontrada em ascarídeos de peixes, por exemplo. Ainda menciona que o gênero *Galeiceps* é encontrado em mamíferos terrestres com comportamento aquático. Com relação entre a diferença morfológica mencionada por Oshe (1958), consideram uma questão particular como a migração do poro excretor. Chegaram à conclusão que se trata de uma ocorrência que aumenta a função do sistema de regulação osmótica nesses nematoides.

Railliet (1912), a partir família Thelaziidae, criou um gênero novo, *Galeiceps* baseado no número de lábios: quatro. *Galeiceps* tem como sinonímia *Cleoascaris* Baylis, 1923 baseada na espécie tipo *Cleoascaris spinicollis* Baylis 1923 e tem cinco espécies válidas: *Galeiceps cucullus* Linstow 1899, *Galeiceps spinicollis* (Baylis 1923), *Galeiceps longispiculum* (Teixeira de Freitas et Lent 1941), *Galeiceps simiae* (Mosgovoy 1951) e *Galeiceps mosgovoyi* (Oschmarin 1953 in Mozgovoy 1953) (Chabaud *et al.*, 1967).

Considerando trabalhos que relatam a presença desse helminto em peixes (Moravec, 2015), podemos considerar a presença desse nematoide em *A. cunicularia* como uma infecção acidental. Provavelmente o hospedeiro foi infectado quando se alimentou de alguma espécie de peixe, visto que o mesmo foi coletado na região litorânea. Importante mencionar que os hospedeiros registrados nos estudos que relatam infecções por espécies do gênero *Galeiceps*, são de mamíferos que se alimentam em ambientes aquáticos, como a lontra (Rosas *et al.*, 2016).



Figura 35: Fotomicrografia da larva de *Galeiceps* sp., montada em lâmina temporária, barra= 20μm.

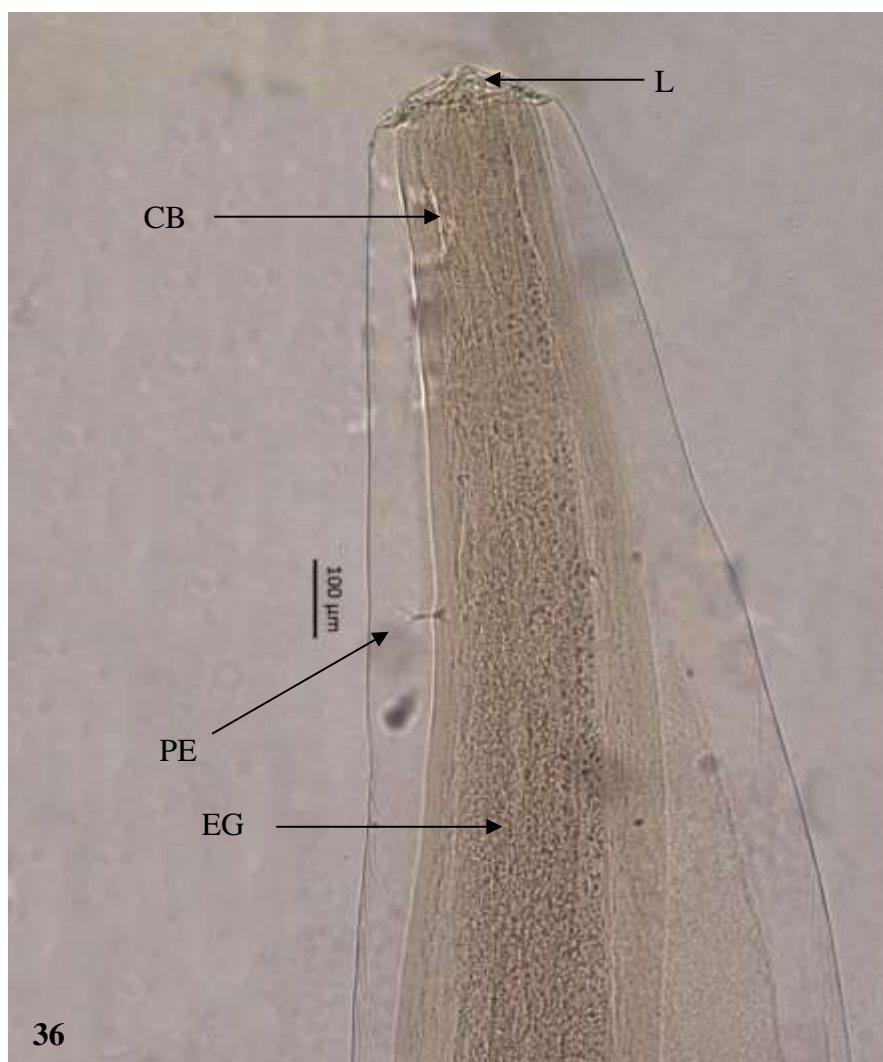


Figura 36: Fotomicrografia da região anterior de *Galeiceps* sp.; barra= 100μm. CB – cápsula bucal; EG – esôfago glandular; PE – poro excretor, L – lábios.

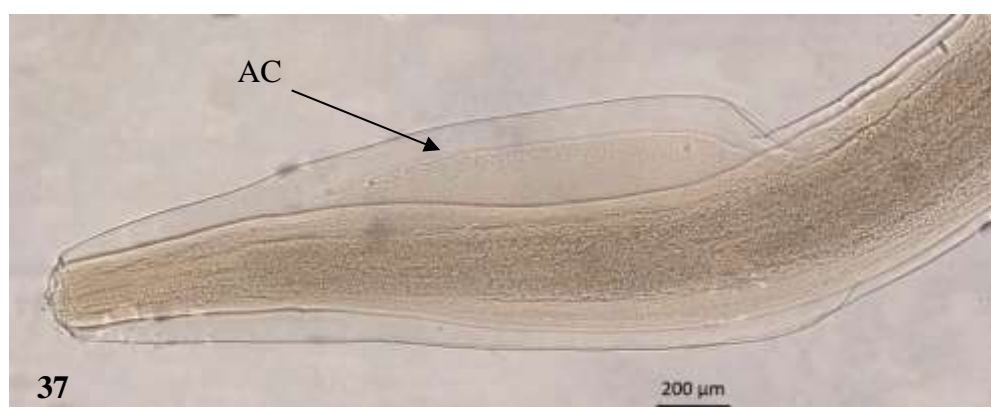


Figura 37: Fotomicrografia da região anterior de *Galeiceps* sp.; barra= 200μm. AC – asa cefálica.

Família Subuluridae Yorke e Maplestone, 1926

Gênero *Subulura* Molin, 1860

Subulura alfenensis Pinto, 1969

(Figuras 38 – 41)

Descrição: baseada em seis espécimes (cinco machos e uma fêmea) clarificados em lactofenol de Amann e montados em lâminas provisórias. Corpo fusiforme, com cutícula estriada transversalmente. Asas cefálicas presentes.

Machos: Corpo medindo 11,55mm a 12,54mm ($11,94 \pm 5,21$; n=3) de comprimento e 0,29mm a 0,61mm ($0,41 \pm 0,13$; n=5) de largura. Cápsula bucal pequena medindo de 50 a 82,5 ($69,16 \pm 17,01$; n=3) de comprimento e 55 a 87,5 ($67,5 \pm 17,5$; n=3) de largura. Esôfago com bulbo posterior, medindo de 0,73mm a 1,35 ($1,10 \pm 0,33$; n=3) de comprimento e 60 a 120 ($93,33 \pm 30,55$; n=3) de largura. Bulbo esofagiano arredondado, medindo de 217,5 a 300 ($260 \pm 41,30$; n=3) de comprimento e 150 a 270 ($191,33 \pm 68,01$; n=3) de largura. Espículos desiguais, sendo o direito maior que o esquerdo. Medidas do espículo direito variando de 1,02mm a 1,80mm ($1,37 \pm 0,30$; n=5) de comprimento e 20 a 30 (287 ± 20 ; n=5) de largura. Espículo esquerdo variando de 0,24mm a 0,5mm ($0,31 \pm 0,50$; n=5) de comprimento e 5 a 7,5 ($5,5 \pm 1,11$; n=5) de largura. Gubernáculo presente com 0,16mm a 0,18mm ($0,18 \pm 0,12$; n=4) de comprimento e 7,5 a 25 ($14,37 \pm 8,5$; n=4) de largura. Papilas caudais presentes em número de 10 pares, assim distribuídas: 3 pares pré-cloacais, 2 pares cloacais e 5 pares pós-cloacais. Cauda terminando por um apêndice bem afunilado.

Fêmea: Corpo com 20,14mm de comprimento e 0,47mm de largura, didelfas, ovíparas, com vulva em forma de fenda transversal, situada na porção média do corpo com distância de 7mm da extremidade posterior. Útero com muitos ovos elípticos, medindo 36 de comprimento por 34 de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: *Athene cunicularia*

Local de Infecção: cecos intestinais

Localidade: São Francisco do Sul - SC, Brasil

Prevalência: 3,33%

Intensidade Média de Infecção: 6 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,20 helminto/hospedeiro

Amplitude de Infecção: 6 helmintos/hospedeiro

Comentários

Inicialmente, Subulurinae incluía cinco gêneros: *Subulura* Molin, 1860, *Oxynema* Linstow, 1899, *Cyssophylus* Raillet e Henry, 1912, *Heteroxynema* Hall, 1916 e *Numidica* Linstow, 1899. Atualmente inclui mais de 70 espécies nominais, muitas das quais foram consideradas como espécies *incertae sedis* por Inglis (1958) devido às informações pouco conhecidas sobre a estrutura da região cefálica, inclusive muitos eram incluídos provisoriamente nessa subfamília por falta de espécimes para estudos mais detalhados.

A espécie *Subulura alfenensis* foi proposta por Pinto (1968) com seu hospedeiro *Athene cunicularia*. Na ocasião, o autor se baseou apenas em caracteres morfológicos dos machos da espécie e, posteriormente, no mesmo hospedeiro obteve espécimes fêmeas. Dois anos depois, Pinto (1970) propôs outra espécie para o gênero *Subulura* chamada *Subulura freitaslauroi* Pinto, 1970, baseado em caracteres pontuais e, como o autor considerou, “de pouca validade”, que foi o tamanho da ventosa na região da cloaca. Na ocasião, o autor destacou que provavelmente as características de *S. freitaslauroi* se tratavam de diferenças morfológicas comuns às outras espécies que, o mesmo autor ao comparar as duas espécies (*S. alfenensis* e *S. freitaslauroi*) considerou as mesmas como sinônimas (Pinto, 1972).

Desta forma, Pinto (1972) considerou que o número e a distribuição das papilas caudais pós-cloacais são caracteres diagnósticos para a espécie do gênero, assim como o tamanho dos espículos, porém aspectos zoogeográficos e especificidade ao hospedeiro são igualmente importantes para distinguir as espécies do gênero *Subulura*.

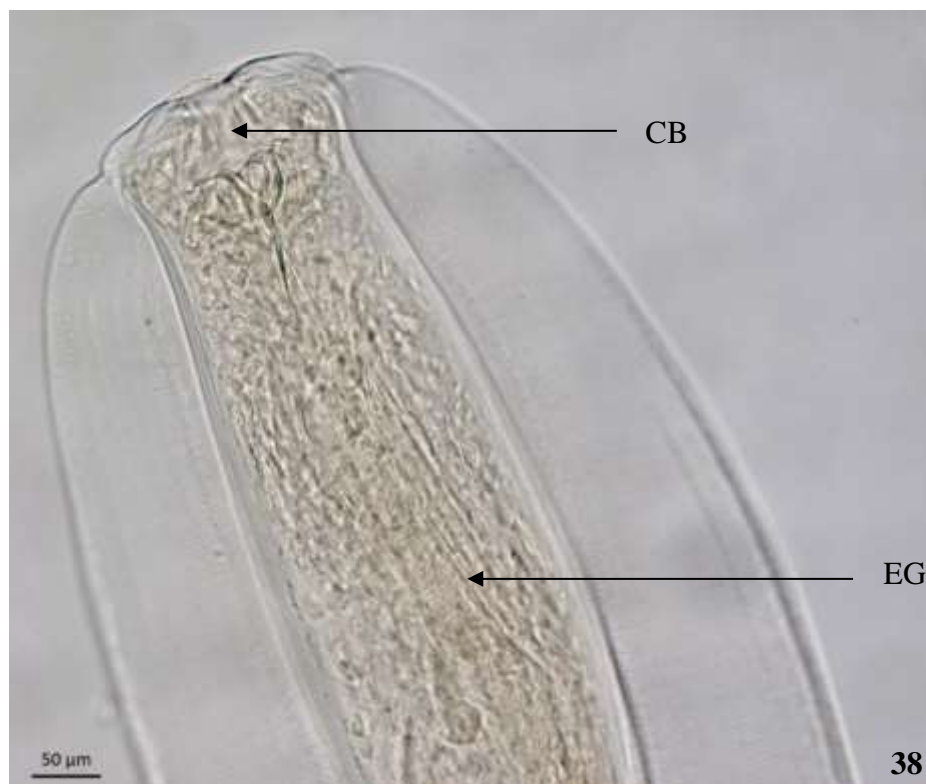


Figura 38: Fotomicrografia da região anterior de *Subulura alfenensis*; barra= 50μm. CB – cápsula bucal; EG – esôfago glandular.



Figura 39: Fotomicrografia da extremidade posterior do macho de *Subulura alfenensis*; barra= 100μm. GU – gubernáculo.

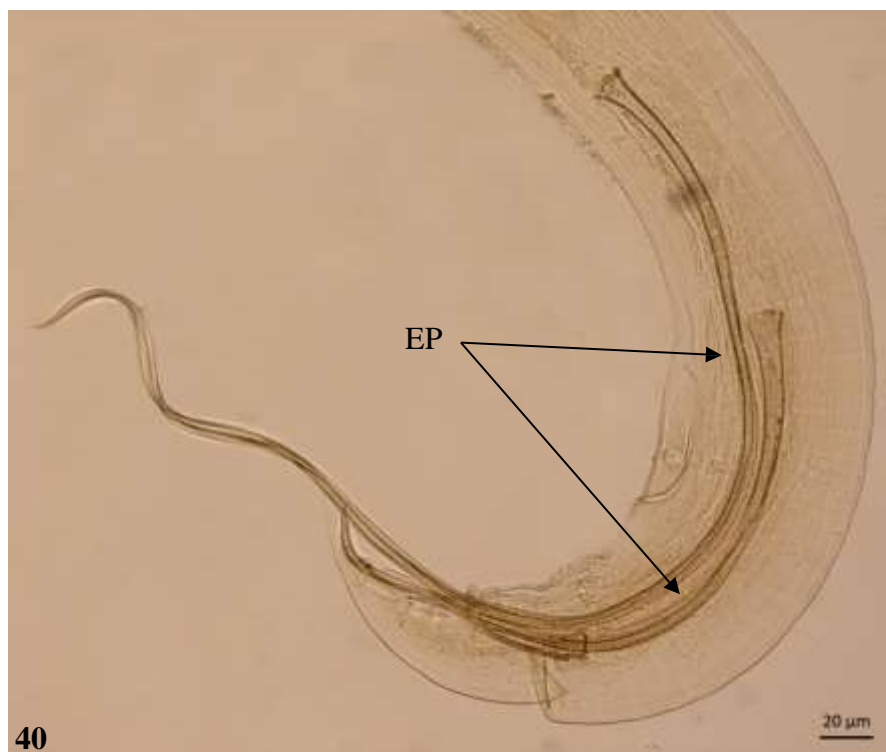


Figura 40: Fotomicrografia da extremidade posterior do macho de *Subulura alfenensis*; barra= 20μm. EP – espículo.

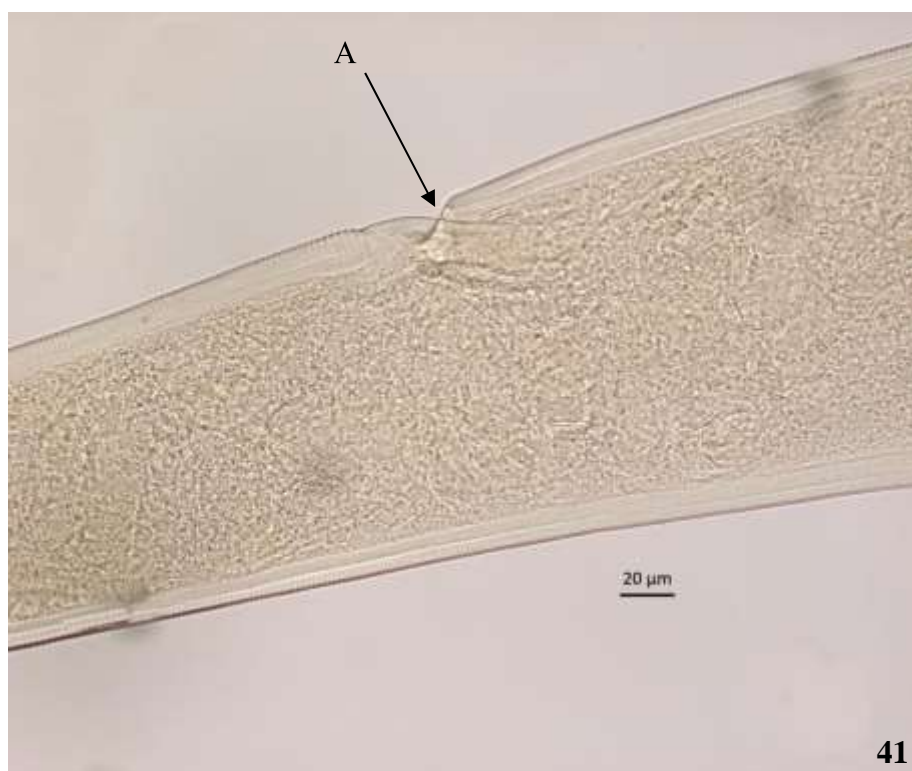


Figura 41: Fotomicrografia da extremidade posterior da fêmea de *Subulura alfenensis* barra= 20μm. A – ânus.

Superfamília Acuarioidea Railliet, Henry e Sisoff, 1912

Família Acuariidae Railliet, Henry e Sisoff, 1912

Gênero *Dispharynx* Henry e Sisoff, 1912

Dispharynx nasuta (Rudolphi, 1819) Stiles e Hassall, 1920

(Figuras 42 – 48)

Descrição: baseada em 30 espécimes, 15 machos e 15 fêmeas, clarificados em lactofenol de Amann e montados em lâminas provisórias. Corpo filiforme. Lábios pequenos e cônicos. Cordões cefálicos recorrentes, não anostomosados.

Machos: Comprimento do corpo variando de 4,12mm a 5,92mm ($5,19 \pm 0,56$; n=15) de comprimento por 0,17mm a 0,31mm ($0,25 \pm 0,04$; n=15) de largura. Lábios pequenos e cônicos. Cordões cefálicos recorrentes, não anastomosados apresentando 0,44mm a 0,75mm ($0,59 \pm 0,09$; n=15) de comprimento e 0,01mm de largura. Anel nervoso situado de 170 a 392,5 ($238,5 \pm 63,36$; n=15) da extremidade anterior. Cápsula bucal com 92,5 a 137,5 ($114,66 \pm 14,41$; n=6) de comprimento e de 20 a 37,5 ($27,16 \pm 4,89$; n=15) de largura. Esôfago muscular medindo de 390 a 830 ($601,33 \pm 126,03$; n=15) de comprimento e 60 a 180 ($87,33 \pm 27,89$; n=15) de largura. Extremidade caudal enrolada, com a cloaca abrindo-se a 140 a 420 ($266,66 \pm 88,37$; n=15) da extremidade posterior. Nove pares de papilas caudais, sendo quatro pares pré-cloacais e cinco pós-cloacais. Espículo maior medindo de 160 a 437 ($248,16 \pm 110,49$; n=15) de comprimento e de 15 a 42,5 ($22,35 \pm 11,75$; n=15) de largura e o espículo menor medindo de 142,5 a 182,5 ($161,03 \pm 11,26$; n=15) de comprimento por 15 a 45 ($23,66 \pm 6,80$; n=15) de largura.

Fêmeas: Corpo filiforme medindo de 6,41mm a 9,53mm ($7,92 \pm 0,81$; n=15) de comprimento por 0,29mm a 0,55mm ($0,47 \pm 0,60$; n=15) de largura. Lábios pequenos e cônicos. Cordões cefálicos recorrentes, não anastomosados apresentando 0,81mm a 1,5mm ($1,08 \pm 0,19$; n=15) de comprimento e 12,5 a 27,5 ($19,16 \pm 5,40$; n=15) de largura. Anel nervoso situado a 237,5 a 400 ($308,2 \pm 43,72$; n=15) da extremidade anterior. Cápsula bucal com 110 a 160 ($135,66 \pm 13,47$; n=15) de comprimento por 20 a 42,5 ($30,83 \pm 6,45$; n=15) de largura. Esôfago muscular medindo de 0,58mm a 1mm ($0,72 \pm 0,14$; n=15) de comprimento e de 25 a 160 ($105 \pm 34,58$;

n=15) de largura. Distância entre a vulva e o ânus medindo 1,03mm a 2,22mm ($1,40 \pm 0,74$; n=15). Útero bem desenvolvido preenchido por ovos com 28 a 42 ($35,86 \pm 4,89$; n=15) de comprimento por 23 a 25 ($24,13 \pm 0,74$; n=15) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: *Athene cunicularia*

Local de Infecção: intestino delgado

Localidade: Imbé - RS e São Francisco do Sul - SC, Brasil

Prevalência: 20%

Intensidade Média de Infecção: 48,83 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 9,76 helmintos/hospedeiro

Amplitude de Infecção: 3-115 helmintos/hospedeiro

Comentários

Dispharynx nasuta é um nematoide pertencente à família Acuariidae que apresenta ampla distribuição geográfica. Se destaca por possuir estruturas na região anterior denominadas de cordões cefálicos que são usadas para fixação desse parasito no órgão do hospedeiro (Anderson, 1992). Esta família é composta por vários gêneros de nematoides e a característica diagnóstica para separação dos gêneros está relacionada à presença e à morfologia dos cordões cefálicos, que no caso do gênero *Dispharynx* são recorrentes e não anastomosados, ou seja, não se fundem em sua extremidade. Além disto, *Dispharynx* é reconhecido pela presença de espículos de tamanhos diferentes e presença de papilas cloacais (Cram, 1927).

Dispharynx nasuta foi encontrado parasitando o proventrículo e a moela de *Athene cunicularia*. A maior intensidade de infecção ocorreu no proventrículo, mas como mencionado, alguns espécimes foram encontrados (não aderidos à mucosa) na moela. Embora a espécie tenha sido relatada para os dois órgãos (Brasil e Amato, 1992; Spalding *et al.*, 1996), acredita-se que devido ao peristaltismo, os helmintos acabaram atravessando o istmo entre os órgãos.

A espécie também já foi relatada como responsável pela formação de lesões no proventrículo e moela, (Rickard, 1985) e granulomas nos mesmos órgãos (Bartmann e Amato, 2009). Embora a intensidade média de infecção tenha sido alta para *A. cunicularia*, não foram observadas lesões superficiais e visíveis a olho nu. Sugere-se análises histológicas para observação possível alteração histopatológica causada pela infecção por *D. nasuta*.

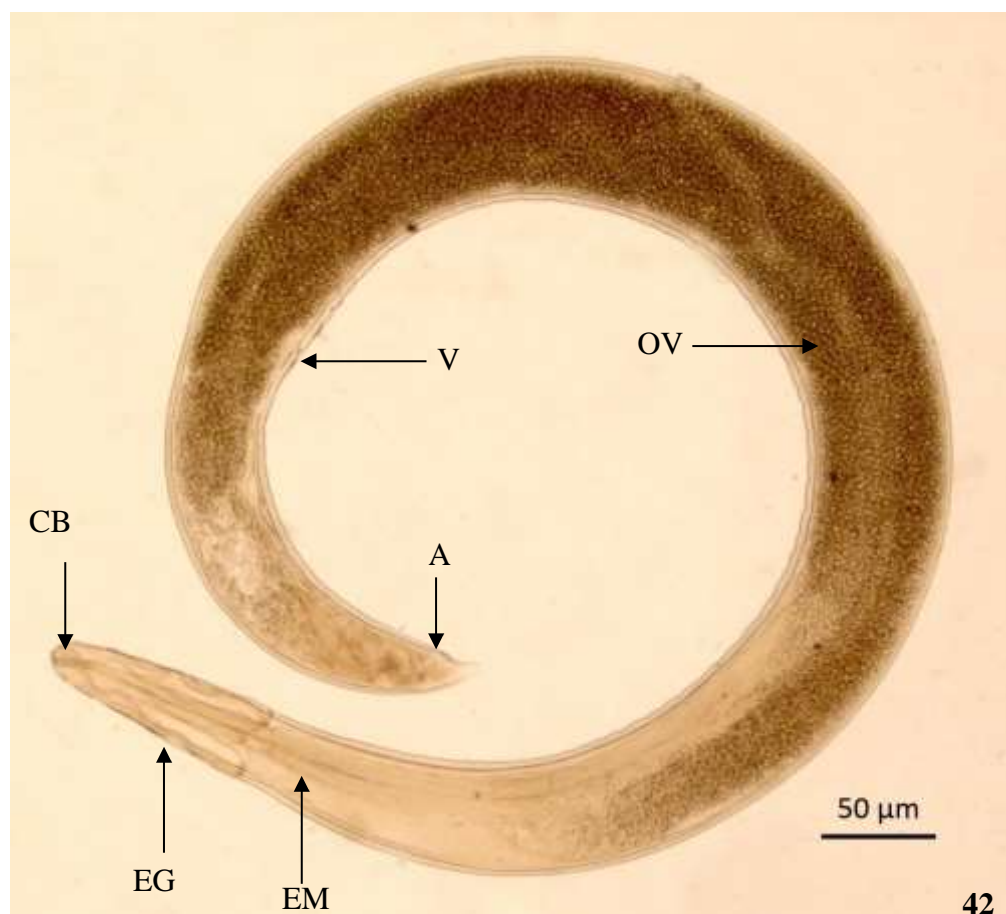


Figura 42: Fotomicrografia de *Dispharynx nasuta* montado “in toto” em lâmina temporária; barra= 50µm. CB – cápsula bucal; EG – esôfago glandular; EM – esôfago muscular; OV – ovo; V – vagina; A – ânus.

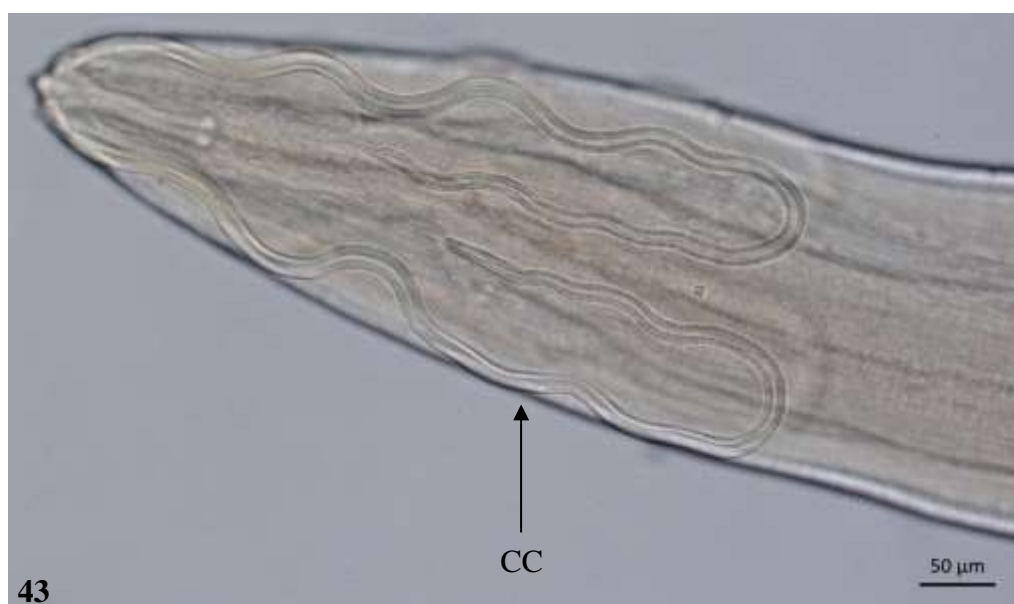


Figura 43: Fotomicrografia da região anterior de *Dispharynx nasuta*; barra= 50µm. CC – cordão cefálico.

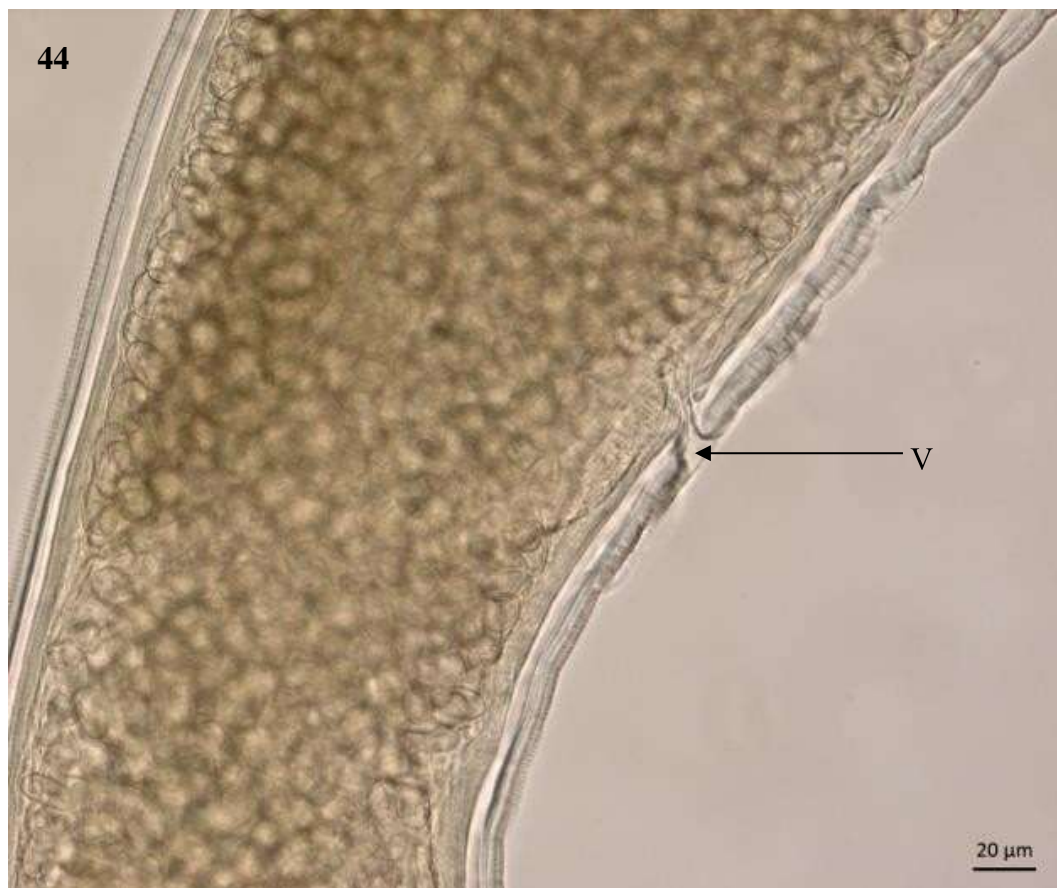


Figura 44: Fotomicrografia da região posterior da fêmea de *Dispharynx nasuta*; barra= 20μm.

V – vagina.

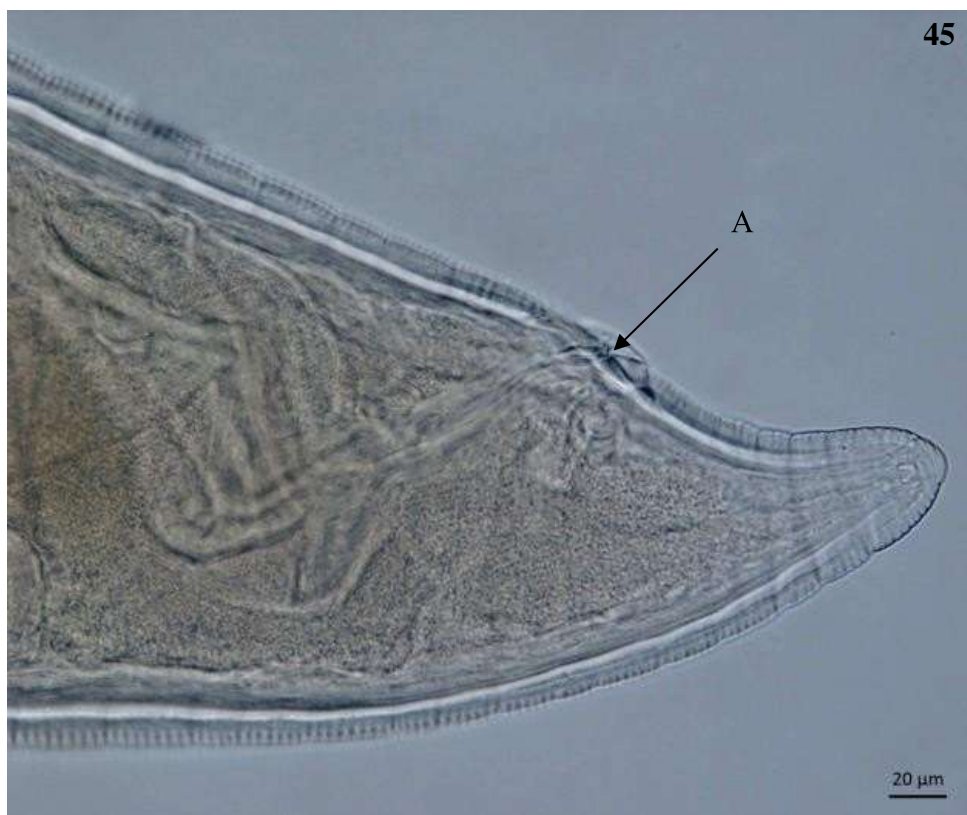


Figura 45: Fotomicrografia da região posterior da fêmea de *Dispharynx nasuta*; barra= 20µm.

A - ânus.

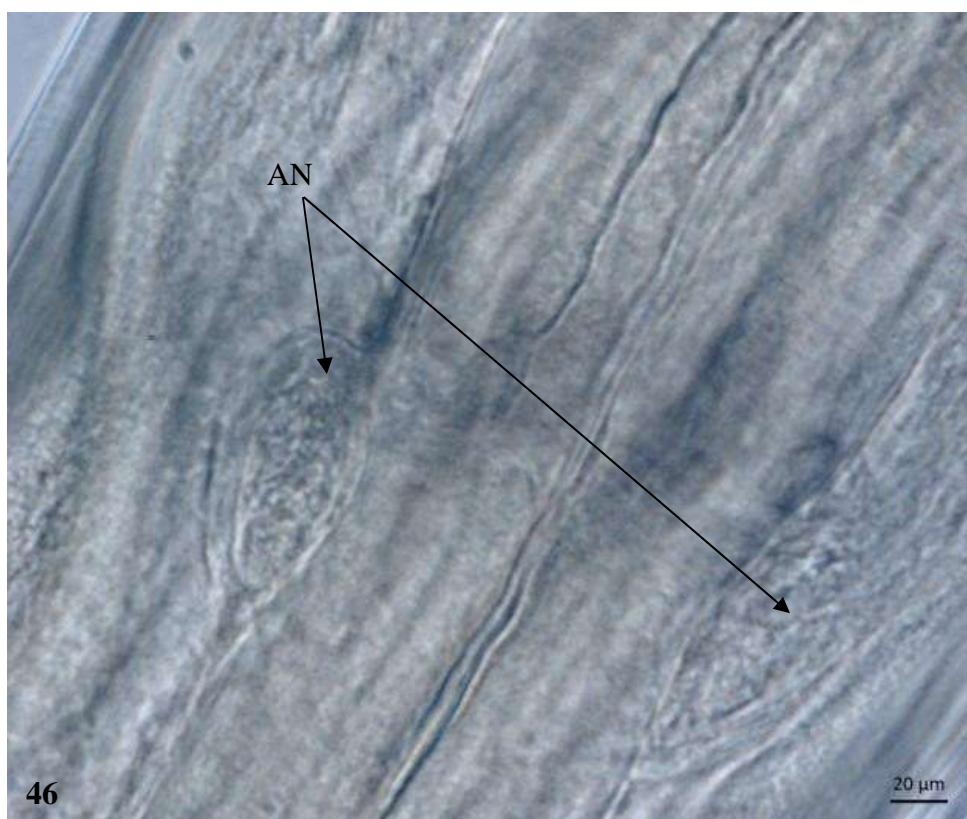


Figura 46: Fotomicrografia da região anterior de *Dispharynx nasuta*; barra= 20µm. AN – anel nervoso.

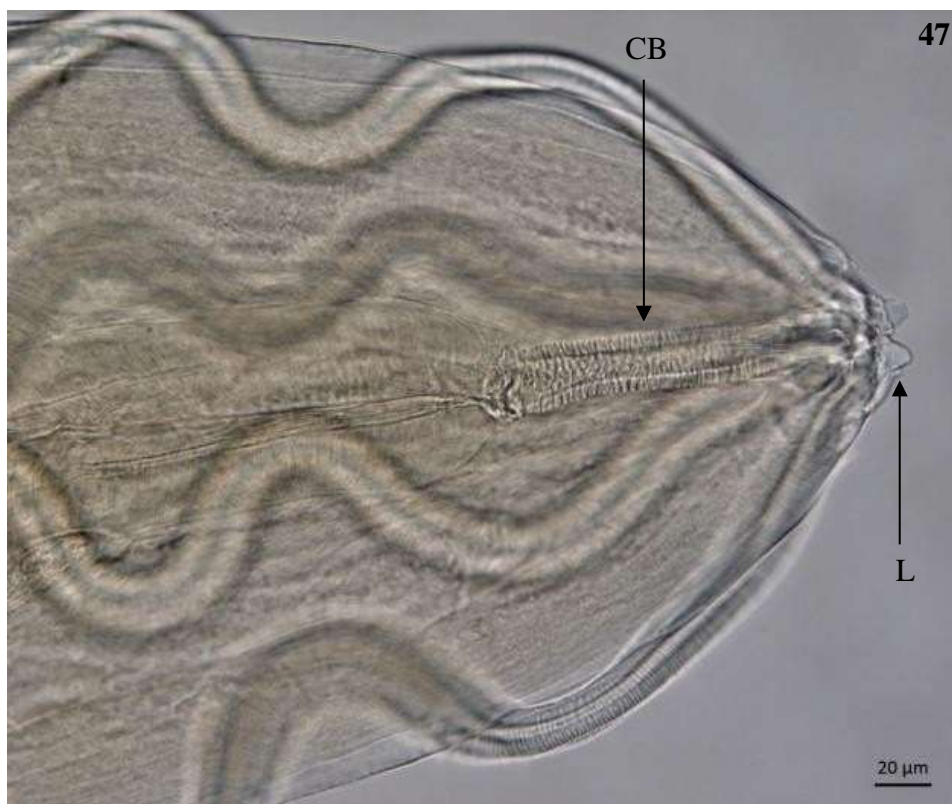


Figura 47: Fotomicrografia da região anterior de *Dispharynx nasuta*; barra= 20 μ m. CB – cápsula bucal; L – lábio.

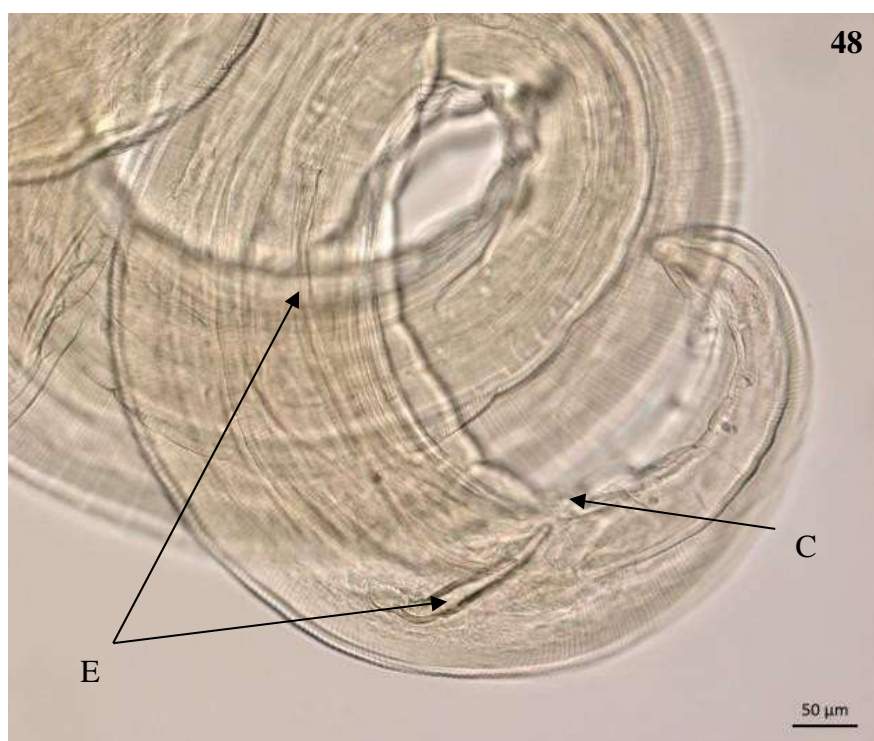


Figura 48: Fotomicrografia da região posterior do macho de *Dispharynx nasuta*; barra= 50 μ m. EP – espículos; CL – cloaca.

Família Acuariidae Railliet, Henry e Sisoff, 1912

Gênero *Synhimantus* Railliet, Henry e Sisoff, 1912

Synhimantus laticeps (Rudolphi, 1819)

(Figuras 49 – 52)

Descrição: baseada em quatro espécimes, três machos e uma fêmea, clarificados em lactofenol de Amann e montados em lâminas provisórias. Cutícula com estrias transversais. Região cefálica termina com dois pseudolábios laterais. Quatro papilas cefálicas localizadas na base do pseudolábio. Anfídeos presentes. Abertura oral alongada e oval. Cápsula bucal estreita, longa e expandida anteriormente. Cordões anastomosados em cada superfície lateral. Deirídeos tricúspides e posteriores aos cordões. Espículos desiguais. Cinco pares de papilas pedunculadas pós-cloacais e um par de papilas sésseis. Vulva localizada perto da região mediana do corpo.

Machos: Medindo de 4,05mm a 5,62mm ($4,97 \pm 0,81$; n=3) de comprimento e 0,25mm a 0,31mm ($0,28 \pm 0,30$; n=3) de largura. Cordões medindo de 470 a 670 ($563,33 \pm 100,36$; n=3) de comprimento e 12,5 a 15 ($14,66 \pm 1,44$; n=3) de largura, recorrentes, anastomosados em campos laterais, aproximadamente na metade do seu comprimento. Cápsula bucal com 112,5 a 122,5 ($115,83 \pm 5,77$; n=3) de comprimento e 22,5 a 25 ($23,33 \pm 1,44$; n=3) de largura. Esôfago com 0,68mm a 1,95mm ($1,47 \pm 0,69$; n=3) de comprimento e 70 a 110 ($93,33 \pm 20,81$; n=3) de largura. Distância da cloaca à região posterior do corpo medindo de 250 a 350 ($313,33 \pm 55,07$; n=3) de comprimento. Espículo direito mais robusto e espatulado em menor tamanho, medindo 150 a 160 (155 ± 5 ; n=3) de comprimento e 12,5 a 60 ($32,5 \pm 24,62$; n=3) de largura. Espículo esquerdo, de maior tamanho, delgado, medindo de 312,5 a 500 ($381,66 \pm 102,96$; n=3) de comprimento e 10 a 17,5 ($13,33 \pm 3,81$; n=3) de largura. Área rugosa composta por seis fileiras de sulcos cuticulares estreitos, começando na extremidade proximal do espículo esquerdo e terminando próximo ao terceiro par de papilas caudais. Extremidade caudal alada estreita contendo papilas, quatro pares pré-cloacais, cinco pós-cloacais e um par de papilas perto da ponta da cauda.

Fêmea: Comprimento de 8,59mm e 0,53mm de largura. Cápsula bucal com 257,5 de comprimento e 25 de largura. Cordões cefálicos medindo 1,26mm de comprimento e 22,05 de largura. Esôfago com 2,65mm de comprimento e 0,52mm de largura. Distância do canal vaginal à região posterior do corpo medindo 1,55mm. Ovos larvados com 74 de comprimento e 37 de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: *Athene cunicularia*

Local de Infecção: proventrículo

Localidade: São Francisco do Sul - SC, Brasil

Prevalência: 3,33%

Intensidade Média de Infecção: 4 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,13 helminto/hospedeiro

Amplitude de infecção: 4 helmintos/hospedeiro

Comentários

Acuariidae é uma família muito ampla com 25 gêneros, entre eles: *Dispharynx*, *Seuracia*, *Streptocara* e *Synhimantus*, entre outros. Barus e Majumdar (1975) através da microscopia eletrônica de varredura analisaram estruturas do cordão de alguns dos gêneros de acuárioideos e sugeriram que a evolução dos mesmos em *Synhimantus* (*Dispharynx*) precede *Synhimantus* (*Synhimantus*).

Estudos como de Quentin e Beveridge (1986) com base na comparação e ontogênese dos cordões cefálicos desde o estágio larval, podem elucidar questões evolutivas das espécies de acuárioideos. Um exemplo foi a conclusão feita por Etchegoin *et al.* (2000) de que há uma evolução gradual no desenvolvimento dos cordões na espécie *S. (S.) laticeps* a partir do quarto estágio larval.

O ciclo de vida de *S. (S.) laticeps* é limitado à ocorrência dos estágios adultos principalmente em aves da ordem Accipitriformes, Falconiformes e Strigiformes. Pequenos vertebrados podem estar envolvidos como hospedeiros intermediários (Cram, 1927) e existem uma grande variedade de hospedeiros definitivos para *S. (S.) laticeps*, como várias espécies de aves de rapina entre elas, as corujas (Cram, 1927; Furnaga, 1957; Yamaguti, 1961).

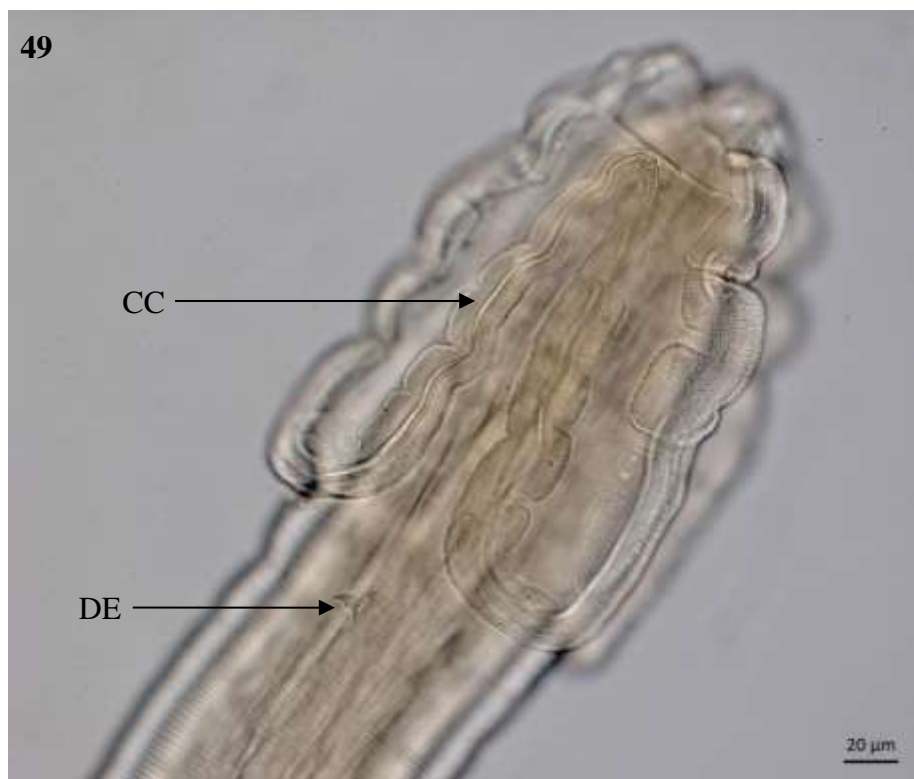


Figura 49: Fotomicrografia da região anterior de *Synhimantus laticeps*; barra= 20μm. CC – cordões cefálicos; DE – deirídeos.

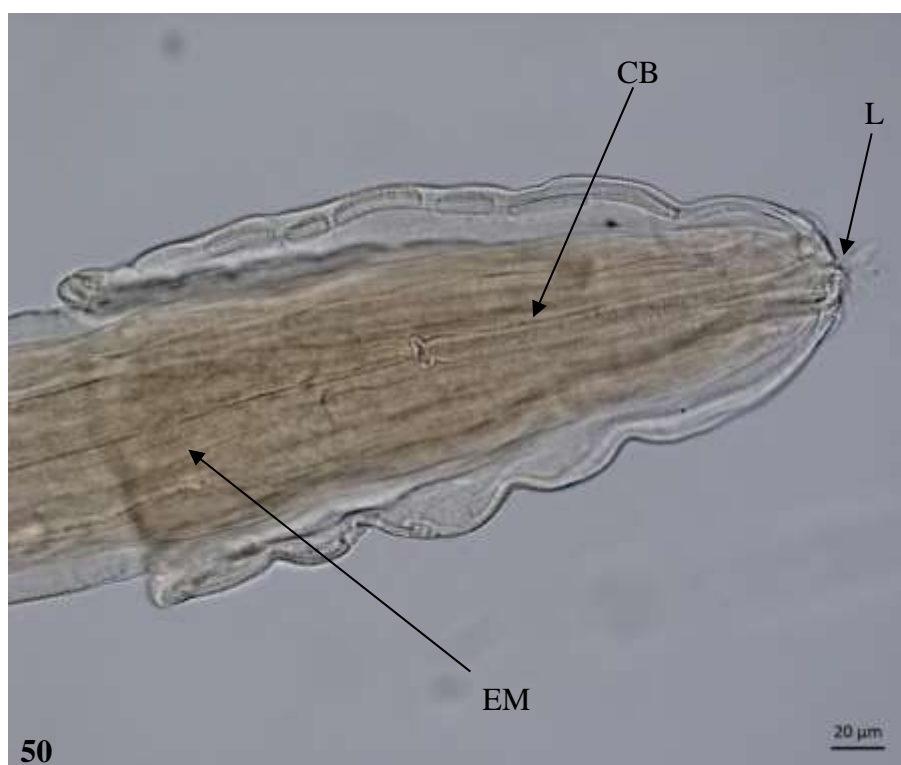


Figura 50: Fotomicrografia da região anterior de *Synhimantus laticeps*; barra= 20μm. CC – cordões cefálicos; L – lábios; DE – deirídeos; CB – cápsula bucal; EM – esôfago muscular.

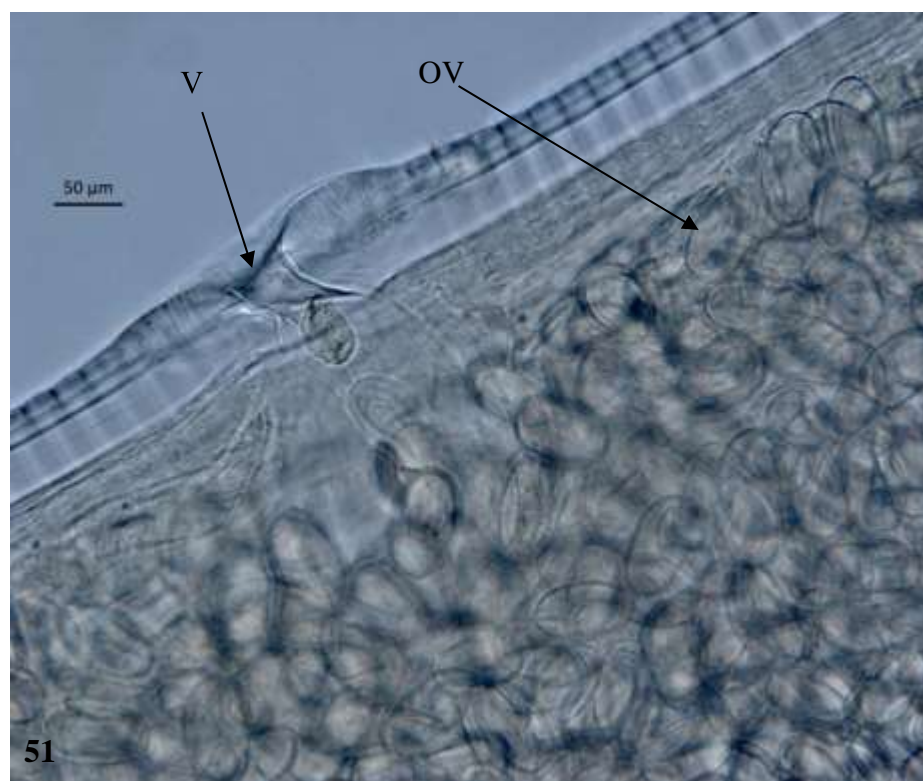


Figura 51: Fotomicrografia da fêmea de *Synhimantus laticeps*; barra= 50µm. OV – ovo; V – vagina.

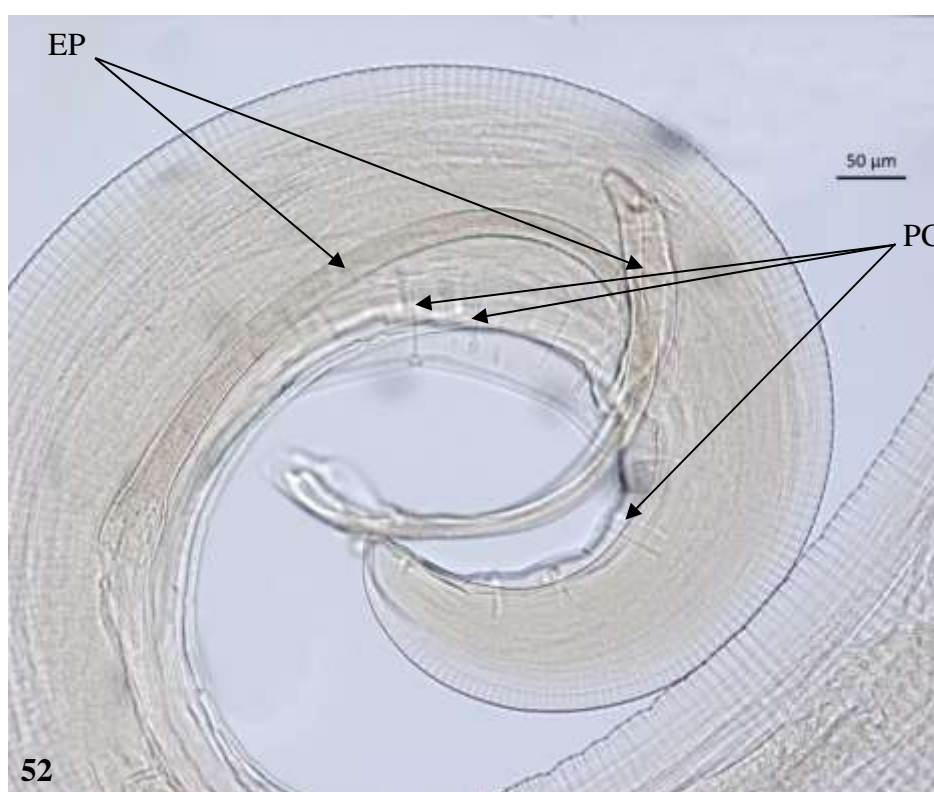


Figura 52: Fotomicrografia do macho de *Synhimantus laticeps*; barra= 50µm. OV – ovo; V – vagina. EP – espículo; PC – papilas pré e pós cloacais.

Superfamília Subuluroidea Travassos, 1930

Família Acuariidae Seurat, 1913

Subfamília Acuariinae Henry e Sisoff, 1912

Gênero *Cosmocephalus* Molin, 1858

Cosmocephalus obvelatus (Creplin, 1825) Seurat, 1919

(Figuras 53 – 57)

Descrição: baseado em um macho e quatro fêmeas clarificados em lactofenol de Amann e montados em lâminas provisórias. Corpo fusiforme com dois pares de cordões cefálicos localizados dorsalmente e ventralmente na extremidade anterior, anastomosados, com um curso contínuo com faixas transversais e partes internas com rugas. Deirídeo presente, grande e bicúspide. A extremidade posterior dos machos é dobrada e possui uma asa caudal com quatro pares de papilas pré-cloacais e cinco pares de papilas pós-cloacais. Espículos desiguais.

Machos: Corpo medindo 7,38mm de comprimento e 0,27mm de largura. O comprimento dos cordões cefálicos foi de 420 no espécime, com maior largura de expansão cefálica medindo 60 e menor largura de expansão cefálica medindo 50. Distância da extremidade anterior ao deirídio foi de 425. Cápsula bucal medindo 262,5 de comprimento e 35 de largura. Esôfago medindo 650 de comprimento e 80 de largura. A distância entre a cloaca e a extremidade posterior de 330. Espículos desiguais sendo que o maior teve 812,5 de comprimento com 17,5 de largura. O menor espículo teve 200 de comprimento e 57,5 de largura. Gubernáculo presente, medindo 80 de comprimento e 25 de largura. Nove papilas cloacais: cinco pares de papilas pedunculadas pré cloacais e quatro pares de papilas pedunculadas pós-cloacais.

Fêmeas: Corpo medindo de 10,17mm a 10,54mm ($10,35 \pm 0,26$; n=2) de comprimento e 0,35mm a 0,47mm ($0,43 \pm 0,53$; n=4) de largura. O comprimento dos cordões cefálicos variou de 530 a 600 ($513,33 \pm 96,09$; n=3) de comprimento, com maior largura de expansão cefálica medindo de 112,5 a 175 ($120,83 \pm 50,51$; n=3) e menor largura de expansão cefálica medindo de 62,5 a 75 ($60,83 \pm 15,06$; n=3). Distância da extremidade anterior ao deirídio variou de 465 a 475 ($466,66 \pm 7,63$; n=3). Cápsula bucal medindo de 300 a 302,5 ($296,66 \pm 8,03$; n=3) de

comprimento e 37,5 a 85 ($64,15 \pm 24,28$; $n=3$) de largura. Esôfago medindo 500 a 680 ($613,33 \pm 98,64$; $n=3$) de comprimento e 100 a 140 ($110 \pm 26,45$; $n=3$) de largura. A distância da vagina com relação a extremidade posterior variou de 2,20mm a 4,32mm ($3,26 \pm 1,50$; $n=2$). Uma grande quantidade de ovos com comprimento variando de 37,5 a 47,5 ($39,37 \pm 7,46$; $n=12$) de comprimento e de 20 a 22,5 ($21,25 \pm 1,44$; $n=12$) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: *Athene cunicularia*

Local de Infecção: intestino grosso

Localidade: São Francisco do Sul - SC, Brasil

Prevalência: 3,33%

Intensidade Média de Infecção: 6 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,20 helminto/hospedeiro

Amplitude de Infecção: 6 helmintos/hospedeiro

Comentários

Cosmocephalus obvelatus (Creplin, 1825) Seurat, 1919 possui uma ampla distribuição geográfica, ocorrendo na Europa, Ásia, África, Nova Zelândia e América do Norte (Wong e Anderson, 1982 *apud* Diaz *et al.*, 2001). Na América do Sul, *C. obvelatus* foi descrito a primeira vez por Oliveira e Vicente (1963), no Brasil, como *Cosmocephalus tanakai* Rodrigues e Vicente, 1963 encontrado na gaiivota-de-dorso-preto *Larus dominicanus* Lichtenstein 1823.

Este endoparasito utiliza uma grande variedade de hospedeiros, sendo encontrado em membros de Lariidae, Pelecanidae, Rynchopidae, Sternidae, Anatidae, Podicipedidae, Phalacrocoracidae, Gaviidae, Ardeidae, Stercoraridae, Haematopodidae, Treschiornitidae e Accipitridae (Barus e Majudmar, 1975; Borgsteede e Jansen, 1980 *apud* Diaz *et al.*, 2001).

A espécie foi ainda redescrita por Anderson e Wong (1981) onde consideraram *C. obvelatus* sinônimo das espécies *Cosmocephalus imperialis* Morishita, 1930, *Cosmocephalus capellae* Yamaguti, 1935, *Cosmocephalus jaenschii* Johnson e Mawson, 1941, *Cosmocephalus argentinensis* Boero e Led, 1970. Diaz *et al.* (2001) observaram que a variação morfológica em *C. obvelatus* é pequena, mesmo em hospedeiros e localidades diferentes. Tal condição de estabilidade morfológica apresentada por *Cosmocephalus* pode sugerir melhor adaptação, tanto a diferentes hospedeiros quanto à diversidade de locais de ocorrência.

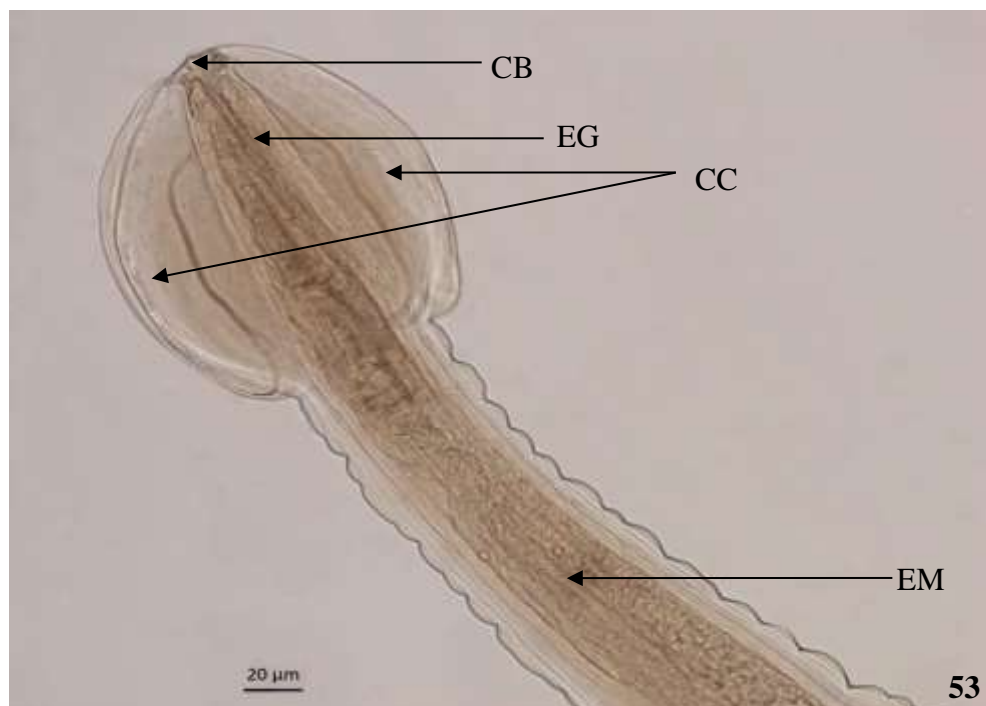


Figura 53: Fotomicrografia da região anterior de *Cosmocephalus obvelatus*; barra= 20μm. CB– cápsula bucal; EG – esôfago glandular; EM – esôfago muscular; CC – cordões cefálicos.



Figura 54: Fotomicrografia da região anterior de *Cosmocephalus obvelatus*; barra= 100μm. DE - deirídeo.

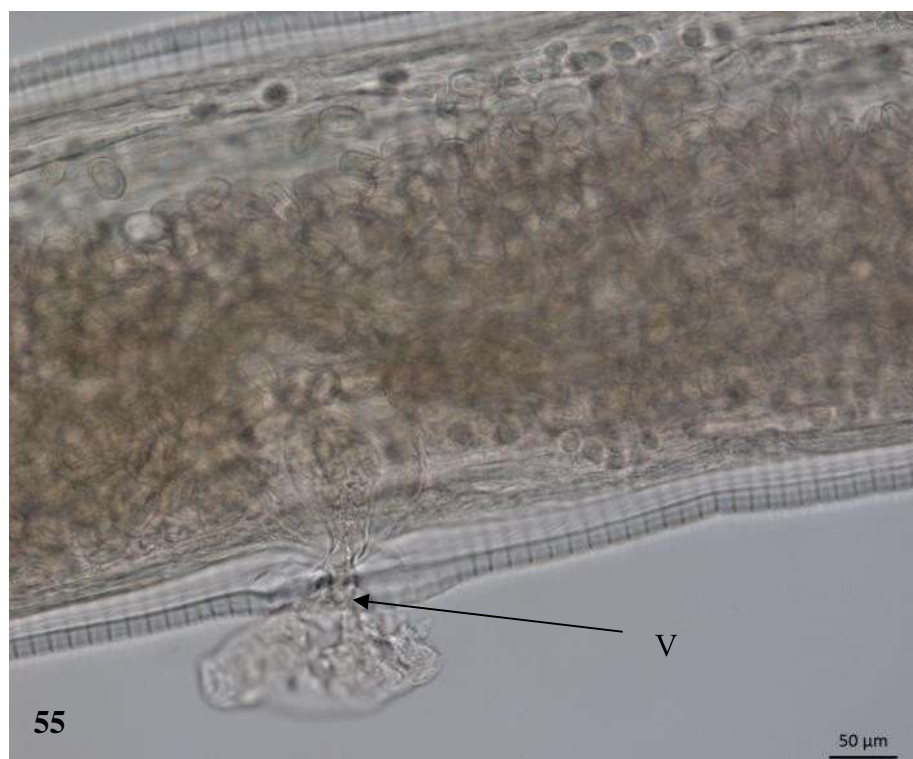


Figura 55: Fotomicrografia da região posterior da fêmea de *Cosmocephalus obvelatus*; barra= 50µm. V – vagina.

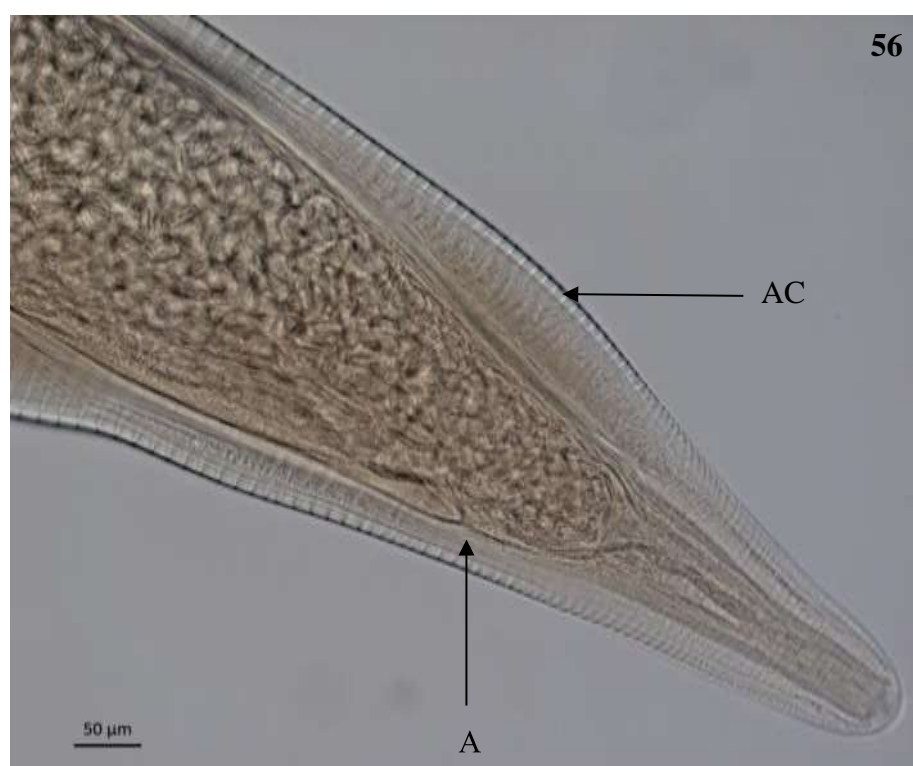


Figura 56: Fotomicrografia da região posterior da fêmea de *Cosmocephalus obvelatus*; barra= 50µm. A – ânus; AC – asa caudal.

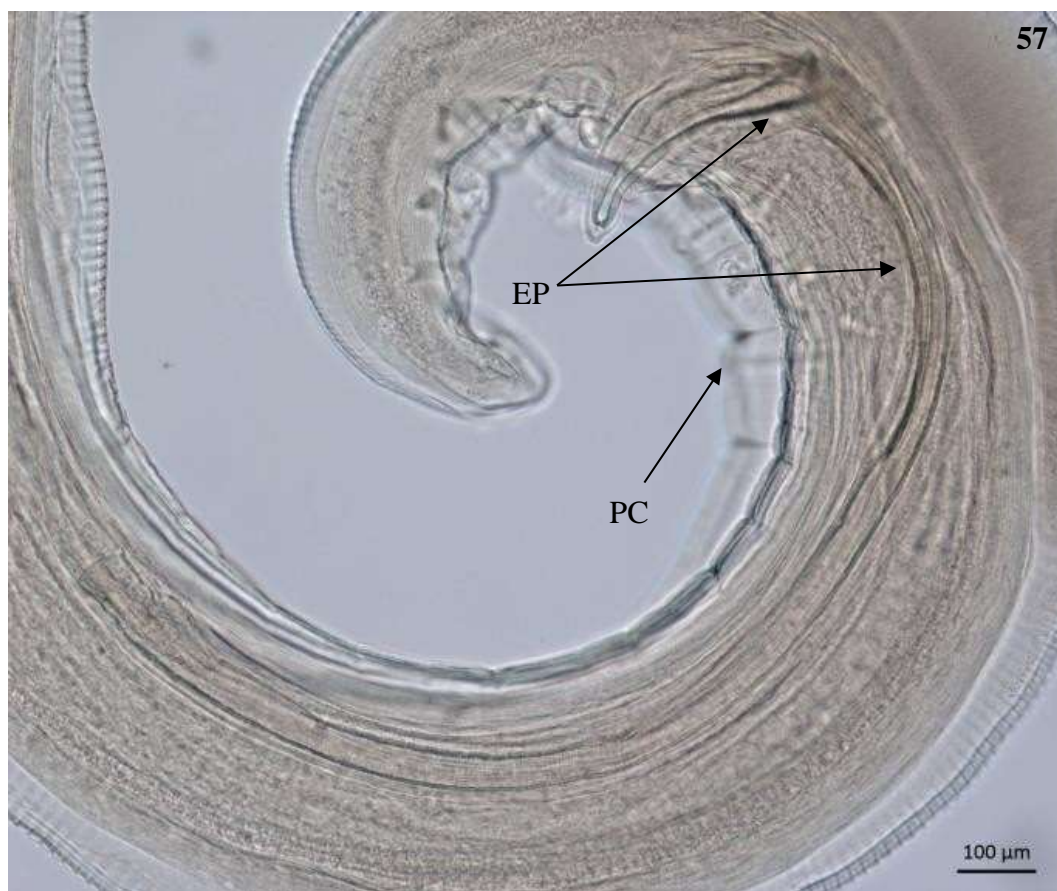


Figura 57: Fotomicrografia da região posterior do macho de *Cosmocephalus obvelatus*; barra= 100μm. EP – espículo; PC – papilas cloacais.

Ordem Oxyurida Railliet, 1916

Superfamília Oxyuroidea Railliet, 1916

(Figuras 58 – 61)

Descrição: baseada em duas fêmeas clarificadas em lactofenol de Amann e montadas em lâminas provisórias. Nematoides pequenos, com o corpo fusiforme afinando para as extremidades. A cutícula é lisa e sem estrias. A região cefálica apresenta três lábios bilobados. O lábio dorsal carrega um par de papilas cefálicas, enquanto cada um dos sub-ventrais possui uma única papila grande. O esôfago consiste em um corpo cilíndrico que é separado por uma constrição de um bulbo globular posterior. Na extremidade anterior, ele é guarnecido com dois pares de estruturas finas e pontiagudas. Na sua terminação anterior, o intestino apresenta a aparência de um balão invertido.

Fêmea: Corpo medindo 4,64mm (n=1) de comprimento e de 0,14mm a 0,22mm ($0,18 \pm 0,10$; n=2) de largura. Expansão cefálica medindo 370 (n=1) de comprimento. O corpo diminui gradualmente em direção à parte posterior do corpo e a extremidade formando uma cauda longa e pontiaguda. Cápsula bucal medindo de 57,5 a 75 ($66,25 \pm 12,37$; n=2) de comprimento e 35 a 37,5 ($36,25 \pm 1,76$; n=2) de largura. Esôfago medindo 0,5mm a 1,15mm ($0,82 \pm 0,45$; n=2) de comprimento e 40 a 50 ($45 \pm 7,07$; n=2) de largura. Bulbo esofagiano presente, medindo entre 125 a 182,5 ($153,75 \pm 40,65$; n=2) de comprimento e 82,5 a 175 ($128,75 \pm 65,40$; n=2) de largura. A vulva é muito proeminente, sendo cercada por uma franja cuticular e abre em uma vagina longa direcionada posteriormente que está conectada a um esfíncter e sua distância com relação a extremidade posterior variou de 150 a 160 ($155 \pm 7,07$; n=2). É seguida pelo tronco comum do útero, que aumenta para formar um longo reservatório em forma de saco que se estende para trás, na região anal do corpo. Os ovos variaram de 34 a 35 ($34,5 \pm 0,70$; n=6) de comprimento e de 20 a 22 ($21 \pm 1,41$; n=6) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: *Athene cunicularia*

Local de Infecção: intestino delgado

Localidade: Imbé - RS e São Francisco do Sul - SC, Brasil

Prevalência: 6,66%

Intensidade Média de Infecção: 2 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,13 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 2 helmintos/hospedeiro

Comentários

A Ordem Oxyurida Railliet, 1916 engloba espécies de médio e pequeno porte com boca com ou sem lábios, cavidade bucal presente ou ausente; o esôfago, em geral, possui corpo, istmo e bulbo (oxiuriforme). Estas características foram encontradas nas duas fêmeas coletadas e estudadas. Ainda de acordo com as características da superfamília Oxyuroidea Railliet, 1916 incluem a boca possuindo ou não lábios e interlábios e contornada ou não por papilas; cavidade bucal presente ou ausente; esôfago com corpo e istmo de desenvolvimento variado. O macho tem asas caudais sustentadas ou não por papilas e espículos presentes ou ausentes (Rodrigues, 2016). Até aqui as características condizem com os espécimes estudados, pois os indivíduos resgatados de *A. cunicularia* se tratam apenas de fêmeas.

A classificação e caracterização posterior foi impossibilitada pela necessidade de espécimes machos. A inclusão de espécies na família Oxyuridae Cobbold, 1894, depende de caracteres exclusivos onde os espécimes machos possuem corpo desenvolvido e, principalmente, cauda de forma irregular, asas caudais sustentadas por papilas, com ou sem espículo, gubernáculo presente ou ausente.

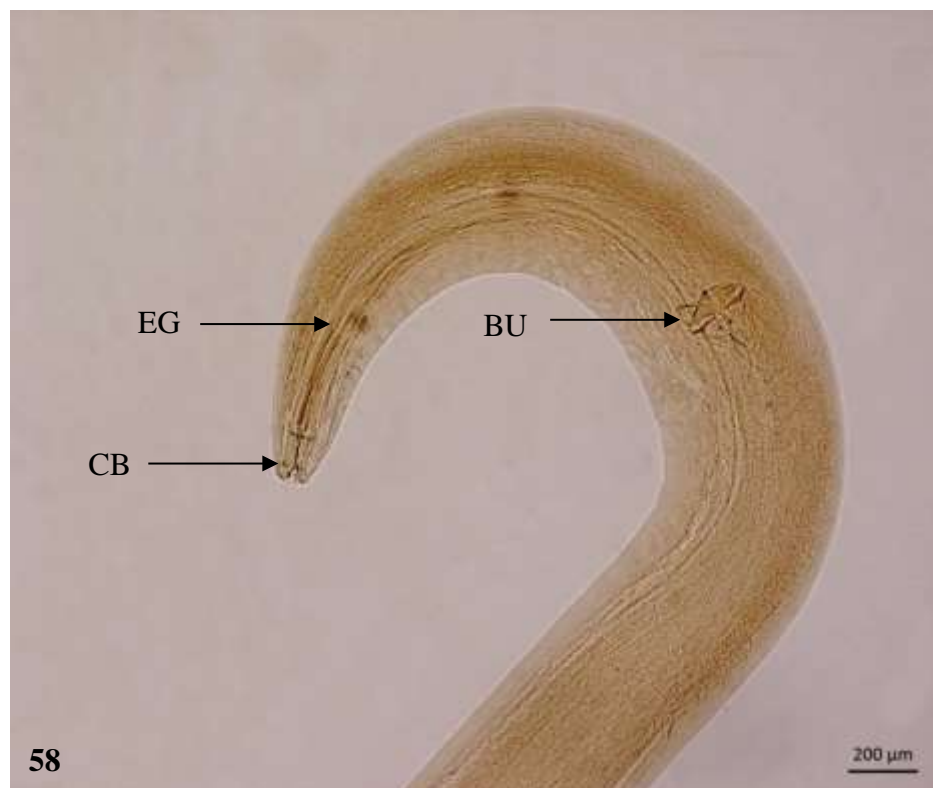


Figura 58: Fotomicrografia da região anterior de oxiuroideo não identificado; barra= 200μm.
CB – cápsula bucal; EG – esôfago glandular; BU – bulbo esofageano.



Figura 59: Fotomicrografia da região anterior de oxiuroideo não identificado; barra= 20μm.
BU– bulbo esofageano.

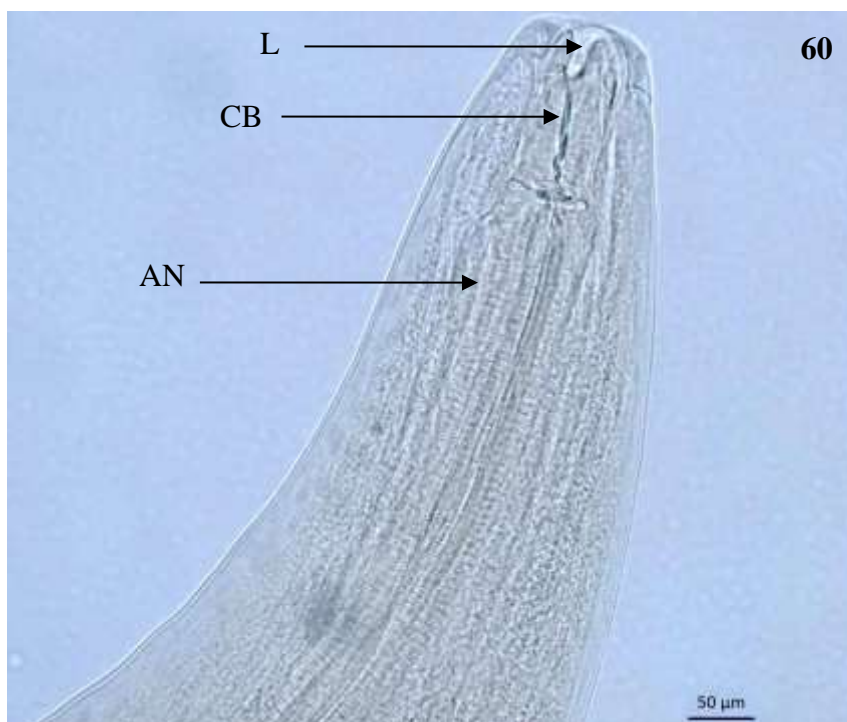


Figura 60: Fotomicrografia da região anterior de oxiuroideo não identificado; barra= 50μm.
L- lábio; CB – cápsula bucal; AN – anel nervoso.

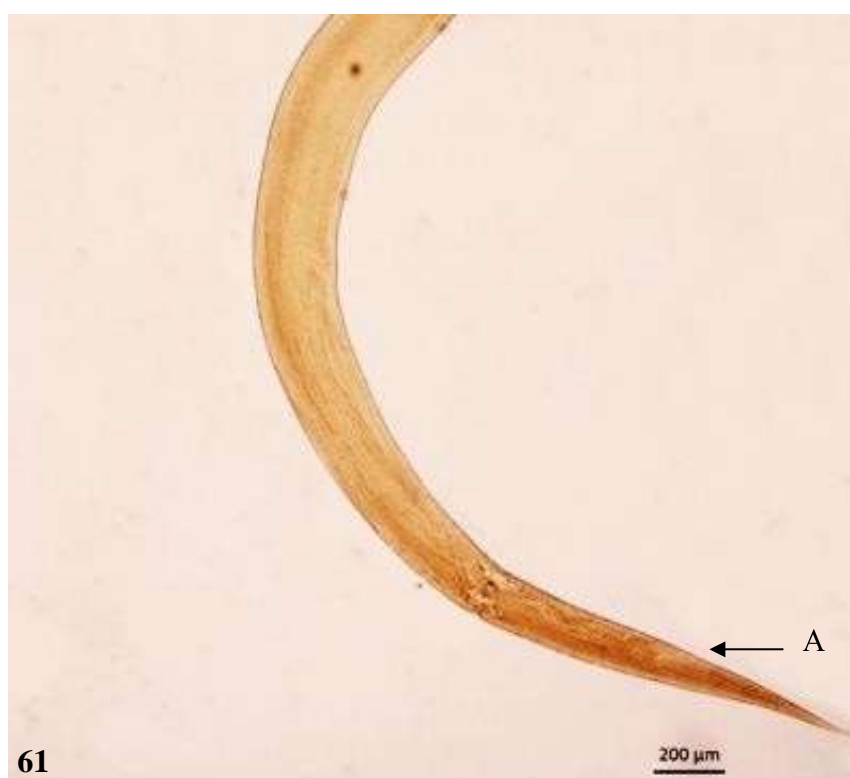


Figura 61: Fotomicrografia da região posterior da fêmea de oxiuroideo não identificado; barra= 200μm. A – ânus.

4.2 Estrutura e comunidade de helmintos

Dos 30 indivíduos coletados e necropsiados de *Athene cunicularia*, 26 (87%) estavam parasitados por pelo menos uma espécie de helminto. Um total de 687 helmintos foram coletados, pertencentes aos táxons Platyhelminthes (Digenea), Acanthocephala e Nematoda. Digenea foi o grupo mais representativo, com sete espécies (44%), seguido por Nematoda com seis espécies e Acanthocephala com duas espécies e um cisticanto (Figura 62).

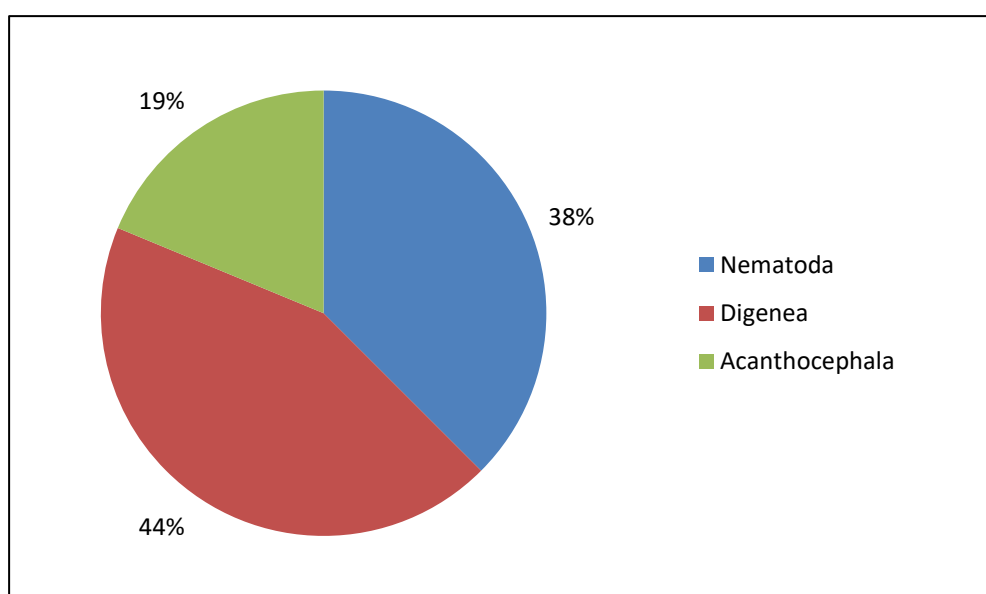


Figura 62: Riqueza dos diferentes grupos de helmintos parasitos de *Athene cunicularia* (n = 30) na região Sul do Brasil.

A abundância média total foi de 22,9 espécimes/hospedeiro, enquanto a intensidade média total foi de 26,42 espécimes/hospedeiro. Do total de helmintos coletados, 400 (58%) foram encontrados em hospedeiros machos e 287 (42%) nas fêmeas. Considerando a maturidade dos hospedeiros, os machos adultos apresentaram 326 (47%) e machos jovens 74 (11%) dos helmintos coletados, enquanto nas fêmeas, esse valor é de 245 (36%) para as adultas e 42 (6%) para as jovens (Figura 63).

O agrupamento dos helmintos de acordo com o grupo taxonômico, mostrou que o grupo mais representativo em termos de quantidade de indivíduos coletados foi Nematoda, que contribuiu com 314 espécimes, seguido de Acanthocephala com 245 e Digenea 128 (Figura 64).

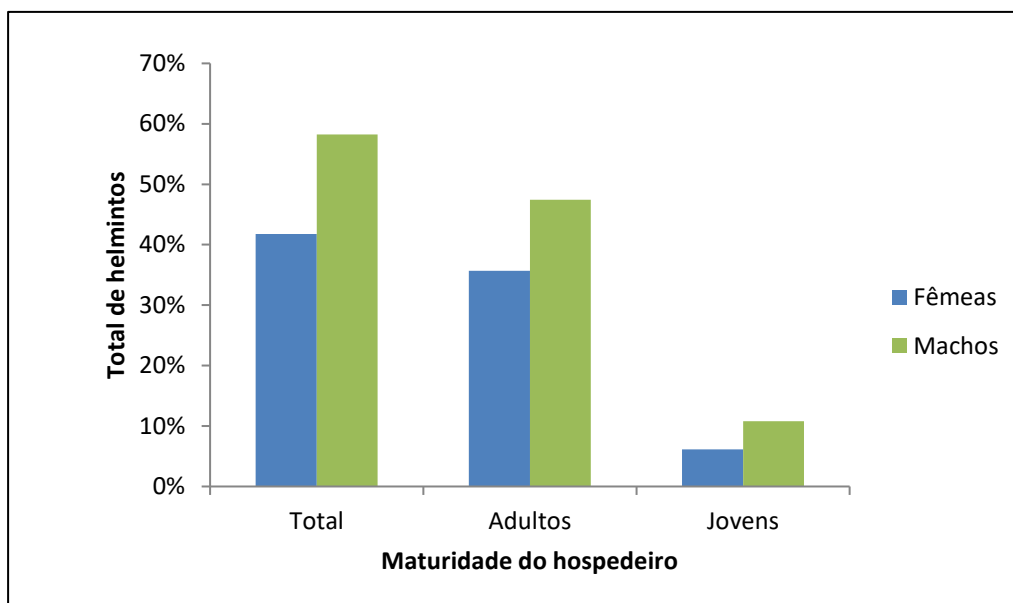


Figura 63: Distribuição dos helmintos de acordo com o sexo e a maturidade dos indivíduos de *Athene cunicularia*.

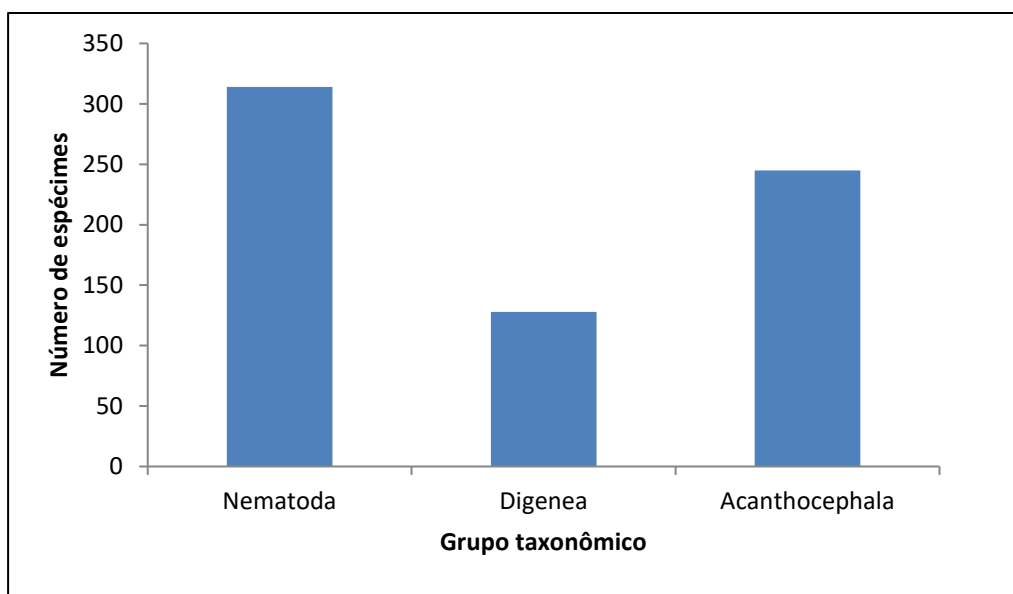


Figura 64: Número de espécimes pertencentes aos diferentes grupos de helmintos parasitos de *Athene cunicularia*.

Na amostra estudada, a helmintofauna estava composta por 16 clados: *Neodiplostomum americanum*, *Strigea falconis*, *Prosthogonimus ovatus*, *Athesmia atillae*, *Conspicuum conspicuum*, *Lubens lubens*, um digenético não identificado, *Centrorhynchus globocaudatus*, *Sphaerirostris turdi*, *Centrorhynchus* sp. (em forma de cistacanto), *Galeiceps* sp., *Subulura alfivensis*, *Dispharynx nasuta*, *Synhimantus laticeps*, *Cosmocephalus obvelatus* e um nematoide pertencente à Família Oxyuroidea.

Os trematódeos digenéticos foram o grupo que contribui com o maior número de espécies de helmintos. Os mais prevalentes foram *Athesmia atillae* (16,66%), *Lubens lubens* e a espécie de digenético não identificada (ambas com 6,66%). Embora Digenea tenha sido o grupo com maior riqueza, os Filos Acanthocephala e Nematoda apresentaram espécies com prevalência e abundância média de infecção maiores. Entre os acantocéfalos, *Centrorhynchus globocaudatus* foi a espécie com maior prevalência (70%) e abundância média (7,26); para os nematoides, *Dispharynx nasuta* foi o mais prevalente (20%) e abundante de 9,76 (Tabela 6).

Os índices parasitários apresentaram variações entre as diferentes classes sexo-etárias. Acanthocephala e Nematoda obtiveram os maiores valores de abundância em machos adultos, 153 e 198 respectivamente, enquanto em Digenea foi de 53. Em relação às fêmeas adultas, Nematoda teve maior abundância (59) seguido de Digenea (72) e Acanthocephala (66) (Tabela 7). Dos 30 espécimes de *A. cunicularia* necropsiados, 14 (47%) eram machos e 16 (53%) eram fêmeas. A média de peso (g) e de comprimento (cm) para o total da amostra foi de 135,18g e 15cm, respectivamente (Tabela 8).

Tabela 6: Parâmetros ecológicos da helmintofauna de *Athene cunicularia* coletada nos municípios de Imbé/RS e São Francisco do Sul/SC Brasil.

Espécies de helmintos	Prevalência (%)	Amplitude	Intensidade média	Abundância média	Local de infecção
Digenea					
<i>Neodiplostomun americanum</i>	3,33	0-1	1	0,03	IA
<i>Strigea falconis</i>	3,33	0-1	1	0,03	IA
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	3,33	0-2	2	0,06	CL
<i>Athesmia attilae</i>	16,66	2-38	19,20	3,20	DB; F
<i>Conspicuum conspicuum</i>	3,33	0-1	1	0,03	VB
<i>Lubens lubens</i>	6,66	0-5	4,50	0,30	VB
Digenético não identificado	6,66	1-18	9,50	0,63	IP
Acanthocephala					
<i>Centrorhynchus globocaudatus</i>	70	1-73	10,38	7,26	IA
<i>Sphaerirostris turdi</i>	6,66	2-19	10,50	0,70	IA
<i>Centrorhynchus</i> sp.	3,33	6	6	0,20	IA
Nematoda					
<i>Galeiceps</i> sp.	3,33	0-1	1	0,03	CC
<i>Subulura alfvensis</i>	3,33	0-6	6	0,20	CC
<i>Dispharynx nasuta</i>	20	3-115	48,83	9,76	PV
<i>Synhimantus laticeps</i>	3,33	0-4	4	0,13	PV
<i>Cosmocephalus obvelatus</i>	3,33	0-6	6	0,20	PV
Oxyuroidea	6,66	0-2	2	0,13	CC

CC=cecos; DB=ductos biliares; F=fígado; IA= intestino anterior; IP= intestino posterior; PV= proventrículo.

Tabela 7: Valores de abundância média e amplitude para cada grupo de helminto componente da helmintofauna de *Athene cunicularia* coletados nos municípios de Imbé/RS e São Francisco do Sul/SC Brasil.

Grupos de helmintos	Análise	Machos a dultos (n = 13)	Fêmeas adultas (n = 14)	Machos jovens (n = 1)	Fêmeas jovens (n = 2)	Total (n = 30)
Digenea	Abundância	56	72	1	0	129
	Amplitude	0-30	0-38	0-1	0	0-69
	AB ± DP	1,86 ± 9,47	1,26 ± 10,76	0,03±0,7	0	3,15 ± 20,93
Acanthocephala	Abundância	153	66	1	25	245
	Amplitude	0-73	0-17	0-1	6-19	6-110
	AB ± DP	5,1±19,29	2,2±5,68	0,03±0,70	0,83±9,19	8,16± 34,86
Nematoda	Abundância	198	89	1	25	313
	Amplitude	0-115	2-83	0-1	0-25	2-222
	AB ± DP	6,6±32,63	2,96±22,03	0,03	0,76±16,26	10,35 ± 70,92
Total de espécimes (%)		407 (59%)	227 (33%)	3 (0,4%)	50 (7%)	687 (100%)

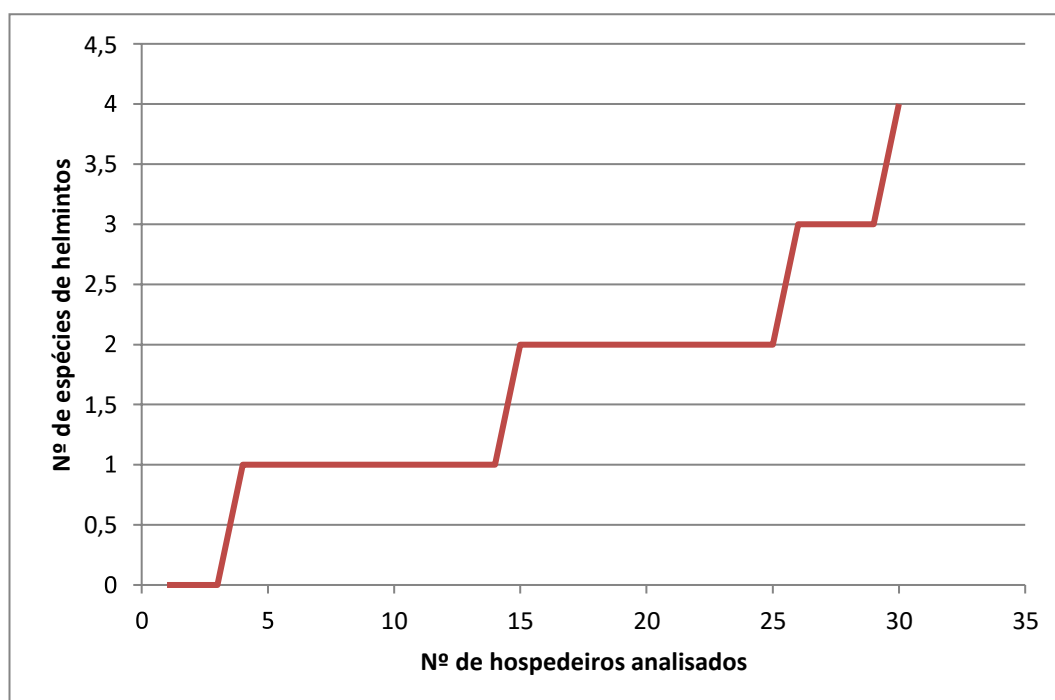
AB= abundância média; DP= desvio padrão.

Tabela 8: Média das medidas corporais de *Athene cunicularia*

Parâmetros	Machos (n = 14) média ± DP (A)	Fêmeas (n = 16) média ± DP (A)	Geral (n = 30) média ± DP (A)
Peso (g)	135,87 ± 28,17 (80-182)	134,5 ± 27,16 (90-176)	135,18 ± 27,67 (85-179)
Comprimento corpo sem penas (cm)	15,64 ± 3,07 (12-24)	14,37 ± 2,62 (9-20)	15 ± 2,85 (10,5-22)

DP= desvio padrão; A= amplitude

A curva de suficiência amostral ou curva de acumulação de espécies representa o número cumulativo de espécies de helmintos encontrados pelo número de espécimes necropsiados. A partir da representação dessa a composição de espécies do grupo de helmintos coletados em *Athene cunicularia* podemos observar que a mesma não atingiu um ponto de estabilização. (Figura 65).

**Figura 65:** Curva de acumulação das espécies de helmintos encontrados em *Athene cunicularia*

Para gerar uma aleatorização nos números de abundância e assim expressar uma possível estabilidade da presente amostra, um procedimento de suavização foi utilizado, gerando uma estimativa de quantos indivíduos hospedeiros seriam necessários. Segundo dados obtidos após o cálculo e, para que a curva se estabilizasse, o programa sugeriu que seriam necessários um total de 49 indivíduos ($n=49$), ou seja, quando o número de hospedeiros necropsiados chegasse a 49, possivelmente não encontraríamos mais espécies novas de helmintos.

Os detalhes da curva de acumulação de espécies suavizada no programa *Past*, com novas realocações e reposição da própria amostra obtida, estão demonstradas na Figura 66.

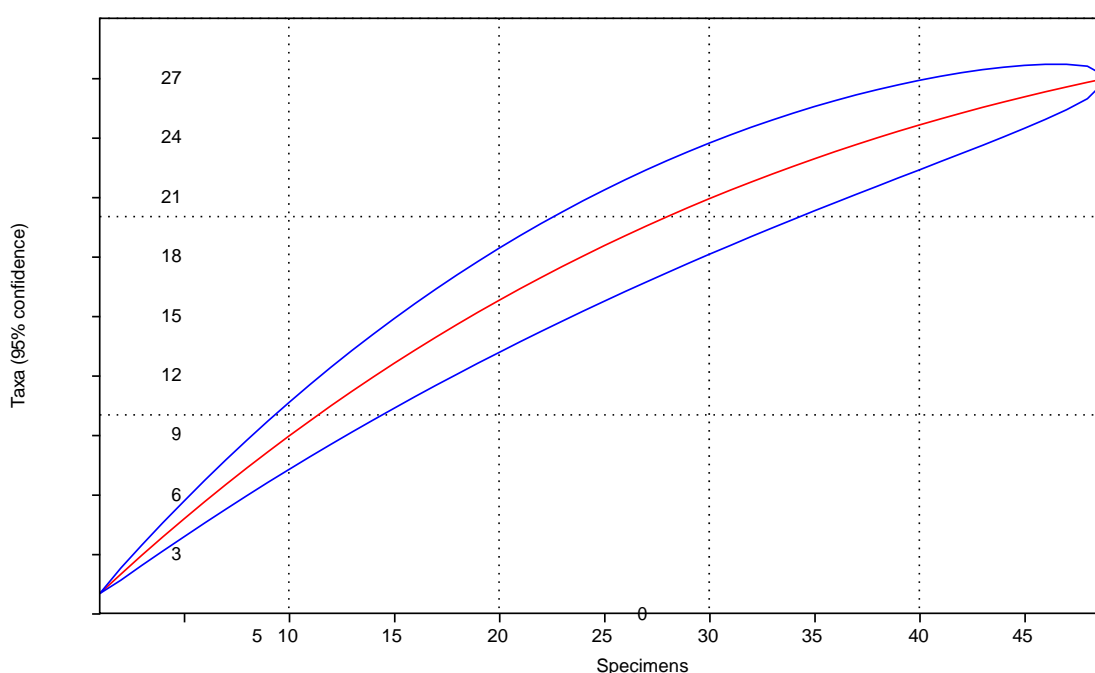


Figura 66: Curva de acumulação de espécies de helmintos aleatorizada, encontrados em *Athene cunicularia*

Para se ter um parâmetro de quando a curva de acumulação de espécies estabilizaria e, conseqüentemente uma estimativa de riqueza, tanto para espécies raras como para não raras, também foram calculados índices de suficiência amostral baseados nos estimadores *Jackknife* e *Chao 2*. De acordo com o resultado obtido essa estabilização somente ocorreria caso a amostragem chegasse perto de cerca de 25,66 espécies não raras (resultados para *Jackknife*) e 30,5 espécies raras (estimativa para *Chao2*). Assim a riqueza estimada de parasitos, e a conseqüente estabilização da curva do coletor, sugere que precisaríamos elevar o número de espécies encontradas para 25,66 ou 30,5 (Figura 67).

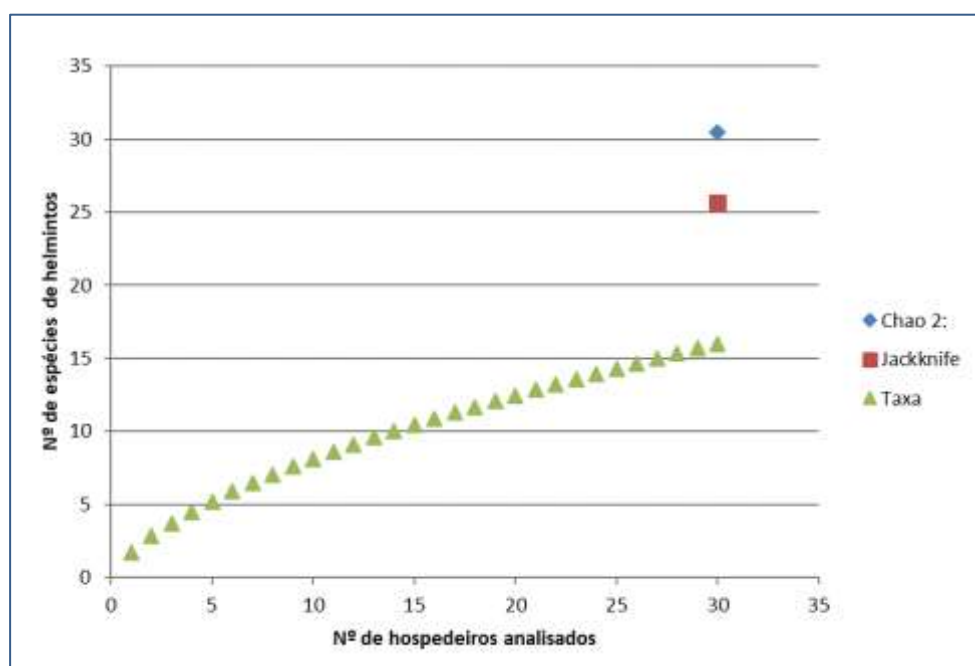


Figura 67: Índices de suficiência amostral baseados em Jackknife e Chao 2.

Dessa maneira, a simples curva de acumulação de espécies, não foi considerada apropriada como técnica de determinação de um tamanho ótimo de amostra de helmintos no hospedeiro, por não apresentar o padrão esperado.

Para avaliar influência ou relação do tamanho corporal e do sexo dos hospedeiros na riqueza de espécies e no total de helmintos encontrados foi utilizado o modelo linear generalizado, como anteriormente descrito. Usou-se o modelo nulo e o valor P de cada teste como base para avaliar a presença ou ausência de significância estatística. Na Tabela 9 estão demonstrados os resultados da influência do comprimento, sexo e peso controlando a riqueza dos helmintos, ou seja, a diversidade de espécies.

Tabela 9 Análise de riqueza dos helmintos em relação às variáveis sexo, maturidade e peso corporal em *Athene cunicularia*.

Nome do modelo	Delta AICc
Nulo	0.00
Comprimento	1.01
Sexo	2.10
Peso	2.34
Comprimento e Sexo	3.56
Comprimento X Sexo	4.26
Peso e Sexo	4.64
Peso e Sexo e Comprimento	6.38
Peso X Sexo	6.78
Peso X Sexo X Comprimento	15.37

Para a análise da influência dos parâmetros do hospedeiro, usou-se o total de helmintos encontrados como variável dependente (Tabela 10) onde, o modelo nulo é o mais significativo, seguido pelo modelo onde o comprimento do hospedeiro é variável independente. O comprimento dos hospedeiros pode estar relacionado à riqueza de helmintos encontrados ($P < 0,05$). DeltaAic teve um valor menor que 2, mesmo assim o nulo deu mais significativo, o que indica que: apesar do modelo que tem o comprimento como variável dependente é um modelo significativo, ainda assim não explica tão bem a relação da riqueza de helmintos com relação aos parâmetros do hospedeiro.

Tabela 10: Resultados da análise da influência dos parâmetros do hospedeiro no total de helmintos presentes em *Athene cunicularia*

Nome do modelo	Delta AICc
Peso	0.00
Peso e Sexo	1.61
Nulo	1.96
Peso X Sexo	3.26
Sexo	3.61
Comprimento	4.14
Peso e Sexo e Comprimento	4.18
Comprimento e Sexo	6.16
Comprimento X Sexo	7.78
Peso X Sexo X Comprimento	11.31

No segundo modelo a análise foi feita a partir do peso e do peso e sexo controlando a intensidade de helmintos, ou seja, a quantidade total de helmintos que encontradas no hospedeiro. Nesse caso, seguido juntamente pelo modelo de peso e sexo analisados em conjunto com a quantidade de helmintos presentes ($\Delta AICc < 2$, $p < 0,05$) foram estatisticamente significativos, ou seja, há uma relação entre o peso e a quantidade de helmintos presentes, resultando em um modelo onde, dependendo do peso da coruja ou ainda, dependendo do sexo da coruja, pode haver uma diferença na quantidade de helmintos (número de espécimes). O melhor modelo, nesse caso, que explica essa relação é o peso que teve como resultado um valor de 0, seguido do peso e sexo com 1,61.

5 DISCUSSÃO

A helmintofauna de aves de rapina é composta por todos os grupos de helmintos parasitos (Sanmartín, 2004). No caso de *Athene cunicularia*, acantocéfalos, nematoides e digenéticos já foram notificados em pesquisas relativamente recentes, porém nenhuma delas realizada no Brasil (Drago *et al.*, 2011; Ferrer *et al.*, 2004; Kinsella *et al.*, 2001). Como todos os trabalhos com helmintofauna de *A. cunicularia* envolveram a análise de poucos hospedeiros, não se pode inferir com segurança que aquela é realmente a comunidade de endoparasitos da espécie.

No presente estudo foi observado o padrão comum de helmintos dos grupos Digenea, Acanthocephala e Nematoda. Segundo Silva (2012), as curvas de acumulação de espécies e os estimadores de riqueza, são ferramentas importantes na adequação do esforço amostral, pois fornecem subsídios para a tomada de decisões em relação à riqueza taxonômica e a conservação da biodiversidade. Os índices de diversidade nesse estudo não apresentaram valores próximos para o número de amostras totais e a análise da suficiência amostral não foi eficaz para uma representação significativa da comunidade de helmintos de *A. cunicularia*.

Considerando a curva de rarefação de indivíduos, observou-se uma sutil tendência de estabilização de número de espécies de helmintos identificados com a análise de, pelo menos 49 indivíduos hospedeiros, sendo que para um levantamento mais próximo do total da comunidade helmíntica desta espécie de coruja seria necessária a necropsia de mais de 50 indivíduos, de acordo com a curva de rarefação calculada.

Acredita-se que tal fato se deu pela dificuldade na aquisição dos hospedeiros, pois se observou que os espécimes cedidos pelo Projeto de Monitoramento de Praias - PMP/ BS Univille portavam diferentes espécies de helmintos, o que acusou novas entradas de espécies na amostra. Sugere-se uma padronização nas coletas por local em estudos futuros, a fim de verificar a comunidade de helmintos por região. Considerando o hábito alimentar generalista da coruja-buraqueira, que utiliza principalmente artrópodes e pequenos mamíferos, mas que também pode consumir anfíbios e répteis (Holt *et al.*, 2014; Santos *et al.*, 2017), pode-se pressupor que a riqueza de helmintos da espécie seja alta.

O grupo Digenea foi o que apresentou maior riqueza de espécies nesse estudo. Kinsella *et al.* (2001) publicou os resultados de um trabalho que verificou a helmintofauna de 80 espécimes de corujas da Flórida (EUA), distribuídas em cinco espécies, entre elas, cinco espécimes de *Athene cunicularia*. Para a espécie em questão, o grupo Digenea foi o mais representativo sendo encontrados os digenéticos *Neodiplostomun americanun* (1),

Prosthogonimus ovatus (1), *Maritrema* sp. (3) e *Microphallus* sp. (1). Esses resultados são semelhantes, pensando no grupo Digenea como mais representativo para o hospedeiro, com os encontrados no presente trabalho, tendo duas espécies em comum para *Athene cunicularia*.

No entanto, resultado do presente trabalho vai em desencontro quando comparado ao trabalho mais recente sobre comunidade de helmintos de diversas espécies de corujas publicado por Santoro *et al.*, (2012), onde o grupo que mais apresentou prevalência foi Nematoda, seguido de Acanthocephala e Digenea. Devemos levar em consideração que embora trabalho de Santoro *et al.* (2012) tenha analisado 122 espécimes, distribuídos em 5 espécies (30 corujas *Athene noctua*, 31 corujas *Strix aluco*, 41 corujas *Tyto alba*, 10 corujas *Asio otus* e 10 corujas *Otus scops*), todas elas apresentam hábitos semelhantes.

Durante o período de 2012 a 2014, Komorová *et al.* (2017) examinaram 286 carcaças de aves de rapina da Eslováquia pertencentes a 23 espécies de Falconiformes, Accipitriformes e Strigiformes. Nesse trabalho as espécies *Asio otus*, *Athene noctua*, *Bubo bubo*, *Strix aluco*, *Strix uralensis* Pallas, 1771 e *Tyto alba* da ordem Strigiformes foram as mais representativas quanto à presença de digenéticos seguido de Cestoda (1) e Paleacanthocephala (1). Esses resultados diferem dos resultados de Grandón-Ojeda *et al.* (2018) que coletaram 19 espécimes de *Bubo magellanicus* (Lesson, 1828) no Chile e tiveram como resultado: Digenéticos (2) com prevalência de 5,26%, seguido de Acanthocephala (1) com prevalência de 5,26% e Nematoda (5) com prevalência de 26,52%, respectivamente. Para o Brasil uma espécie de Digenea, *Neodiplostomun reflexum*, foi relatado por Gallas e Silveira (2013) parasitando um espécime de *Bubo virginianus* Gmelin, 1788.

Considerando os aspectos biológicos dos helmintos e sua complexidade, no que diz respeito ao ciclo de vida, podemos afirmar que a presença do hospedeiro intermediário é um fator limitante na comunidade da helmintofauna. Se o hábito alimentar generalista da coruja-buraqueira, permite a adaptação ao alimento disponível na região da sua abrangência, talvez a diferença nos locais das coletas tenha sido um fator limitante para o aparecimento de novas espécies de helmintos, motivo pelo qual a curva do coletor não tenha atingido o platô. Se mais amostras tivessem sido coletadas, provavelmente novas espécies de helmintos surgiriam na curva, demonstrando porque a suficiência amostral não foi atingida. Nesse sentido, mais hospedeiros devem ser coletados para atingir a suficiência amostral em estudos futuros se diferentes locais estiverem sendo amostrados.

As espécies de Acanthocephala são altamente específicas aos hospedeiros definitivos e pouco específicas para seus hospedeiros intermediários e paratênicos (Kennedy, 2006). Acantocéfalos estão aqui representados pelas espécies *Centrorhynchus globocaudatus* e

Sphaerirostris turdi e um cistacanto. Seus ciclos biológicos são complexos, envolvendo pelo menos um artrópode hospedeiro intermediário e um vertebrado hospedeiro definitivo. O ciclo de transmissão pode ser potencializado pela presença de hospedeiro paratênico, como pequenos mamíferos, répteis ou anfíbios (Krone e Cooper 2002; Richardson *et al.* 2008). Essa interação com hospedeiros paratênicos, reforça a prevalência de *C. globocaudatus* encontrada neste trabalho, dada a relação da dieta generalista de *A. cunicularia* que inclui pequenos mamíferos e anfíbios.

A ocorrência de espécies de Acanthocephala em aves, vem sendo bastante relatada em diversos países, incluindo espécies de aves de rapina. Em todo o mundo, aves de rapina e corujas servem como hospedeiros finais de acantocéfalos do gênero *Centrorhynchus* (Amin, 2013). Komorová *et al.* (2015) observou um padrão exclusivo de interação onde corujas estavam parasitadas exclusivamente por *C. aluconis*, enquanto outras aves de rapina estavam parasitadas predominantemente *C. buteonis* ou *C. globocaudatus* isoladamente ou em infecções mistas. Neste mesmo trabalho, apenas *C. aluconis* foi descrita para espécies de coruja, que não incluía *A. cunicularia* entre os espécimes estudados.

Dos acantocéfalos encontrados, espécies do gênero *Centrorhynchus* são as mais frequentemente descritas em aves, principalmente na Europa (Illescas Gomez *et al.*, 1993; Sanmartín *et al.*, 2004; Komorová *et al.*, 2015). Vários trabalhos registram a ocorrência das espécies não determinadas de *Centrorhynchus*, deixando uma lacuna na prevalência das mesmas (Santoro *et al.*, 2012; Lacina e Bird 2000). No Brasil, e de acordo com a bibliografia revisada, é a primeira vez que estas espécies são descritas para esse hospedeiro. Estudos relatam a ocorrência de cistacantos de *Centrorhynchus* sp. em répteis (Lamas e Lunaschi, 2009; Silva e Müller, 2012) e anfíbios (Santos e Amato, 2010). Estes estudos consideram apenas novos registros para a espécie, ampliando a diversidade de hospedeiros paratênicos para *Centrorhynchus*.

A ocorrência desse cistacanto em *A. cunicularia*, não a inclui oficialmente como hospedeiro paratênico de *Centrorhynchus* sp., uma vez que os espécimes necropsiados que apresentavam a infecção poderiam ter ingerido recentemente o hospedeiro intermediário, ou seja, o ciclo do helminto estava em estágio inicial de desenvolvimento no hospedeiro definitivo. Essa ideia permite considerá-la como hospedeiro paratênico, pois os juvenis estavam no intestino das aves necropsiadas. Hospedeiros intermediários infectados com cistacantos, ou hospedeiros paratênicos foram ingeridos pelas corujas e estavam iniciam a maturação no hospedeiro definitivo. Esta ideia é reforçada pelo fato de que o indivíduo no qual foram encontrados os cistacantos apresentava infecção com adultos de *C. globocaudatus*.

Em relação aos nematoides, foram observados seis gêneros distintos parasitando *A. cunicularia*. A espécie *Dispharynx nasuta* teve um número elevado no que diz respeito aos parâmetros de prevalência e intensidade média, porém, com um menor número de espécimes quando comparados com a espécie de acantocéfalo *C. globocaudatus*. Segundo Paulsen (2006) essas variações podem estar relacionadas a vários aspectos como a época do ano, a duração do ciclo de vida dos helmintos, as mudanças nas condições climáticas, a susceptibilidade do hospedeiro - estresse e queda da resistência imunológica do hospedeiro -, e a disponibilidade e diversidade de alimentos.

Dispharynx nasuta, que teve a maior prevalência no grupo de nematoides, teve como local de infecção o proventrículo e a moela, semelhante aos resultados de Grandón- Ojeda (2018); Erez *et al.* (2017) e Kinsella *et al.* (2001). Essa espécie de nematoide pode se tornar patogênico dependendo da intensidade da infecção e é frequentemente relacionada com lesões hemorrágicas, excesso de muco e descamação epitelial nos órgãos onde se estabelece (Rickard, 1985; Schulman *et al.*, 1992), sendo muitas vezes, bem agressivo ao proventrículo (Menezes *et al.*, 2001). A observação macroscópica dos órgãos, afetados pela presença de *D. nasuta* neste trabalho, não evidenciou nenhuma anomalia.

Nematóides da família Anisakidae também estão relacionados às lesões nos tecidos dos órgãos em aves da ordem Cicconiformes com hábitos alimentares aquáticos no Pantanal (Pinto *et al.*, 2004). Considerando a larva do gênero *Galeiceps* encontrada em *A. cunicularia*, pertencente à família Anisakidae, podemos pressupor que houve uma ingestão acidental de algum peixe, hospedeiro intermediário ou paratênico, principalmente para a família em questão (Barros *et al.*, 2004), porém é preciso uma observação a longo prazo para podermos atribuir a ocorrência de adultos e de uma possível lesão nos órgãos afetados pelo helminto.

A maioria dos helmintos registrados tem seu ciclo de vida relacionado diretamente com a dieta do hospedeiro, envolvendo o consumo de hospedeiros intermediários. Conforme Anderson e Wong (1992), as espécies de nematoides da família Acuariidae que apresentam ciclo terrestre, desenvolvem-se com sucesso em uma série de hospedeiros intermediários artrópodes, como os isópodos, os ortópteros, os coleópteros e os diplópodos. Isso sugere que esses nematoides podem usar outros invertebrados ou vertebrados como hospedeiros intermediários e paratênicos para completar seu ciclo (Anderson, 2000). A dieta da coruja-buraqueira está intimamente ligada a presença de *D. nasuta*, pois sua dieta generalista apresenta o consumo de diversos itens que são possíveis hospedeiros intermediários para esse helminto.,

Tomás *et al.* (2017) registraram a helmintofauna de 22 aves silvestres das zonas úmidas (*wetlands*) do sul de Portugal, distribuídas em 12 espécies das seguintes ordens:

Accipitriformes, Charadriiformes, Pelecaniformes, Strigiformes e Suliformes. Em nove dessas aves, incluindo Strigiformes, foram encontradas infecções por nematoides, e nenhuma infecção por Acanthocephala ou Digenea. Na Espanha, Illescas *et al.* (1993) identificaram 32 espécies diferentes de helmintos, dos quais 23 pertenciam ao grupo Nematoda. Nesse sentido, a ocorrência de nematoides, observadas no presente estudo, em *A. cunicularia* vai de encontro com a maioria dos trabalhos publicados para aves de rapina, sendo o grupo de maior riqueza para esses hospedeiros, pela sua disponibilidade de utilizar uma ampla gama de hospedeiros intermediários e/ou paratênicos.

Ainda que a dieta da coruja-buraqueira seja bastante diversificada e considerada oportunista, ou seja, consome seu alimento conforme a estação e de acordo com a abundância e a disponibilidade (Andrade *et al.*, 2010), essas interações parasito-hospedeiro levam em conta vários aspectos como, por exemplo o nível de exposição parasitária que o hospedeiro experimenta (Hart 1990), o nível de nutrição e reserva de energia do hospedeiro (Wolf *et al.*, 2007), o comportamento do parasito em relação ao tipo de transmissão (Lafferty 1999) e a manipulação do hospedeiro por parte dos parasitos (Poulin 2010). Nestes casos, e de acordo com Calegari-Marques (2006), as baixas prevalências apresentadas por alguns helmintos podem estar relacionadas a outros fatores, como baixa infecção natural dos hospedeiros intermediários, baixa disponibilidade de hospedeiros intermediários ou baixo consumo de certos tipos de hospedeiros intermediários pelas aves.

6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Este trabalho apresenta a ocorrência de helmintos em corujas-buraqueira *Athene cunicularia*. Poucos trabalhos no mundo foram realizados para a pesquisa desses helmintos parasitos única e exclusivamente neste hospedeiro, pois os mesmos geralmente ficam restritos às necropsias eventuais junto com outras aves de rapina e/ou pesquisas coprológicas.

Sendo assim, a caracterização da helmintofauna de *Athene cunicularia* da região sul do Brasil permitiu fazermos as seguintes considerações:

- O número de espécimes coletados em cada uma das regiões não foi suficiente para nos permitir fazer uma comparação com precisão, havendo assim a necessidade de mais coletas e necropsias para cada uma delas.
- Conforme sugerido nos testes de rarefação, os estudos parasitológicos de aves silvestres devem ser ampliados, pois esse conhecimento dará maiores subsídios para outras pesquisas, voltadas para a preservação das comunidades de parasitos e das espécies hospedeiras.
- A maioria das espécies de helmintos, com exceção de *D. nasuta*, mostrou uma relação clara com a dieta das aves. Assim, é demonstrado o importante papel de hospedeiros intermediários e paratênicos.
- Foram observadas diferenças em relação ao peso dos espécimes com maior abundância de helmintos em comparação aos espécimes negativos para os mesmos. O que comprova que parasitos podem exercer uma influência no peso dos animais.
- Alguns dos helmintos coletados não puderam ser identificados devido ao seu estado de conservação. O trabalho com animais advindos de situação de conflito requer um cuidado especial no que diz respeito à conservação do hospedeiro. Deve-se considerar alguns fatores antes da aquisição dos espécimes, como a procedência da coleta, quanto tempo esse animal ficou exposto às condições ambientais locais até o momento da coleta e posterior congelamento. Algumas infrapopulações tiveram seu número prejudicado devido ao estado de conservação, por esse motivo se reforça a necessidade de coleta de material fresco para análises helmintológicas de animais silvestres.
- Todas as análises ecológicas apresentadas nos levam a concluir que os parasitos apresentam uma variação de acordo com a região onde a espécie hospedeira foi coletada. Um estudo que agregue dados de longo prazo e que leve em consideração a sazonalidade (relacionada com a dieta do hospedeiro estudado) pode ser capaz de mostrar interações mais precisas e eventualmente incomuns na relação parasito-hospedeiro.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

(Formatado segundo as normas da Revista Zoologia)

Amato JFR, Boeger WA, Amato SB (1991) Protocolos para laboratório: coleta e processamento de parasitos de pescado. Seropédica, Gráfica da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 81pp.

Amato JFR, Amato SB (2010). Técnicas gerais para coleta e preparação de helmintos endoparasitos de aves. In: Von Matter S, Straube FC, Accordi IA, Piacentini VQ, Cândido-Jr JF (Eds) Ornitologia e Conservação: Ciência Aplicada, Técnicas de Pesquisa e Levantamento. Technical Books, Rio de Janeiro, 369-393.

Amin OM (1985) Classification, In Biology of the Acanthocephala, D. W. T. Crompton and B. Nickol (eds.). Cambridge, Cambridge University Press, (9) 27–72.

Amin OM (1998) Marine Flora and fauna of the eastern United States. Acanthocephala. NOAA tech. Rep. NMFS 135, US Dept. of Commerce, Seattle, Washington, 27 pp.

Amin OM (2013) Classification of Acanthocephala. Folia Parasitologica 60: 273–305. Doi:10.14411/fp.2013.031.

Anderson RC, Bain O (1976) Keys to genera of the order Spirurida. Part III. Diplotrianoidea, Aproctoidea and Filarioidea, 59-116. In: Anderson RC, Chabaud AG e Willmott S (eds.) 1974-1983 CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates. CAB International, Wallingford.

Anderson RC e Wong PL (1981) Redescription of *Cosmocephalus obvelatus* (Creplin, 1825) (Nematoda: Acuarioidea) from *Larus delawarensis* Ord (Laridae). Canadian Journal of Zoology 59 (10): 1897-1902.

Anderson RC e Wong PL (1992) Western Palaearctic and Ethiopian species of *Skrjabinoclava* (Nematoda: Acuarioidea) in *Icelandic shorebirds* (Aves: Charadriiformes) en route to breed in the New World and Greenland. Canadian Journal of Zoology 70 (10): 1861-1877.

Anderson RC (2000) Nematode parasites of vertebrates: Their development and transmission, 2nd Edition. CAB Publishing, London, UK. 672 pp.

- Andrade MB, Santos ALQ, Carvalho SFM, Borges KM, OlegáriommM, Dias EA, Pereira RVV, Pereira PC, Miranda RL, Silva CB, Castro JB, Andrade TD, Colichini PA (2004) Descrição anatômica do tubo digestivo de *Agapornis personata fischeri* (Psittacidae). In: Encontro de Ciências Avícolas, 7., 2004, Uberlândia. Anais da Conferência Apinco de Ciência e Tecnologia Avícolas. Uberlândia: UFU. 13.
- Andrade A, Nabte MJ, Kun ME (2010) Diet of the Burrowing Owl (*Athene cunicularia*) and its seasonal variation in Patagonian steppes: implications for biodiversity assessments in the Somuncurá Plateau Protected Area, Argentina. *Studies on Neotropical Fauna and Environment* 45: 101–110.
- Antas PTZ, Cavalcanti RB (1998) Aves Comuns do Planalto Central. Editora Universidade de Brasília, Brasília, 238pp.
- Antunes AFN (2016) Pesquisa de helmintos gastrointestinais em quatro espécies de aves de rapina na zona centro de Portugal: *Buteo buteo*, *Falco tinnunculus*, *Tyto alba* e *Athene noctua*. Tese de Doutorado. Universidade de Lisboa. Faculdade de Medicina Veterinária.
- Araújo A, Jansen AM, Bouchet F, Reinhard K, Ferreira LF (2003) Parasitism, the diversity of life, and paleoparasitology. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 98 (1): 5-11.
- Azevedo MAG, Machado DA, Albuquerque JLB (2003) Aves de rapina na Ilha de Santa Catarina, SC: Composição, frequência de ocorrência, uso de habitat e conservação. *Ararajuba* 11 (1): 75-81.
- Barber I, Dingemanse NJ (2010) Parasitism and the evolutionary ecology of animal personality. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences* 365 (1560): 4077-4088.
- Barreto ALB (1918) Revisão da sub-família Subulurinae Travassos, 1914. *Typographia Leuzinger*, Rio Janeiro, 161 pp. + 23 Plts.
- Barros FM (2011) Área de vida, uso e seleção de habitat pela corujinha-do-mato *Megascops choliba* (Strigiformes: Strigidae) em uma área de cerrado na região central do Estado de São Paulo. Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo.

- Barros LA, Tortelly R, Pinto RM e Gomes DC (2004) Effects of experimental infections with larvae of *Eustrongylides ignotus* Jäegerskiold, 1909 and *Contracaecum multipapillatum* (Drasche, 1882) Baylis, 1920 in rabbits. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia* 6 (10): 115-126.
- Barton NWH, Houston DC (1996) Factors influencing the size of some internal organs in raptors. *Journal of Raptor Research* 30 (4): 219-223.
- Barus V (1966) Parasitic nematodes of birds in Czechoslovakia I. Hosts: Columbiformes, Piciformes, Falconiformes and Strigiformes. *Folia Parasitologica (Praha)*, 7-27.
- Barus V, Majumdar G (1975) Scanning electron microscopic studies on the cordon structures of seven acuariid genera (Nematoda: Acuariidae). *Folia Parasitologica* 22: 125–131.
- Barus V, Tenora F (1979) Supplements to the fauna of Acanthocephala in birds and mammals in Afghanistan. *Folia Parasitologica*, v. 26, n. 1, 26pp.
- Bastian ANM, Fraga ED, Mader A, Garcia AS, Sander M (2008) Análise de egagrópilas de coruja-buraqueira, *Athene cunicularia* (Molina, 1782), no campus da UNISINOS, São Leopoldo – RS (Strigiformes: Strigidae). *Biodiversidade Pampeana, PUCRS, Uruguaiana* 6 (2): 70-73.
- Bartmann A (2009) Helmintofauna do anu-preto *Crotophaga ani* e do anu-branco *Guira guira* na região da Depressão Central do Estado do Rio Grande do Sul, Brasil. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Instituto de Biociências. Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal.
- Beaver P (1937) Experiments on regeneration in the Trematode, *Echinostoma revolutum*. *Journal of Parasitology* 15 (1): 423-424.
- Bennett AR, Deem SL (1996) O sistema gastrointestinal das aves: I. Compêndio de Educação Continuada – para o Médico Veterinário, *Florida* 1 (1): 50-56.
- Boddeke R (1960) The life history of *Prosthogonimus ovatus* Rudolphi. I. Experiments in birds. II. The intermediate hosts. III. Taxonomy and economical aspects. *Tropical and Geographical Medicine* 12: 263-387.

- Borges KM, Andrade MB, Olegário M, Silva CB, Castro JB, Carvalho SFM, Santos ALQ (2004) **Descrição** anatômica do tubo digestivo de frango-d'água-azul (*Porphyryla martinica* – Linnaeus, 1776). In: Semana Acadêmica da Universidade Federal De Uberlândia, 1, Uberlândia: UFU.
- Bhalerao GD (1936) Studies on the helminths of India. Trematoda I. Journal of Helminthology 14 (3): 163-180.
- Borgsteede F, Okulewicz A, Zoun P, Okulewicz J. (2003) The helminth fauna of birds of prey (Accipitriformes, Falconiformes and Strigiformes) in the Netherlands. Acta Parasitologica 48: 200 – 207.
- Brandes G (1888) “Ueber das genus *Holostomum* Nitzsch (Vorlaufige Mittheilung) ”. Zoologischer Anzeiger 11: 424–426.
- Bray RA, Gibson DI, Jones A (2008) Keys of the trematoda – Volume 3. Wallingford, CBA International, 824pp.
- Bush AO Lafferty K D, Lotz JM, Shostak AWJ (1997) Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. Journal of Parasitology 83 (4): 575-583.
- Cáceres NC, Monteiro-Filho ELA (2000) Os marsupiais do Brasil: biologia, ecologia e conservação. Campo Grande: 2ª Ed. UFSM. 129-346.
- Calegari-Marques C (2016) Análise ecológica da helmintofauna do sabiá-laranjeira *Turdus rufiventris* e do pardal *Passer domesticus* na Região Metropolitana de Porto Alegre, RS. Tese de Doutorado. Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Instituto de Biociências. Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal.
- Canavan WPN (1929) Nematode parasites of vertebrates in the Philadelphia Zoological Garden and vicinity. Parasitol. 21: 63-102.
- Cardia DFF, Camossi LG, Fornazari F, Babboni SD, Teixeira CR, Bresciani KDS (2016) First report of *Strongyloides* sp. (Nematoda, Strongyloididae) in *Lutreolina crassicaudata* (Didelphimorphia: Didelphidae). Brazilian Journal of Biology 76 (4): 884-887.

- Carrega SPO (2016) Parasitismo gastrointestinal em aves de rapina num centro de recuperação de animais silvestres. 2016. Tese de Doutorado. Universidade de Lisboa. Faculdade de Medicina Veterinária.
- Chabaud AG (1959) Phénomène d'évolution régressive des structures céphaliques et classification des Nématodes Spiruroidea. *Parassit. I*: 11-20.
- Chabaud AG, Bain O, Tchepprakoff, R (1967) Redescription de *Galeiceps cucullas* (Linstow 1899) et remarques sur l'osmo-régulation des Nématodes Anisakides. *Annales de parasitologie humaine et comparee*. 42 (3): 321-326.
- Chabaud AG (1975) Keys to genera of the order Spirurida. Part 1. Camallanoidea, Dracunculoidea, Gnathostomatoidea, Physalopteroidea, Rictularoidea and Thelazioidea R.C. Anderson, A.G. Chabaud, S. Willmott (Eds.), *CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates, Commonwealth Agricultural Bureaux Farnham Royal, Bucks (UK)* 3: 27.
- Chandler AC (1942) The morphology and life cycle of a new strigeid, *Fibricola texensis*, parasitic in raccoons. *Transactions of the American Microscopical Society* 61: 156-67
- Chandler AC, Rausch RA (1947) Study of strigeids from owls in north central United States. *Transactions of the American Microscopical Society*, 66 (3): 283-292.
- Chung PR, Jung Y, Park YK, Hwang MG (2002) Host specificity of *Austropeplea ollula* (Gastropoda: Lymnaeidae) to miracidial infection with a human intestinal fluke *Neodiplostomum seoulense* (Trematoda: Diplostomatidae) in Korea. *Journal of Parasitology* 88 (3): 630-631.
- Cram E (1927) Bird parasites of the nematode suborders Strongylata, Ascaridata and Spirurata. *Bulletin of the United States National Museum* 140: 1-465
- Cribb TH, Wright TRUDY (1996). *Athesmioides aiolos* Cribb and Spratt, 1992 (Digenea: Dicrocoeliidae), from *Potorous tridactylus* (Marsupialia: Potoroidae) in Tasmania, Australia. *Journal Helminthological Society Washington* 63: 269-271.
- Cribb TH, Spratt DM (1992) Dicrocoeliidae (Trematoda: Digenea) of Australian mammals with description of *Dicrocoelium antechini* n. sp., *Athesmioides aiolos* ng, n. sp. and *Platynosomum burrman* n. sp. *Systematic parasitology* 21 (3): 211-222.

- Deem SL, Bennett ARO (1996) sistema gastrointestinal das Aves: II. Compêndio de Educação Continuada para o Médico Veterinário, Florida 1 (2): 118-123.
- Diaz JI, Navone GT, Cremonte F (2001) New Host and Distribution Records of *Cosmocephalus obvelatus* (Creplin, 1925) (Nematoda: Acuariidae), with Morphometric Comparisons. *Comparative Parasitology* 68 (2): 277-282.
- Digiani MC (2000) Digeneans and cestodes parasitic in the white-faced ibis *Plegadis chihi* (Aves: Threskiornithidae) from Argentina. *Folia Parasitologica* 47 (3): 195-204.
- Dimitrova ZM, Georgiev BB, Genov T (1997) Acanthocephalans of the family Centrorhynchidae (Palaeacanthocephala) from Bulgaria. *Folia parasitologica* 44 (3): 224-232.
- Dimitrova ZM, Gibson DI (2005) Some species of *Centrorhynchus* Lühe, 1911 (Acanthocephala: Centrorhynchidae) from the collection of the Natural History Museum, London. *Systematic Parasitology* 62 (2): 117-134.
- Doerksen GP (1969) Variation in collar spine number of *Echinostoma revolutum* from the Muskrat. *Journal of Parasitology* 55 (2): 380.
- Dyce KM, Sack WO, Wensing CJG (1997) Tratado de anatomia veterinária. 2 eds. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1997. 663 pp.
- Denbow DM (2015) Gastrointestinal anatomy and physiology. In C.G. Scanes (Ed.), *Sturkie's Avian Physiology*. London: Academic Press, 6th ed. 337-367.
- Drago FB, Lunaschi LI e Schenone M (2011) Digenean parasites of the Neotropic Cormorant, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789) (Aves Phalacrocoracidae) from Argentina: Distribution, extension and new host records. *Check List* 7: 871–875.
- Dronen NO (2014) Keys to the species of *Athesmia* Loss, 1899 (Digenea: Dicrocoeliidae: Dicrocoeliinae), with the description of a new species from the clapper rail, *Rallus longirostris* Boddaert (Gruiformes: Rallidae), from Galveston, Texas, USA. *Zootaxa* 3815 (3): 342-352.
- Dubois G, Rausch R (1948) Seconde contribution à l'étude des Strigéidés (Trematoda) nord-américains. *Bulletin de la Société neuchâteloise des Sciences Naturelles* 71: 29-61.

- Dubois G (1938) Monographie des Strigeida (Trematoda). Mémoires de la Société des Sciences Naturelles de Neuchâtel 6:1–535
- Dubois G (1962) Les Strigeida (Trematoda) de la collection E. vanden Broek. Bulletin de la Société neuchâteloise des Sciences Naturelles 85: 109–120.
- Dubois G (1968) Synopsis des Strigeidae et des Diplostomidae (Trematoda). Bulletin de la Société de Science Naturelle de Neufchâtel 10: 1-258.
- Ederli NB, Demarque C, Mello GSS, Leandro HJ, Silveira LS, Oliveira FCR (2018) First report of *Athesmia foxi* Goldberger and Crane, 1911 (Digenea, Dicrocoeliidae) from *Chrysocyon brachyurus* (Illiger, 1815) (Carnivora, Canidae) and pathological findings. *Helminthologia* 55 (3): 240-246.
- Etchegoin JA, Cremonte F, Navone GT (200) *Synhimantus (Synhimantus) laticeps* (Rudolphi, 1819) Railliet, Henry et Sisoff, 1912 (Nematoda, Acuariidae) parasitic in *Tyto alba* (Gmelin) (Aves, Tytonidae) in Argentina. *Acta Parasitologica* 45 (2): 99-106.
- Erez MS, Bozkurt MF, Yaprakçi MV, Göksu A, Kozan E (2017) A Case of *Dispharynx nasuta* (Rudolphi, 1819) In a Long-eared Owl (*Asio otus*). *Kocatepe Veteriner Dergisi*, 10 (3): 226-230.
- Fagerholm HP (1991) Systematic implications of male caudal morphology in ascaridoid nematode parasites. *Systematic Parasitology* 19 (3): 215-229.
- Faria G (1912) Contribuição para a helmintologia brasileira. *Dicrocoelium conspicuum* n.sp., parasito da vezicula biliar de *Mimus lividus* Licht. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, 4 (1): 62-64.
- Ferrer D, Molina R, Castellà J, Kinsella JM (2004) Parasitic helminths in the digestive tract of six species of owls (Strigiformes) in Spain. *The Veterinary Journal* 167 (2): 181-85.
- Ferreira, LF (1973) O fenômeno parasitismo. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical* 7 (4): 261-277.
- Ferreira, LF (2012) Luiz Fernando et al. Parasitismo não é doença parasitária. *Norte Ciência* 3 (1): 200-221.

- Gallas M, Silveira EF (2013) *Neodiplostomum reflexum* Chandler e Rausch, 1947 (Digenea, Diplostomidae) em *Bubo virginianus* Gmelin, 1788 (Aves, Strigidae): primeiro registro para o estado do Rio Grande do Sul, Brasil. *Caderno de Pesquisa* 25 (1): 50-58.
- Getty R (1986) *Anatomia dos animais domésticos*. 5º ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1445-1464.
- Gibbons LM (2010) *Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates - Supplementary Volume*. CAB International, Wallingford, 416 pp.
- Gibson DI, Jones A, Bray RA (2002) *Keys to the Trematoda – Volume 1*. CABI Publishing, Wallingford, 544 pp.
- Gill F e Donsker D (2016) IOC World Bird List, version 8.1 <http://www.worldbirdnames.org> (acessado em novembro de 2019). <https://doi.org/10.14344/IOC.ML.8.1>.
- Goater TM, Goater CP, Esch GW (2014) *Parasitism: the diversity and ecology of animal parasites*. Cambridge University Press.
- Goble FC, Kutz HL (1945) The genus *Dispharynx* (Nematoda: Acuariidae) in Galliform and Passeriform birds. *Journal of Parasitology* 31: 323-331.
- Golvan YJ (1956) Acanthocéphales d'Amazonie. Redescription d' *Oligacanthorhynchus iheringi* Travassos, 1916 description de *Neoechinorhynchus buttneraen.* sp. (Neoacanthocephala-Neoechinorhynchidae). *Annales de Parasitologie* 31: 500-524.
- Golvan YJ (1994) Nomenclature of the Acanthocephala. *Research and Reviews for Parasitology* 54: 135-205.
- Grandón-Ojeda A, Valdebenito JO, Moeno, L, Kinsella JM, Mironov S, Cicchino A, Barrientos C, González-Acuña1 D (2018) Gastrointestinal and external parasitism in the Magellanic Horned Owl *Bubo magellanicus* (Strigiformes: Strigidae) in Chile. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária* 27 (2): 161-168.
- Granzinoli MAM (2003) *Ecologia Alimentar do gavião-do-rabo-branco Buteo albicaudatus* (Falconiformes: Accipitridae) no município de Juiz de Fora, sudeste do estado de Minas Gerais. Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo.

- Gomez LPI, Osorio MR, Maza FA (1993) Parasitacion of falconiform, strigiform and passeriform (Corvidae) Birds by Helminths in Spain. *Research and Reviews in Parasitology* 53: 129-135.
- Gupta NK, Gupta K (1972) Observations on genus *Centrorhynchus* Luhe, 1911 (Acanthocephala: Gigantorhynchidea). *Research Bulletin of the Panjab University* 23: 1-12.
- Hammer O, Harper DAT, Ryan PD (2001) PAST. Paleontological Statistics software package for education and data analysis. *Palaeontologia Electronica*, Oslo 41 (1): 1-9.
- Hart BL (1990) Behavioral adaptations to pathogens and parasites: five strategies. *Neuroscience & Biobehavioral Reviews* 14 (3): 273-294.
- Hechinger RF, Lafferty KD, Huspeni TC (2007) Can parasites be indicators of free-living diversity? Relationships between species richness and the abundance of larval trematodes and of local benthos and fishes. *Oecologia* 151: 82–92. <https://doi.org/10.1007/s00442-006-0568>
- Heyneman DR, Brenes RR, Díaz CU (1960) Trematodos de Venezuela II. Algunos trematodos de peces, reptiles y aves con descripción de una nueva especie del genero *Lubens*. *Memoria de la Sociedad de Ciencias Naturales La Salle* 20 (56): 138–149.
- Hoklova IG (1986) The acanthocephalan fauna of terrestrial vertebrates of SSSR. Nauka, Moscow, p 276.
- Holt W, Berkley R, Deppe C, Enríquez-Rocha P, Petersen JL, Rangel-Salazar JL, Segars KP, Wood KL, Dejuana E (2014) Burrowing Owl (*Athene cunicularia*). In: Del hoyo J, Elliott A, Sargatal J, Christie DA, Dejuana E. (Eds.) (2014). *Handbook of the Birds of the World Alive*. Barcelona: Editora Lynx. <https://www.hbw.com/node/55091>. (acessado em novembro de 2019).
- Houston DC, Duke GE (2007) Physiology: Gastrointestinal. In Bird DM, Bildstein KL. *Raptor Research and Management Techniques*. (267-277). Washington, D.C.: Raptor Research Foundation, 463pp.

- Huffman JE (2008) Trematodes. In Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter BD (Eds.), parasitic diseases of wild birds (225–246). Iowa: Wiley-Blackwell.
- Humason GL (1972) Animal Tissue Techniques. San Francisco, W.H. Freeman and Company, 641pp.
- Illescas-Gomez MP, Rodriguez-Osorio M, Arandamaza F (1993) Parasitacion of Falconiform, Strigiform and Passeriform (Corvidae) birds by helminths in Spain. *Research and Reviews in Parasitology* 53 (3-4): 129-135.
- Inglis WG (1958) The comparative anatomy of the *Subulurid head* (Nematoda): with a consideration of its systematic importance. In: *Proceedings of the Zoological Society of London* 577-604.
- IUCN - International Union for Conservation of Nature and Natural Resources (2013) Red List of Threatened Species. Disponível online em: www.iucnredlist.org (acessado em abril de 2019).
- Jacobucci GB (2007) Comportamento de alarme em corujas buraqueiras (*Athene cunicularia*) durante o período reprodutivo no sudeste do Brasil. *Revista Brasileira de Zoociências*, 9 (2):145-150.
- Jones A, Bray RA, Gibson DI (2005) Keys to the trematoda – Volume 2. Wallingford, CABI Publishing, 745pp.
- Kabata Z (1981). Copepoda (Crustacea) parasitic on fishes: problems and perspectives. In: W. H. R. Lumsden, R. Muller e J. R. Baker (Eds.), "Advances in Parasitology, volume 19", Academic Press, London, 1-71.
- Kamegai S (1962) Studies on Acanthocephala. On some Acanthocephala found in marine fishes. *Monthly Report of the Meguro Parasitological Museum* 38:2.
- Kennedy CR (2006) Ecology of the Acanthocephala. Cambridge University Press. New York, USA. 249pp.
- Khalil LF, Jones A, Bray RA (Eds) (1994) Keys to the cestode parasites of vertebrates. Wallingford, CABI Publishing, 751pp.

- Khokhlova IG (1986). *Acanthocephala of terrestrial vertebrates of the USSR*, Moscow: Nauka, 277 pp.
- Kinsella JM, Foster GW, Forrester DJ (2001) Parasitic helminths of five species of owls from Florida, USA. *Comp Parasitol* 68: 130–134.
- Kohn A; Fernandes BMM (1972) Sobre a validade das espécies pertencentes ao gênero *Prosthogonimus* Luehe, 1899, da coleção Helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 70 (3): 309-319.
- Konig C, Weick F (2008) *Owls of the world. A guide to the owls of the world*. 2 ed. London: Christopher Helm, 512pp.
- Krone O, Cooper J E (2002) Parasitic diseases. In J. E. Cooper (Ed.), *birds of prey- Health & Disease* Oxford, UK: Blackwell Science. 3: 105–120.
- Krone O (2007) Endoparasites. In D. M. Bird e K. L. Bildstein (Eds.), *Raptor research and management techniques*. Surrey: Hancock House Publishers. 318–328
- Kinsella JM, Foster GW, Forrester DJ (1995) Parasitic helminths of six species of hawks and falcons in Florida. *Journal of Raptor Research* 29:117–122
- Kinsella JM, Foster G W, Forrester DJ (2001) Parasitic helminths of five species of owls from Florida, USA. *Comparative Parasitology* 68 (1): 130-133.
- Komorová P, Sitko J Spakulová M, Hurníková Z, Sałamatin R, Chovancová G (2017) New data on helminth fauna of birds of prey (Falconiformes, Accipitriformes, Strigiformes) in the Slovak Republic. *Helminthologia* 54 (4): 314-321.
- Komorová P, Spakulová M, Hurníková Z, Uhrín, M (2015) Acanthocephalans of the genus *Centrorhynchus* (Palaeacanthocephala: Centrorhynchidae) of birds of prey (Falconiformes) and owls (Strigiformes) in Slovakia. *Parasitology research* 114 (6): 2273-2278.
- Kostadinova A (2005) Family Echinostomatidae Looss, 1899, p. 9-64. In: Jones A, Bray RA, Gibson DI (Eds). *Keys to the Trematoda, Volume 2*. Wallingford, CABIPublishing. 745pp.

- Kurbanov MH (1979) Species composition of Acanthocephala of animals in Azerbaijan and their biological features. *Nauchnye Trudy Azerbaydzhanskogo Universiteta*. 4 27–30.
- Lafferty KD, Kuris AM (1999) How environmental stress affects the impacts of parasites. *Limnol. Oceanogr.* 44: 925–931. Doi:10.4319/lo.1999.44.3
- Lacina D, Bird DM (2000) Endoparasites of raptors - A review and an update, in Lumeij, J.T., Remple JD, Redig PT, Lierz M, Cooper JE (Eds), *Raptor Biomedicine III* (PP 65-78). Zoological Education Network, Inc, Lake Worth, Florida, USA.
- Lamas MF, Lunaschi LI (2009) Primer registro de *Centrorhynchus* sp. (Acanthocephala: Centrorhynchidae) en *Leptophis ahaetulla marginatus* (Colubridae) de Argentina. *Cuadernos de herpetología*, v. 23.
- Lamothe-Argumedo R, Falcón-Ordaz J, García-Prieto L, Fernández-Fernández J (2005) A new microcoeliid (digenea: microcoeliinae) parasite of rodents from Tlaxcala, Mexico. *Journal of Parasitology*, 91 (6): 1410–1412. Doi:10.1645/ge-512r.1
- Locker ES, Hofkin BV (2015) *Parasitology: a conceptual approach*. New York & London: Garland Science, Taylor e Francis Group, LLC, 550pp.
- Lumsden RD, Zischke JA (1963) Studies on the trematodes of Louisiana birds. *Zeitschrift für Parasitenkunde* 22 (4): 316-366.
- Lunaschi L, Cremonte F, Drago, F. (2007) Checklist of digenean parasites of birds from Argentina. *Zootaxa* 1403: 1-36.
- Lunaschi LI, Drago FB (2005) Primer registro de *Neodiplostomum travassosi* (Digenea: Diplostomidae) en Argentina. *Revista mexicana de biodiversidad* 76 (1): 97-100.
- Lunaschi LI, Drago FB (2010) A new species of *Centrorhynchus* (Acanthocephala, Centrorhynchidae) endoparasite of *Guira guira* (Aves, Cuculidae) from Argentina. *Helmintologia* 47: 3847
- Lutz A (1928) Estudios sobre trematodes observados en Venezuela. *Estudios de Zoología y Parasitología Vene-* zolanas 105- 125.

- Lymbery AJ (2005) Parasites and ecosystem health. *International Journal for Parasitology* 35 (7): 705 – 716.
- Macari M, Furlan RL, Gonzales E (1994) *Fisiologia aviária aplicada a frangos de corte*. Jaboticabal: FUNEP- UNESP, 246pp.
- Macko JK (1974) On the nematodes of *Anas crecca* L. in the spring seasons of 1954–1970. *Zborník Východoslov. Múzea v Košiciach* 19: 61–65.
- Macy RW (1934) Studies on the taxonomy, morphology and biology of *Prosthogonimus macrorchis*. Macy, a common oviduct fluke of domestic fowls in North America. *University of Minnesota Agricultural Experiment Station Technical Bulletin* 98: 71 pp.
- Marcogliese DJ (2005) Parasites of the superorganism: are they indicators of ecosystem health? *International journal for parasitology* 35 (7): 705-716.
- Marcogliese DJ, Pietroock M (2011) Combined effects of parasites and contaminants on animal health: parasites do matter. *Trends in parasitology* 27 (3): 123-130.
- Marcogliese DJ, Cone DK (1997) Food webs: a plea for parasites. *Trends in ecology & evolution* 12 (8): 320-325.
- Marini MA, Garcia, FI (2005) Conservação de aves no Brasil. *Megadiversidade*. 1 (1) 95-102.
- Martins M, Egler SG (1990) Comportamento de caça em um casal de corujas-buraqueiras (*Athene cunicularia*) na região de Campinas, São Paulo, Brasil. *Revista Brasileira de Biologia*, Rio de Janeiro 2 (50): 579-584.
- Marval L (1905) Monographie des Acanthocéphales d'oiseaux. *The Revue Suisse de Zoologie*.Genève, 8 (1): 195-387.
- Mariani MA, Garcia FI (2005) Conservação de aves no Brasil. *Megadiversidade* 1 (1): 95-102.
- Medeiros C (2014) Spatial distribution of lymnaeidae (Mollusca, basommatophora), intermediate host of *Fasciola hepatica* linnaeus, 1758 (Trematoda, digenea) in Brazil. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo* 56 (3): 235-252.

- Mello DA, Valin E, Teixeira ML (1979) Alguns aspectos do comportamento de cepas silvestres de *Trypanosoma cruzi* em camundongos e *Calomys callosus* (Rodentia). *Revista Saúde Pública* 13 (1): 314.
- Melo AS (2004) A critique of the use of jackknife and related non-parametric techniques to estimate species richness. *Community Ecology* 5 (2): 149-157.
- Melo CMF, Oliveira JB, Feitosa TF, Vilela VLR, Athayde ACR, Dantas AFM, Wagner PGC, Febrônio AB (2013) Parasites of Psittaciformes and Accipitriformes in Paraíba state, northeastern Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária* 22 (2): 314-317.
- Mendes AA, Naas I e Macari M (2004) Saúde gastrointestinal, manejo e medidas para controlar as enfermidades gastrointestinais. In: *Produção de frangos de corte*. Campinas: FACTA, 505-251.
- Menezes RC, Mattos Junior DG e Tortelly R (2001) Frequência e patologia das infecções causadas por nematóides e cestóides em galinhas-d'angola (*Numida melaeagris* Linnaeus, 1758) criadas extensivamente no estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Revista Brasileira de Ciência Veterinária, Niterói*, 8 (1): 35-39.
- Menezes LN, Meira NT (2012) Análise da ecologia alimentar da *Athene cucularia* (Aves, Strigidae) numa área sob influência antrópica no município de Assis – SP. *Arquivos de Ciências Veterinárias e Zoologia da Unipar, Umarama* 1 (5): 37- 41.
- Menq W, Delariva RL (2015). Aves de rapina (Cathartiformes, Accipitriformes, Strigiformes e Falconiformes) na Reserva Biológica das Perobas, Paraná, Brasil, e seu entorno. *Biotemas* 28 (4): 145-154.
- Menq W (2018) Coruja-buraqueira (*Athene cucularia*) - Aves de Rapina Brasil. Disponível em: < http://www.avesderapinabrasil.com/athene_cucularia.htm > (Acessado em maio de 2019)
- Meyer A (1933) Acanthocephala. In: Dr H. G. Bronns *Klassen und Ordnungen des Tierreichs* Vierter Band 2. Abteilung 2. Leipzig: Akademische Verlagsgesellschaft M. B. H. 582 pp.
- Miller GC, Harkema R, Harris A (1965) Notes on the life history of *Strigea elegans* Chandler and Rausch, 1947 (Trematoda: Strigeidae). *Journal of Parasitology* 51 (5): 894-895.

- Monteiro CM, Amato JFR, Amato SB (2007). *Prosthogonimus ovatus* (Rudolphi) (Digenea, Prosthogonimidae) em três espécies de aves aquáticas da Região Sul do Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. 24 (1): 253-257.
- Moravec F, Kaiser H (1995) Helminth parasites from West Indian frogs, with descriptions of two new species. *Caribbean Journal of Science* 31: 252-268.
- Moravec F, Van AS, Liesl L (2015) *Procamallanus* (Spirocamallanus) spp. (Nematoda: Camallanidae) from fishes of the Okavango River, Botswana, including *P.(S.) Serranochromis* n. sp. parasitic in *Serranochromis* spp. (Cichlidae). *Systematic parasitology* 90 (2): 151-164.
- Motta-Junior JCAA, Bueno A, Braga ACR (2004) *Corujas brasileiras*. Departamento de Ecologia, Instituto de Biociências da Universidade de São Paulo, São Paulo, Brazil.
- Nasir P, Peraza LA; Díaz MT (1969) On the suppression of genus *Pseudathesmia* Travassos, 1942, with redescrptions of *Athesmia heterolecithodes* (Braun, 1899) Looss, 1899 and *A. wehri* McIntosh, 1937. *Zoologischer Anzeiger* 182 (3-4): 224-230.
- Nelson DR, Ward HL (1966) Acanthocephala from hedgehogs in Egypt. *Journal of the Tennessee Academy of Science* 41 (3): 101-105.
- Nicoll, W (1923) A reference list of the trematode parasites of British birds. *Parasitology* 15 (2): 151-202.
- Nickel R, Schummer A, Seiferle E (1997) *Anatomy of the domestic birds*. Berlin: Verlag Paul Parey, 202 pp.
- Niewiadomska K, Laskowski Z (2002) Systematic relationships among six species of *Diplostomum Nordmann* (Digenea) based on morphological and molecular data. *Acta Parasitologica* 47 (1): 20-28.
- Olinda RG, Souza MCA, Dias GF, Marietto-Gonçalves GA, Batista JS (2015) Infecção por *Strigea falconis* em *Buteo magnirostris* no Brasil. *Acta Scientiae Veterinariae* 43 (1): 1-4.

- Osche G (1958) Beiträge zur Morphologie, Ökologie und Phylogenie der Ascaridoidea (Nematoda). Parallelen in der Evolution von Parasit und Wirt Zeitschrift für Parasitenkunde 18 (6): 479-572.
- Orosz SE (2007) The Special Senses of Birds. In B.H. Coles, Essentials of avian medicine and surgery. (3rd ed., pp. 22-39). Oxford: Blackwell Publishing, 406pp.
- Gomez MPI, Osorio MR, Maza FA (1993) Falconiform, strigiform and passeriform (Corvidae) birds by helminths in Spain Research and Reviews in Parasitology, 53: 129-135.
- Paulsen RMM (2006) Caracterização de helmintos e artrópodos parasitos de *Netta peposaca* (Vieillot, 1816) (Marrecão-da-Patagônia) (Aves: Anatidae) no Rio Grande do Sul.
- Patten JA (1952) The life cycle of *Conspicuum icteridorum* Denton and Byrd, 1951, (Trematoda: Dicrocoeliidae). Journal of Parasitology 38:165–182.
- Petrochenko VI (1958) Acanthocephalans of domestic and wild animals. Volume II. Moscow: Izdatel'stvo Akademii Nauk SSSR, 458 pp
- Petrochenko VI (1971) Acanthocephala of domestic and wild animals – Volume I. Jerusalem, Israel Program for Scientific Translations, 465pp.
- Pearson JC (1959) Observations on the morphology and life cycle of *Strigea elegans* Chandler e Rausch, 1947 (Trematoda: Strigeidae). The Journal of Parasitology 45 (2): 155-174.
- Pearson JC (1961) Observations on the morphology and life cycle of *Neodiplostomum intermedium* (Trematoda: Diplostomatidae). Parasitology 51 (1-2): 133-172.
- Pinto RM (1968) Sôbre un nôvo nematodeo parasito de caboré do campo (Nematoda, Subuluroidea). Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro 11: 189-190.
- Pinto RM (1970) Subulura Freitaslauroi sp. n. (Nematoda, Subuluroidea). Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro 13 (1-2): 63-65.
- Pinto RM; Noronha D (1972) Contribuição ao conhecimento da fauna helmintológica do município de Alfenas, Estado de Minas Gerais. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 70 (3): 391-407.

- Pinto HA, Mati VLT, Melo AL (2013) New records and a checklist of trematodes from *Butorides striata* (Aves: Ardeidae). *Revista Mexicana de Biodiversidad* 84 (4): 1100-1110.
- Pinto RM, Barros LA, Tortelly L, Teixeira RF e Gomes DC (2004) Prevalence and pathology of ciconiiformes birds from the Brazilian swamplands. *Journal Helminthology*, 78: 1-6
- Pojmańska T (2008) Family Brachycoeliidae Looss, 1899. In: Bray, R.A., Gibson, D.I., Jones, A. (Eds.), *Keys to the Trematoda*. CABI Publishing, London 3: 219–223.
- Poulin R (1995) Adaptive changes in the behaviour of parasitized animals: a critical review. *International journal for parasitology* 25 (12): 1371-1383.
- Poulin R (1999) The functional importance of parasites in animal communities: many roles at many levels? *International Journal for Parasitology* 29: 903-914.
- Poulin R (2010) Parasite manipulation of host behavior: an update and frequently asked questions. *Adv. Stud. Behav.* 41, 151–186. [https://doi:10.1016/S0065-3454\(10\)41005-0](https://doi:10.1016/S0065-3454(10)41005-0)
- Quentin JC, Beveridge I (1986) Comparative morphogenesis of the cephalic structures of the acuariid nematodes *Stammerinema soricis* (Tiner, 1951), *Antechiniella suffodiax* (Beveridge e Barker, 1975) ng, n. comb. And *Skrjabinoclava thapari* (Teixeira de Freitas, 1953). *Systematic parasitology* 8 (3): 163-171.
- Radwan NA (2012) Phylogenetic analysis of *Sphaerirostris picae* (Acanthocephala: Centrorhynchidae) based on large and small subunit ribosomal DNA gene. *International Journal for Parasitology Research* 4: 106-110.
- Ramnath KMN (2009) Behavioral effects of parasitism in animals. *Journal of Exotic Pet Medicine* 18 (4): 254-265.
- Railliet A (1916) La Famille des Thelaziidae. *Journal for Parasitology* 2: 99-105.
- Redig PT, Ackerman J (2000) Raptors. In T.N. Tully, G.M. e Jones A.K. *Handbook of Avian Medicine*. (2nd ed., pp. 180-214). Oxford: Butterworth- Heinemann, 456pp.
- Richardson DJ, Nickol BB (1995) The genus *Centrorhynchus* (Acanthocephala) in North America with description of *Centrorhynchus robustus* n. sp., redescription of *Centrorhynchus conspectus*, and a key to the species. *Journal of Parasitology*, 52: 739-745.

- Richardson DJ, Kinsella JM (2010) New host and distribution records for gastrointestinal parasites of raptors from Connecticut, USA. *Comparative parasitology* 77 (1): 72-82.
- Richardson KE; Richardson DJ, Nickol BB (2008) Emigration of *Leptorhynchoides thecatus* (Acanthocephala) in green sunfish (*Lepomis cyanellus*). *Comparative parasitology* 75 (1): 49-51.
- Rickard LG (1985) Proventricular lesions associated with natural and experimental infections of *Dispharynx nasuta* (Nematoda: Acuariidae). *Canadian Journal of Zoology* 63: 2663-2668.
- Rodrigues de Oliveira H, Vicente JJ (1963) Nova espécie do gênero *Cosmocephalus* Molin, 1858 (Nematoda, Spiruroidea). *Revista Brasileira de Biologia* 23: 389-392.
- Rodrigues MLA (2016) Classificação e morfologia de nematoides em medicina veterinária. Disponível em: http://r1.ufrjr.br/wp/iv/files/2016/07/Apostila_Nematoides.pdf. (Acessado em 12 de abril de 2020)
- Rosas FCW, Sicsu da Cruz TM, Gianizella SL, Santos-Ramalheira C, Martins TF (2016) A First Record of Ticks in Free-Ranging Giant Otter (*Pteronura brasiliensis*) in the Brazilian Amazon. *IUCN otter specialist group bulletin* 33 (1): 3-14.
- Sant'ana CER, Diniz-Filho JA (1999) Macroecologia de corujas (Aves, Strigiformes) da América do Sul. *Ararajuba*, 7: 3-11.
- Sanmartín ML (2004) Helminth fauna of Falconiform and Strigiform birds of prey in Galicia, Northwest Spain. *Parasitology Research* 92 (3): 255-263.
- Santi M, André MR, Lux-Hoppe EG (2018) Renal trematode infection in wild birds: histopathological, morphological, and molecular aspects *Parasitology*. 117: 883. <https://doi.org/10.1007/s00436-018-5767-0>.
- Santoro M, Tripepi JM, Kinsella A, Panebianco S (2010) Helminth infestation in birds of prey (Accipitriformes and Falconiformes) in Southern Italy *Vet. J.* 186: 119. <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2009.07.001>.

- Santoro M, Mattiucci S, Nascetti G, Kinsella JM, Di Prisco F (2012) Helminth Communities of Owls (Strigiformes) Indicate Strong Biological and Ecological Differences from Birds of Prey (Accipitriformes and Falconiformes) in Southern Italy. PLoS ONE 7(12): e53375. <https://doi:10.1371/journal.pone.0053375>
- Santos AJ (2003) Estimativas de riqueza em espécies, p. 19-41. In: L. Cullen JR, Rudran R, Valladares P, (eds) Métodos de Estudos em Biologia da Conservação e Manejo da Vida Silvestre. Curitiba, Editora da Universidade Federal do Paraná, Fundação O Boticário de Proteção à Natureza, 665pp.
- Santos T, Oliveira JB, Vaughan C, Santiago H (2011) Health of an ex situ population of raptors (Falconiformes and Strigiformes) in Mexico: diagnosis of internal parasites. Revista de biologia tropical 59: 1265-1274.
- Santos DM, Cordeiro VL, Cardoso CB, Andrea MV, Adorno EV, Oliveira KN (2017) Caracterização alimentar da *Athene cunicularia* (Strigiformes: Strigidae) (Coruja Buraqueira). Ciência Animal Brasileira, 18: 1-9.
- Santos VGT, Amato SB (2010) Viviane *Rhinella fernandezae* (Anura, Bufonidae), hospedero paratênico de *Centrorhynchus* sp. (Acanthocephala, Centrorhynchidae) en Brasil. Revista mexicana de biodiversidad 81 (1): 53-56.
- Schaefer EF, Hamann MI, Kehr AI, González CE, Duré MI (2006) Trophic, reproductive and parasitological aspects of the ecology of *Leptodactylus chaquensis* (Anura: Leptodactylidae) in Argentina. Herpetology Journal 16: 387-394.
- Schmidt GD (1975) *Andracantha*, a new genus of Acanthocephala (Polymorphidae) from fish-eating birds, with descriptions of three species. The Journal of parasitology, 615-620.
- Schmidt GD (1986) Handbook of Tapeworm Identification. Florida, CRC Press, 675pp.
- Schulman FY, Montali, RJ, Citino, SB (1992) Pathology, diagnosis, and treatment of *Synhimantus nasuta* infection in African jacanas (*Actophilornis africana*). Journal of Zoo and Wildlife Medicine, 313-317.

- Silva AS, Zanette RA, Lara VM (2009) Gastrointestinal parasites of owls (Strigiformes) kept in captivity in the Southern region of Brazil Parasitol Res 104: 485. <https://doi.org/10.1007/s00436-008-125>
- Silva TM, Okamoto AS, Silva LAF, Smaniotto BD, Silva RJ, Filho (2014) New record of *Pelecitus* sp. (Nematoda, Onchocercidae) as a parasite of *Athene cunicularia* (Strigiformes, Strigidae) in southeastern Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária* 23 (2): 274-275.
- Silva DRO (2012) Estimativa de riqueza de macroinvertebrados bentônicos e a relação da composição de comunidades com componentes de meso-habitat em riachos de cabeceira no cerrado. Dissertação de Mestrado - Programa de Pós-graduação em Ecologia, Conservação e Manejo de Vida Silvestre, Universidade Federal de Minas Gerais, MG.
- Silva D, Müller G (2012) Primeiro registro de *Opisthgonimus lecithonotus* (trematoda: plagiorchiiidae) em *Philodryas olfersii* (serpentes: dipsadidae) e primeiro registro de *P. olfersii* como hospedeiro paratênico de *Centrorhynchus* sp. (acanthocephala: centrorhynchidae). *The Biologist* 10 (2): 91.
- Sick H (1997) *Ornitologia Brasileira, uma introdução*. Edição revista e ampliada por J. F. Pacheco. Editora Nova Fronteira, Rio de Janeiro. 862pp
- Sick H, Barruel P (1984) *Ornitologia brasileira*. Editora Universidade de Brasília. 3ª ed.: 1-828.
- Sigrist T (2013) *Guia de Campo: Avifauna Brasileira*. 4. Ed., São Paulo: Avis Brasilis.
- Soares ES, Amaral FSR, Carvalho-Filho EPM, Granzinolli MA, Albuquerque JLB, Lisboa JS, Azevedo MAG, Moraes W, Sanaiotti T, Guimarães IG (2008) Plano de ação nacional para a conservação de aves de rapina. Instituto Chico Mendes de conservação da biodiversidade. Brasília.
- Smith SA (1993) Diagnosis and treatment of helminths in birds of prey. In: Redig, P.T., Cooper, J.E., Remple, J.D., Hunter, D.B. (Eds.), *Raptor Biomedicine*. University of Minnesota Press, Minneapolis, 21–27.
- Smith SA (1996) Parasites of birds of prey: their diagnosis and treatment. In: *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. WB Saunders. 97-105.

- Sousa C D, Nadja LAO, Santos ET, Guzzi A, Dourado RBL, Ferreira JBCG (2015) Caracterização morfológica do trato gastrointestinal de frangos de corte da linhagem Cobb 500. *Pesquisa Veterinária Brasileira* 35 (1): 61-68. Doi: 10.1590/S0100-736X2015001300011
- Spalding MG, Kinsella JM, Nesbitt SA, Folk MJ e Foster GW (1996) Helminth and arthropod parasites of experimentally introduced whooping cranes in Florida. *Journal of Wildlife Diseases* 32: 44–50
- Tallman EJ, Tallman DA (1994) The trematode fauna of an Amazonian antbird community. *The Auk* 111 (4): 1006-1013.
- Teles HMS (2003) Ocorrência de vetores da esquistossomose mansônica no litoral norte do Estado de São Paulo, Brasil. *Cadernos de Saúde Pública* 19 (6): 1887-1891.
- Thomsen L (1971) Behavior and ecology of Burrowing Owls on the Oakland municipal airport. *The condor, Berkeley, California* 73: 177-192.
- Tomás A, Rebelo MT, Fonseca IP (2017) Occurrence of helminth parasites in the gastrointestinal tract of wild birds from Wildlife Rehabilitation and Investigation Centre of Rio Formosa in southern Portugal. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports* 8: 13-20.
- Torres-Contreras H, Silva-Aranguez, Jaksic FM (1994) Dieta y selectividad de presas de *Speotyto cunicularia* en una localidad semi-árida del norte de Chile a lo largo de siete años (1987–1993). *Revista Chilena de Historia Natural* 67: 329–340.
- Travassos L (1919) Informações sobre o material helminthológico colleccionado na Ilha da Trindade em 1916. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro*, 19: 31- 125.
- Travassos L (1928) Fauna helmintológica de Mato Grosso. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 21 (2): 309-372.
- Travassos L (1926) Contribuição para o conhecimento da fauna helmintológica brasileira. XX. Revisão dos acanthocephalos brasileiros. Parte II. Família Echinorhynchidae Hamann, 1892, subfamília Centrorhynchinae Travassos, 1919. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 19: 31-125.

- Travassos L (1944) Revisão da Família Dicrocoeliidae Odhner, 1910 (Monografias do Instituto Oswaldo Cruz, 2). Imprensa Nacional, Rio de Janeiro, 357pp.
- Travassos L, Freitas JFT, Kohn A (1969) Trematódeos do Brasil. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro 67: 1-886.
- Tubangui MA (1932) Trematode parasites of Philippine vertebrates, V: Flukes from birds. Philippine Journal of Science. 47 (3): 369-402.
- Van Cleave H (1916) Acanthocephala of the genera *Centrorhynchus* and *Mediorhynchus* (new Genus) from North American birds. Trans. Am. Micr. Soc. 35: 221-232.
- Vieira LA, Teixeira RL (2008) Diet of *Athene cunicularia* (Molina, 1782) from a sandy coastal plain in southeast Brazil. Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão 23 (5): 5-14.
- Vigueras IP (1942) *Athesmia parckeri* n. sp. (Trematoda: Dicrocoelidae) parasito del intestine de *Artibeus jamaicensis parvipes* (Chiroptera). Anales de la Academia de Ciencias Médicas, Físicas y Naturales de La Habana 80: 98-100
- Verweyen L, Klimpel S, Palm HW (2011) Molecular phylogeny of the *Acanthocephala* (class Palaeacanthocephala) with a paraphyletic assemblage of the orders Polymorphida and Echinorhynchida. PLoS One 6 (12): e28285
<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0028285>.
- Zhang L, Brooks DR, Causey D (2004) Two species of *Synhimantus* (*Dispharynx*) Railliet, Henry and Sisoff, 1912 (Nematoda: Acuarioidea: Acuariidae), in passerine birds from the Area de Conservacion Guanacaste, Costa Rica. Journal of Parasitology 90 (5): 1133-1138.
- Zilio F (2006) Dieta de *Falco sparverius* (Aves: Falconidae) e *Athene cunicularia* (Aves: Strigidae) em uma região de dunas no sul do Brasil. Revista Brasileira de Ornitologia 14 (4): 379-392.
- Zucca P (2002) Anatomy. In Cooper JE (Ed.), Birds and prey: Health & disease. (3th ed., pp. 13-27). Oxford: Blackwell Science Ltd, Blackwell Publishing, 384pp.
- Zucca P, Delogu M (2007) arasitic diseases. Arthropods, Protozoa, Helminths. In Avian Medicine. Eds J. H. Samour. Colour atlas series, Second Edition. Elsevier Ltd Edinburgh, UK.

- Yabsley MJ, Noblet GP (1999) Nematodes and acanthocephalans of raccoons (*Procyon lotor*), with a new geographical record for *Centrorhynchus conspectus* (Acanthocephala) in South Carolina, USA. *Journal Helminthological Society Washington* 66: 111-114.
- Yamaguti S (1961) *Systema helminthum* - Volume III. The nematodes of vertebrates, part I, II. Interscience Publishers, New York, Inc., 1261pp.
- Yamaguti S (1971) *Synopsis of the Digenetic Trematodes of Vertebrates. Volume I & II.* Tokyo, Keigaku Publishing Co., 1074p + 349 pranchas.
- Ward HL (1964) Acanthocephala from the little owl, *Athene noctua*, in Egypt. *Journal of the Tennessee Academy of Science* 39 (3): 83-85.
- West RM (1935) The cercaria of *Neodiplostomum lucidum* LaRue and Bosma. *Transactions of the American Microscopical Society* 54 (1): 15-18.
- Wolf M, Van-Doorn GS, Leimar O, Weissing FJ (2007) Life-history trade-offs favour the evolution of animal personalities. *Nature*. 447- 581 doi:10.1038/nature05835
- WONG PL, Anderson RC (1982) The transmission and development of *Cosmocephalus obvelatus* (Nematoda: Acuarioidea) of gulls (Laridae). *Canadian Journal of Zoology* 60 (6): 1426-1440.
- Woodyard ET, Rosser TG, Griffin MJ (2017) New data on *Neodiplostomum americanum* Chandler and Rausch, 1947 (Digenea: Diplostomidae), in the Great Horned Owl *Bubo virginianus* Gmelin, 1788 and the Eastern Screech Owl *Megascops asio* Linnaeus, 1758 in Mississippi, USA. *Parasitology research* 116 (8): 2075-2089.
- Yamaguti S (1963) *Systema helminthum* – Volume V Acanthocephala. Interscience Publishers, New York, 423pp.
- Yamaguti S (1971) *Synopsis of the digenetic trematodes of vertebrates – Vol. I & II.* Keigaku Publishing Co., Tokyo, 1074pp + 349 pranchas.
- Yorkmm, Rosenberg DK, Sturm KK (2002) Diet and food-niche breadth of burrowing-owls (*Athene cunicularia*) in the Imperial Valley, California. *Western North American Naturalist* 62 (3): 280-287.