



ADRIANE BARTMANN

**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**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal,
Instituto de Biociências da Universidade Federal do Rio Grande do Sul,
Como requisito parcial a obtenção do título de Doutor em Biologia Animal.

Área de Concentração: Biodiversidade

Orientadora: Prof^ª Dra Suzana Bencke Amato

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL

PORTO ALEGRE

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**

ADRIANE BARTMANN

Aprovada em 27 de agosto de 2009.

Prof^a Dra Marília de Carvalho Brasil-Sato

Prof^a Dra Cláudia Calegari-Marques

Prof. Dr Milton Mendonça

Prof^a Dra Suzana Bencke Amato

SUMÁRIO

AGRADECIMENTOS	vi
LISTA DE TABELAS	viii
LISTA DE FIGURAS	xii
RESUMO	xvii
1. INTRODUÇÃO	1
1.1 As aves e a família Cuculidae	1
1.2. A espécie <i>Crotophaga ani</i>	2
1.3. A espécie <i>Guira guira</i>	3
1.4. Aspectos gerais de <i>Crotophaga ani</i> e <i>Guira guira</i>	3
1.5. As aves e os parasitos – aspecto histórico	7
1.6. O parasitismo e a biodiversidade	9
1.7. Ecologia e estrutura das comunidades de helmintos	11
1.8. Importância dos ovos dos helmintos	14
2. OBJETIVOS	16
3. MATERIAL E MÉTODOS	17
3.1. Caracterização do local de coleta dos hospedeiros	17
3.2. Coleta dos hospedeiros	19
3.3. Procedimento em laboratório	22
3.4. Coleta e fixação dos helmintos	24
3.5. Coloração, clarificação e montagem dos helmintos	24
3.6. Identificação de espécimes	26
3.7. Depósito dos helmintos e das aves	26
3.8. Ovos dos helmintos	27
3.9. Distribuição das espécies ao longo do trato gastrointestinal	27
3.10. Parâmetros ecológicos nas populações de helmintos	27
3.11. Análise dos dados	28
3.11.1. Riqueza dos parasitos	29
3.11.2. Abundância dos parasitos	29
3.11.3. Equabilidade ou “evenness”	29
3.11.4. Análise da riqueza, abundância e equabilidade dos parasitos	30

3.11.5. Prevalência, intensidade e abundância de parasitos	30
3.11.6. Índices de diversidade	30
3.11.7. Índices de similaridade	31
3.11.8. Valor de importância de Thul (I)	32
3.11.9. Espécies centrais, secundárias e satélites	33
3.11.10. Índices de dispersão	33
3.11.11. Análise sexo-etária	34
3.11.12. Associações interespecíficas	35
4. RESULTADOS	36
4.1. Taxonomia, descrição e resenha taxonômica dos helmintos	36
4.1.1. Digenéticos	36
Leucochloridiidae	36
<i>Tanaisia magnicola</i>	43
<i>Echinostoma</i> sp.	49
<i>Psilolecithum</i> sp.	55
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	61
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	68
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	74
<i>Stomylotrema vicarium</i>	81
4.1.2 Cestóides	86
<i>Cuculincola mutabilis</i>	86
4.1.3 Acantocéfalos	94
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	94
4.1.4 Nematóides	102
<i>Capillaria</i> sp.	102
<i>Aonchotheca bursata</i>	109
Spiruromorpha	114
<i>Physaloptera</i> sp. (larvas)	119
<i>Cyrnea semilunaris</i>	125
<i>Torquatoides crotophaga</i>	130
<i>Microtetrameres</i> sp.	136
<i>Dispharynx nasuta</i>	144
Schistorophinae (larvas)	151

<i>Aproctella stoddardi</i>	156
<i>Heterakis brevispiculum</i>	161
<i>Subulura forcipata</i>	167
<i>Subulura reclinata</i>	172
<i>Subulura</i> sp.	175
<i>Skrjabinura spiralis</i>	188
<i>Strongyloides</i> sp.	193
<i>Trichostrongylus</i> sp.	198
4.1.5 Ovos dos helmintos parasitos do anu-preto, <i>Crotophaga ani</i> e do anu-branco, <i>Guira guira</i>	205
4.2. Análise da comunidade de helmintos de <i>C. ani</i> e <i>G. guira</i>	214
4.2.1. Descrição da amostra - hospedeiros	214
4.2.1.1. Anu-preto, <i>Crotophaga ani</i>	214
4.2.1.2. Anu-branco, <i>Guira guira</i>	214
4.2.2. Comunidade componente de helmintos em <i>C. ani</i> e <i>G. guira</i>	215
4.2.2.1. Parâmetros ecológicos	215
4.2.2.1.1. Anu-preto, <i>Crotophaga ani</i>	215
4.2.2.2.2. Anu-branco, <i>Guira guira</i>	222
4.2.3. Análise da riqueza, abundância e equabilidade dos helmintos em <i>C. ani</i> e <i>G. guira</i>	232
4.2.4. Índice de diversidade	238
4.2.5. Similaridade entre as comunidades de helmintos de <i>C. ani</i> e <i>G. guira</i>	245
4.3. Estrutura da comunidade de helmintos de <i>C. ani</i> e <i>G. guira</i>	250
4.3.1. Valor de importância das espécies nas comunidades de helmintos de <i>C. ani</i> e <i>G. guira</i>	250
4.3.2. Espécies centrais, secundárias e satélites nas comunidades de helmintos de <i>C. ani</i> e <i>G. guira</i>	255
4.3.3. Padrão de dispersão dos helmintos	255
4.4. Análise sexo-etária	262
4.4.1. Teste <i>t</i> de <i>Student</i>	262
4.4.1.1. Anu-preto, <i>Crotophaga ani</i>	262
4.4.1.2. Anu-branco, <i>Guira guira</i>	264

4.4.2. Coeficiente de correlação de Spearman para o Anu-preto, <i>Crotophaga ani</i> , e o Anu-branco, <i>Guira guira</i>	264
4.4.3. Teste G	265
4.4.3.1. Anu-preto, <i>Crotophaga ani</i>	266
4.4.3.2. Anu-branco, <i>Guira guira</i>	266
4.4.4. Teste de Mann-Whitney	271
4.4.4.1. Anu-preto, <i>Crotophaga ani</i>	271
4.4.4.2. Anu-branco, <i>Guira guira</i>	276
4.5. Associações interespecíficas	288
4.6.1. Anu-preto, <i>Crotophaga ani</i>	288
4.6.2. Anu-branco, <i>Guira guira</i>	291
4.6. Distribuição das espécies ao longo do trato gastrintestinal	292
5. CONSIDERAÇÕES FINAIS	300
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	309

ANEXOS

Anexo 1. Nota de pesquisa publicada na revista científica Ciência Rural.

AGRADECIMENTOS

À Prof^a Dra Suzana Bencke Amato como orientadora e pela oportunidade de acesso a esta conceituada Universidade (UFRGS).

Ao Prof. Dr José Felipe Ribeiro Amato pelos auxílios, ensinamentos e pela oportunidade de ser portadora de parte da história da helmintologia.

Ao Prof. Dr Milton Mendonça pela disponibilidade e orientação na análise dos dados.

Ao Prof. Dr Flávio Antonio Pacheco de Araújo, meu amigo e eterno orientador.

Aos colegas do Laboratório de Helmintologia... aos que já estavam; aos que foram chegando; aos que mal chegaram e já saíram; aos que foram e voltaram; aos que foram e não voltaram; e aos que ficaram... boa sorte!!

A todos os colegas e professores do Departamento de Zoologia.

Ao Núcleo de Apoio à Estatística (NAE), professora Jandyra, Manuel e aos bolsistas Gilberto e Renan.

Ao Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) pelas licenças para captura e transporte dos hospedeiros.

Ao Exército Brasileiro, especialmente ao Capitão Pacheco, pela licença concedida.

À Fundação Zoobotânica, especialmente ao Glayson Bencke, e ao Laboratório de Ornitologia do Museu de Ciências e Tecnologia da PUCRS, em especial a Dra Carla Suertegaray Fontana, pelo depósito dos hospedeiros.

Ao CNPq, pela bolsa concedida durante estes anos de doutorado.

Aos professores que participaram da banca.

Ao meu pai Dorly e à minha vó Nayr.

À Sueli (tu fostes imprescindível!), Juliano, “Chico”, “Polaquinho”, Nelson, Jean, Hamilton, “Robertinho”, Hans, Werner, Norberto, Luciana, Joãozinho, Nelson, Maristela, ...

A todos que contribuíram para a realização desta tese, sendo, nas coletas, no acesso às propriedades, perdoando as invasões, nas caronas, nos almoços, nas palavras de apoio e incentivo!

Aos meus amigos, queridos e valiosos amigos.

Ao Maiki... por fazer parte da minha vida!

Aos hospedeiros e o maravilhoso universo dos parasitos...

E principalmente... À VIDA!!

LISTA DE TABELAS

- Tabela I.** Prevalência, amplitude da intensidade de infecção, intensidade média de infecção e abundância média dos helmintos parasitos de 120 anus-pretos, *Crotophaga ani*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil **216**
- Tabela II.** Prevalência, amplitude da intensidade de infecção, intensidade média de infecção e abundância média dos helmintos parasitos de 120 anus-brancos, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil **217**
- Tabela III.** Números de anus-pretos, *Crotophaga ani*, encontrados infectados para cada espécie de helminto de acordo com a estação do ano, sexo e grupo etário, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil **224**
- Tabela IV.** Números de anus-brancos, *Guira guira*, encontrados infectados para cada espécie de helminto de acordo com a estação do ano, sexo e grupo etário, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil **230**
- Tabela V.** Resultados da análise de co-variância multivariada (MANCOVA) das infracomunidades de helmintos, considerando os fatores espécie das aves, sexo, maturidade sexual e estação do ano; para as variáveis riqueza de espécies, abundância e equabilidade; tendo como co-variáveis o peso e o tamanho das aves **234**
- Tabela VI.** Índices de Diversidade de Shannon e de Simpson, e o número de espécies de helmintos encontradas entre as espécies de hospedeiros, o sexo, o grupo etário e a estação, dos anus coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil **243**
- Tabela VII.** Índices de Diversidade de Shannon e de Simpson, e o número de espécies de helmintos encontradas entre o sexo, o grupo etário e a estação, respectivamente, dos anus, *Crotophaga ani* e *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil **244**
- Tabela VIII.** Índices de Similaridade de Jaccard e de Morisita para a helmintofauna entre as espécies de hospedeiros, o sexo, o grupo etário e a estação, dos anus coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil **246**

Tabela IX. Similaridade da comunidade de helmintos do anu-preto, <i>Crotophaga ani</i> , considerando o sexo, grupo etário e estação. Na diagonal superior da tabela é apresentado o número de espécies de helmintos compartilhadas entre parênteses e o índice de Jaccard. Na diagonal inferior é apresentado o índice de Morisita	247
Tabela X. Similaridade da comunidade de helmintos do anu-branco, <i>Guira guira</i> , considerando o sexo, grupo etário e estação. Na diagonal superior da tabela é apresentado o número de espécies de helmintos compartilhadas entre parênteses e o índice de Jaccard. Na diagonal inferior é apresentado o índice de Morisita	248
Tabela XI. Classificação e valores de Importância (I), das espécies de helmintos do anu-preto, <i>Crotophaga ani</i> , coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil	251
Tabela XII. Classificação e valores de importância (I), das espécies de helmintos do anu-branco, <i>Guira guira</i> , coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil	252
Tabela XIII. Classificação e valores de importância (I), das espécies de helmintos do anu-preto, <i>Crotophaga ani</i> , coletados nas estações de inverno e verão na região da Depressão Central do RS, Brasil	253
Tabela XIV. Classificação e valores de importância (I), das espécies de helmintos do anu-branco, <i>Guira guira</i> , coletados nas estações de inverno e verão na região da Depressão Central do RS, Brasil	254
Tabela XV. Índice de Dispersão e Índice de Green para as espécies de helmintos encontradas em 240 anos, <i>Crotophaga ani</i> (n= 120) e <i>Guira guira</i> (n= 120), coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil	260
Tabela XVI. Índice de Dispersão e Índice de Green para as espécies de helmintos encontradas em anu-preto (n= 120), <i>Crotophaga ani</i> , coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil	261
Tabela XVII. Índice de Dispersão e Índice de Green para as espécies de helmintos encontradas em anu-branco (n= 120), <i>Guira guira</i> , coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil	263
Tabela XVIII. Teste G, com correção de Yates, para comparação do número de aves infectadas, machos e fêmeas, de anu-preto, <i>Crotophaga ani</i> , coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil	267

Tabela XIX. Teste G, com correção de Yates, para comparação do número de aves infectadas, juvenis e adultos, de anu-preto, <i>Crotophaga ani</i> , coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil	268
Tabela XX. Teste G, com correção de Yates, para comparação do número de aves infectadas, machos e fêmeas, de anu-branco, <i>Guira guira</i> , coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil	269
Tabela XXI. Teste G, com correção de Yates, para comparação do número de aves infectadas, juvenis e adultos, de anu-branco, <i>Guira guira</i> , coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil	270
Tabela XXII. Teste de Mann-Whitney para a comparação da infecção de machos e fêmeas de anu-preto, <i>Crotophaga ani</i> , com as espécies de parasitos encontradas	272
Tabela XXIII. Teste de Mann-Whitney para a comparação da infecção de juvenis e adultos de anu-preto, <i>Crotophaga ani</i> , com as espécies de parasitos encontradas	273
Tabela XXIV. Teste de Mann-Whitney para a comparação da infecção de machos juvenis e machos adultos de anu-preto, <i>Crotophaga ani</i> , com as espécies de parasitos encontradas	274
Tabela XXV. Teste de Mann-Whitney para a comparação da infecção de fêmeas juvenis e fêmeas adultas de anu-preto, <i>Crotophaga ani</i> , com as espécies de parasitos encontradas	275
Tabela XXVI. Teste de Mann-Whitney para a comparação da abundância de machos e fêmeas de anu-preto, <i>Crotophaga ani</i> , com as espécies de parasitos encontradas	277
Tabela XXVII. Teste de Mann-Whitney para a comparação da abundância de juvenis e adultos de anu-preto, <i>Crotophaga ani</i> , com as espécies de parasitos encontradas	278
Tabela XXVIII. Teste de Mann-Whitney para a comparação da abundância de machos juvenis e machos adultos de anu-preto, <i>Crotophaga ani</i> , com as espécies de parasitos encontradas	279
Tabela XXIX. Teste de Mann-Whitney para a comparação da abundância de fêmeas juvenis e fêmeas adultas de anu-preto, <i>Crotophaga ani</i> , com as espécies de parasitos encontradas	280

Tabela XXX. Teste de Mann-Whitney para a comparação da infecção de machos e fêmeas de anu-branco, <i>Guira guira</i> , com as espécies de parasitos	281
Tabela XXXI. Teste de Mann-Whitney para a comparação da infecção de juvenis e adultos de anu-branco, <i>Guira guira</i> , com as espécies de parasitos	283
Tabela XXXII. Teste de Mann-Whitney para a comparação da infecção de machos juvenis e machos adultos de anu-branco, <i>Guira guira</i> , com as espécies de parasitos encontradas	284
Tabela XXXIII. Teste de Mann-Whitney para a comparação da infecção de fêmeas juvenis e fêmeas adultas de anu-branco, <i>Guira guira</i> , com as espécies de parasitos encontradas	285
Tabela XXXIV. Teste de Mann-Whitney para a comparação da abundância de machos e fêmeas de anu-branco, <i>Guira guira</i> , com as espécies de parasitos encontradas	286
Tabela XXXV. Teste de Mann-Whitney para a comparação da abundância de juvenis e adultos de anu-branco, <i>Guira guira</i> , com as espécies de parasitos encontradas	287
Tabela XXXVI. Teste de Mann-Whitney para a comparação da abundância de machos juvenis e machos adultos de anu-branco, <i>Guira guira</i> , com as espécies de parasitos encontradas	289
Tabela XXXVII. Teste de Mann-Whitney para a comparação da abundância de fêmeas juvenis e fêmeas adultas de anu-branco, <i>Guira guira</i> , com as espécies de parasitos encontradas	290
Tabela XXXVIII. Coeficiente de Jaccard (%) entre as espécies de helmintos que ocorreram em anu-preto, <i>Crotophaga ani</i> , para a avaliação das associações interespecíficas	293
Tabela XXXIX. Coeficiente de Jaccard (%) entre as espécies de helmintos que ocorreram em anu-branco, <i>Guira guira</i> , para a avaliação das associações interespecíficas	296
Tabela XL. Local de ocorrência e freqüência relativa (%) de cada espécie de helminto encontrada no anu-preto, <i>Crotophaga ani</i> , e no anu-branco, <i>Guira guira</i>	299

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Mapa mostrando o local de captura dos espécimes no Rio Grande do Sul, Brasil	18
Figura 2. Espécime de anu-preto, <i>Crotophaga ani</i> (Linnaeus, 1758). Disponível na World Wide Web em: http://www.flickr.com/photos/flaviocb/334465733/ [21 maio 2009]	20
Figura 3. Espécime de anu-branco, <i>Guira guira</i> (Gmelin, 1788). Disponível na World Wide Web em: http://www.flickr.com/photos/27356412@N03/3341978083/ [21 maio 2009]	21
Figura 4. Ficha de necropsia utilizada durante o exame das aves	23
Figura 5. Espécie não identificada da família Leucochloridiidae	42
Figura 6. <i>Tanaisia magnicolica</i> , diagrama completo	48
Figura 7. Espécime <i>Echinostoma</i> sp., diagrama completo	54
Figura 8. Espécime <i>Psilolecithum</i> sp., diagrama incompleto	60
Figura 9. <i>Athesmia heterolecithodes</i> , diagrama completo	67
Figura 10. <i>Eumegacetes macroorchis</i> , diagrama completo	73
Figura 11. <i>Prosthogonimus ovatus</i> , diagrama completo	80
Figura 12. <i>Stomylotrema vicarium</i> , diagrama completo	85
Figuras 13 - 16. <i>Cuculincola mutabilis</i> , fotomicrografias	91
Figuras 17 - 19. <i>Cuculincola mutabilis</i> , diagramas incompletos	93
Figuras 20 - 25. <i>Centrorhynchus tumidulus</i> , fotomicrografias	99
Figuras 26 - 28. <i>Centrorhynchus tumidulus</i> , diagramas incompletos	101
Figuras 29 - 31. Espécime <i>Capillaria</i> sp., diagrama incompleto	108
Figuras 32 - 35. <i>Aonchotheca bursata</i> , diagrama incompleto	113
Figura 36. Espécime de Spiruromorpha, diagrama incompleto	118
Figuras 37 - 39. Larva de <i>Physaloptera</i> sp., diagrama incompleto	124
Figuras 40 - 43. <i>Cyrnea semilunaris</i> , diagrama incompleto	129
Figuras 44 - 47. <i>Torquatoides crotophaga</i> , diagrama incompleto	135
Figuras 48 - 49. Espécime <i>Microtetrameres</i> sp., diagrama incompleto	141
Figuras 50 - 53. Espécime <i>Microtetrameres</i> sp., diagrama incompleto	143
Figuras 54 - 59. <i>Dispharynx nasuta</i> , diagrama incompleto	150
Figuras 60 - 61. Larva da subfamília Schistorophinae, diagrama incompleto	155

Figuras 62 - 65. <i>Aproctella stoddardi</i> , diagrama incompleto	160
Figuras 66 - 68. <i>Heterakis brevispiculum</i> , diagrama incompleto	166
Figuras 69 - 83. Espécimes do gênero <i>Subulura</i> , diagrama incompleto	179
Figuras 84 - 85. <i>Skrjabinura spiralis</i> , diagrama incompleto	192
Figuras 86 - 87. <i>Strongyloides</i> sp., diagrama incompleto	197
Figuras 88 - 92. Espécime <i>Trichostrongylus</i> sp., diagrama incompleto	202
Figuras 93 - 94. Ovos de <i>Tanaisia magnicolica</i> , fotomicrografias	207
Figura 95. Ovos de <i>Athesmia heterolecithodes</i> , fotomicrografias	207
Figuras 96 - 97. Ovos de <i>Eumegacetes macroochis</i> , fotomicrografias	207
Figuras 98 - 99. Ovos de <i>Stomylotrema vicarium</i> , fotomicrografias	207
Figura 100. Ovos de <i>Cuculincola mutabilis</i> , fotomicrografias	209
Figuras 101 - 102. Ovos de <i>Centrorhynchus tumidulus</i> , fotomicrografias	209
Figuras 103 - 104. Ovos de <i>Aonchotheca bursata</i> , fotomicrografias	211
Figuras 105 - 106. Ovos de <i>Cyrnea semilunaris</i> , fotomicrografias	211
Figura 107. Ovos de <i>Torquatoides crotophaga</i> , fotomicrografias	211
Figuras 108 - 109. Ovos de <i>Microtetrameres</i> sp., fotomicrografias	211
Figura 110. Ovos de <i>Dispharynx nasuta</i> , fotomicrografias	211
Figuras 111 - 112. Microfilárias de <i>Aproctella stoddardi</i> , fotomicrografias	213
Figura 113. Ovos de <i>Heterakis brevispiculum</i> , fotomicrografias	213
Figuras 114 - 115. Ovos de <i>Subulura forcipata</i> , fotomicrografias	213
Figura 116. Ovos de <i>Subulura reclinata</i> , fotomicrografias	213
Figura 117. Ovos de <i>Strongyloides</i> sp., fotomicrografias	213
Figura 118. Ovos de <i>Trichostrongylus</i> sp., fotomicrografias	213
Figura 119. Representação da riqueza (absoluta e percentual ‘%’) dos grupos componentes da helmintofauna do anu-preto, <i>Crotophaga ani</i> , coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil	218
Figura 120. Abundância e porcentagem (%) distribuídos nos diferentes grupos da helmintofauna do anu-preto, <i>Crotophaga ani</i> , na região da Depressão Central do RS, Brasil	219
Figura 121. Distribuição da riqueza de espécies em relação ao número de hospedeiros anus-pretos, <i>Crotophaga ani</i> , capturados na região da Depressão Central do RS, Brasil	220

- Figura 122.** Distribuição das espécies em ordem crescente da abundância dos helmintos do anu-preto, *Crotophaga ani*, na região da Depressão Central do RS, Brasil 223
- Figura 123.** Riqueza parasitária cumulativa em relação ao número cumulativo de anu-pretos, *Crotophaga ani*, necropsiados, e o intervalo de confiança ($\pm 5,64$), da região da Depressão Central do RS, Brasil 225
- Figura 124.** Representação da riqueza (absoluta e percentual ‘%’) dos grupos da helmintofauna do anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil 226
- Figura 125.** Abundância e porcentagem (%) distribuídos nos diferentes grupos da helmintofauna do anu-branco, *Guira guira*, na região da Depressão Central do RS, Brasil 227
- Figura 126.** Distribuição da riqueza de espécies em relação ao número de hospedeiros anu-brancos, *Guira guira*, capturados na região da Depressão Central do RS, Brasil 228
- Figura 127.** Distribuição das espécies em ordem crescente da abundância dos helmintos do anu-branco, *Guira guira*, na região da Depressão Central do RS, Brasil 231
- Figura 128.** Riqueza parasitária cumulativa em relação ao número cumulativo de anu-brancos, *Guira guira*, necropsiados, e o intervalo de confiança ($\pm 1,91$), da região da Depressão Central do RS, Brasil 233
- Figura 129.** Número de helmintos (abundância) em cada hospedeiro anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão 235
- Figura 130.** Distribuição da abundância (equabilidade) entre as espécies de helmintos em cada indivíduo hospedeiro anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão..... 235
- Figura 131.** Número de helmintos (abundância) em cada sexo de hospedeiro machos e fêmeas do anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão. 236
- Figura 132.** Riqueza de espécies de helmintos em cada grupo etário dos hospedeiros anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão..... 237

- Figura 133.** Abundância de espécies de helmintos em cada grupo etário dos hospedeiros anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão..... 237
- Figura 134.** Distribuição da abundância (equabilidade) entre as espécies de helmintos em anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão..... 237
- Figura 135.** Número de helmintos (abundância) nos hospedeiros machos e fêmeas do anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão..... 239
- Figura 136.** Número de helmintos (abundância) em cada grupo etário de hospedeiros juvenil e adulto do anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão 240
- Figura 137.** Distribuição da abundância (equabilidade) em cada grupo etário de hospedeiros juvenil e adulto do anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão 240
- Figura 138.** Número de helmintos (abundância) em cada grupo etário de hospedeiros machos e fêmeas do anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão 241
- Figura 139.** Riqueza de helmintos em cada grupo etário dos hospedeiros anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão 242
- Figura 140.** Número de helmintos (abundância) em cada grupo etário dos hospedeiros machos e fêmeas do anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão 242
- Figura 141.** Classificação das espécies de helmintos em centrais, secundárias e satélites encontradas no anu-preto, *Crotophaga ani*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil 256

- Figura 142.** Classificação das espécies de helmintos em centrais, secundárias e satélites encontradas no anu-preto, *Crotophaga ani*, coletados nas estações de inverno e verão, na região da Depressão Central do RS, Brasil **257**
- Figura 143.** Classificação das espécies de helmintos em centrais, secundárias e satélites encontradas no anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil **258**
- Figura 144.** Classificação das espécies de helmintos em centrais, secundárias e satélites encontradas no anu-branco, *Guira guira*, coletados nas estações de inverno e verão, na região da Depressão Central do RS, Brasil **259**

RESUMO

A família Cuculidae, pertence à ordem Cuculiformes com ampla distribuição geográfica. A subfamília Crotophaginae inclui as espécies *Crotophaga ani* (Linnaeus, 1758) conhecida como “anu-preto”, e *Guira guira* (Gmelin, 1788) como “anu-branco”. O estudo da helmintofauna dos anus visou conhecer as espécies de helmintos, a diversidade, prevalência, intensidade e abundância de infecção, em indivíduos machos e fêmeas, juvenis e adultos, e entre as estações do inverno e do verão. Os anus foram capturados na região da Depressão Central Gaúcha, Estado do Rio Grande do Sul, Brasil, com licença do IBAMA. Foram coletados 30 espécimes de *C. ani* e 30 espécimes de *G. guira* no inverno (2005 e 2006) e no verão (2006 e 2007), durante dois anos. Vinte e sete espécies foram identificadas sendo, Digenea: uma espécie não identificada de Leucochloridiidae, *Tanaisia magnicola*, *Echinostoma* sp., *Psilolecithum* sp., *Athesmia heterolecithodes*, *Eumegacetes macroorchis*, *Prosthogonimus ovatus*, *Stomylotrema vicarium*; Eucestoda: *Cuculincola mutabilis*; Acanthocephala: *Centrorhynchus tumidulus*; e Nematoda: *Capillaria* sp., *Aonchotheca bursata*, Spiruromorpha, *Physaloptera* sp. (larvas), *Cyrnea semilunaris*, *Torquatoides crotophaga*, *Microtetrameres* sp., *Dispharynx nasuta*, uma espécie não identificada de Schistorophinae (larvas), *Aproctella stoddardi*, *Heterakis brevispiculum*, *Subulura forcipata*, *Subulura reclinata*, *Subulura* sp., *Skrjabinura spiralis*, *Strongyloides* sp. e *Trichostrongylus* sp. No anu-preto foram encontradas 26 espécies, totalizando 2.899 helmintos coletados, e intensidade média de infecção de 24,16 helmintos/hospedeiro. A riqueza parasitária do anu-preto variou de uma a nove espécies (a maioria entre três e seis espécies). O anu-branco apresentou 20 espécies, totalizando 9.822 helmintos, e intensidade média de infecção 81,85 helmintos/hospedeiro. A riqueza parasitária por hospedeiro variou de uma a oito espécies (a maioria entre quatro e seis espécies). As duas aves compartilharam 19 espécies, sendo *Ce. tumidulus* a mais prevalente nos dois hospedeiros, anu-preto (77,5%) e anu-branco (90,83%);

T. crotophaga apresentou prevalência similar no anu-preto (75%) e no anu-branco (75,83%), e no anu-preto, *S. forcipata* (41,67%) foi a terceira mais prevalente, seguida de *E. macroorchis* (32,5%) e do cestóide *C. mutabilis* (31,67%). Das 20 espécies de helmintos encontradas no anu-branco, 17 apresentaram prevalência inferior a 50%. A análise de covariância multivariada indicou menor número de espécimes das diferentes espécies de helmintos nos anus-pretos quando comparados com os anus-brancos ($p \leq 0,001$). Os machos apresentaram abundância menor ($p=0,011$) de helmintos que as fêmeas. Os juvenis apresentaram riqueza de espécies ($p \leq 0,001$) e abundância ($p \leq 0,001$) menores que os adultos, porém, a equabilidade ($p \leq 0,001$) foi maior, indicando que as espécies apresentaram abundâncias semelhantes. A estação do ano não apresentou influência na helmintofauna dos anus ($p= 0,268$). O índice de Jaccard foi 70,37% e o índice de Morisita 71,47. A análise de similaridade (ANOSIM) constatou que não existe diferença na composição da comunidade de helmintos entre os sexos dos hospedeiros ($r= 0.0089$; $p=0.282$); existe diferença significativa entre as duas espécies ($r= 0.0808$; $p<0.0001$); o grupo etário ($r= 0.0837$; $p<0.0001$); e a estação ($r= 0.0272$; $p= 0.0033$). O peso dos machos e das fêmeas de anu-preto diferiu significativamente ($t= 5,9733$; $gl= 118$; $p<0,0001$); assim como o peso dos juvenis e dos adultos de anu-preto ($t= 7,0951$; $gl= 118$; $p< 0,0001$). No anu-branco, o peso dos machos e das fêmeas não diferiu significativamente ($t= 1,23$; $gl=74,28$; $p= 0,2221$); mas o peso dos juvenis e dos adultos diferiu ($t= 7,4657$; $gl= 118$; $p < 0,0001$). Foram observadas 55 associações interespecíficas para os dois hospedeiros; no anu-preto 18 associações foram significativas; no anu-branco 11 foram significativas. A fauna helmintológica das aves está relacionada aos hábitos alimentares, provavelmente a dieta do anu-preto seja mais diversa que a do anu-branco. Como não houve diferença na helmintofauna dos anus entre as estações (inverno e verão), provavelmente a disponibilidade de alimento (hospedeiros intermediários) seja constante o ano todo.

INTRODUÇÃO

1.1. As aves e a família Cuculidae

No mundo inteiro são reconhecidas cerca de 10.000 espécies de aves. A América do Sul é o continente das aves incluindo pouco menos de um terço das aves do planeta (SICK 2001). No Brasil, estão registradas no Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos 1.822 espécies (CBRO 2008). No Rio Grande do Sul, estão descritas 624 espécies de aves (BENCKE 2001).

A família Cuculidae, pertence à ordem Cuculiformes, é originária do Velho Mundo, principalmente das regiões subtropicais e tropicais da África, onde é encontrada a maioria das espécies de cucos. Estas aves imigraram há muitos anos para o hemisfério ocidental tendo, atualmente, uma ampla distribuição geográfica (HUGHES 2000; SICK 2001). Devido à diversidade destas aves, resultado de uma longa história evolutiva, amplos estudos, principalmente filogenéticos, foram realizados por HUGHES (1996), HUGHES (2000) e JOHNSON *et al.* (2000).

No Brasil, os cuculídeos estão distribuídos em três subfamílias: Phaenicophaeinae, Horsfield, 1822, com 10 espécies distribuídas em dois gêneros *Coccyzus* Vieillot, 1816 e *Piaya* Lesson, 1830; Neomorphinae Shelley, 1891, com sete espécies em três gêneros: *Tapera* Thunberg, 1819, *Dromococcyx* Wied-Neuwied, 1832 e *Neomorphus* Gloger, 1827; Crotophaginae Swainson, 1837 (SICK 2001). A subfamília Crotophaginae está representada por dois gêneros *Crotophaga* (Linnaeus, 1758) e *Guira* (Lesson, 1830), tendo este último apenas uma espécie *Guira guira* (Gmelin, 1788). O gênero *Crotophaga* inclui três espécies: *Crotophaga major* Gmelin, 1789, *Crotophaga sulcirostris* Swainson, 1827 e *Crotophaga ani* (Linnaeus, 1758) (DAVIS 1942; BENCKE 2001).

A distribuição geográfica da subfamília Crotophaginae estende-se da Flórida, EUA à Argentina. A presença da *C. ani* segue esta distribuição, enquanto *G. guira* é comumente visto na Argentina, Uruguai, Paraguai, Bolívia e Brasil, desaparecendo quando áreas campestres tornam-se florestais (SICK 2001).

Em estudo realizado sobre a helmintofauna de *G. guira* no Rio de Janeiro, RODRIGUES & RODRIGUES (1981) ressaltaram a presença da *C. ani* no mesmo ambiente da *G. guira*. MELO-JÚNIOR *et al.* (2001) estudaram a distribuição das aves na Serra do Cipó, Minas Gerais, onde as espécies *C. ani* e *G. guira* foram encontradas em regiões de cerrado, campo rupestre, área de uso humano e banhados. Em censo realizado na região central do Estado de São Paulo por WILLIS & ONIKI (2002), *C. ani* foi registrada habitando bordas de matas e a *G. guira* áreas abertas. ACCORDI (2003) registrou a presença da *C. ani* e *G. guira* nos campos sulinos da região da Campanha, no Rio Grande do Sul.

1.2. A espécie *Crotophaga ani*

Crotophaga ani é conhecida como “anu-preto”, ou “smooth-billed ani” em inglês (BENCKE 2001). O nome “anu” é largamente usado no Rio Grande do Sul para designar qualquer das muitas aves pretas que não são chamadas de corvo (BELTON 2003). São aves residentes, habitam capoeiras, cercas-vivas, campos e vegetação de beira de estradas, em regiões com pasto e forragem úmidas (WILLIS 1983; BELTON 2003; FONTANA *et al.* 2003).

O anu-preto apresenta plumagem preta, tarso e bico preto, bico alto, íris marrom, medindo em torno de 34 cm e pesando aproximadamente 88 g, sem dimorfismo sexual (BELTON 2003). Portanto, o sexo dos espécimes é determinado pela observação das gônadas (WALDRIGUES & FERRARI 1982). O corpo das aves apresenta um cheiro forte, e característico, perceptível pelo homem e capaz de atrair morcegos hematófagos e carnívoros (SICK 2001).

1.3. A espécie *Guira guira*

Guira guira têm como nome vulgar “anu-branco” (BENCKE 2001), “anu-galego”, “alma-de-gato”, “gralha”, “quiriru”, “piririguá” (SICK 2001), “anu do campo”, “quiriquiri” e “quiri” (TRAVASSOS *et al.* 1969). Na Argentina é conhecido como “pirincho” (BELTZER 1995). Em inglês é conhecida como “guira Cuckoo” (BENCKE 2001). É considerada uma das espécies de aves mais abundante e amplamente distribuída no Rio Grande do Sul, durante o ano todo, ocupando campos, cercas-vivas, capoeiras, pomares e vegetação à beira de estradas (BELTON 2003). Até certo ponto os anus foram beneficiados pela derrubada das matas altas, que lhes permitiu imigrar para regiões onde antigamente não eram vistos (SICK 2001).

O anu-branco apresenta topete eriçado laranja-ferrugíneo, pele amarela em torno dos olhos, cauda longa com base e pontas brancas em todas as penas com exceção das centrais. O tarso é cinza-claro, o bico laranja e amarelo e a íris laranja-amarelo nos espécimes adultos. Espécimes imaturos têm bico preto e branco, e íris cinza-clara. Os machos medem de 40,1 a 42,1 cm e pesam de 124 a 157 g, as fêmeas medem em torno de 43,4 cm e pesam 153 g (BELTON 2003).

1.4. Aspectos gerais de *Crotophaga ani* e *Guira guira*

Os indivíduos da família Cuculidae desenvolveram comportamentos característicos (DAVIS 1942). Os cuculídeos da subfamília Crotophaginae são especialistas em um modo de vida conhecido como procriação social, onde estas aves depositam seus ovos em ninhos comuns a um mesmo bando. *Guira guira* e *C. ani* vivem em bandos, com hábitos similares de alimentação, reprodução e defesa de território (MACEDO 1992).

Estas aves vivem no mesmo ambiente, onde observações registraram a presença destes anus a distâncias de um a dois metros, sem que fosse notada qualquer resistência a este convívio (MARTINS & DONATELLI 2001). Alimentam-se no chão, são encontrados em jardins,

áreas verdes, pastagens, seguem arados nas lavouras, e especialmente, o anu-preto é visto próximo ao gado, capturando insetos (gafanhotos) levantados pelos animais enquanto pastam.

Devido ao hábito do anu-preto alimentar-se próximo aos bovinos, fez com que fazendeiros introduzissem espécimes de *C. ani* nas Ilhas Galápagos, no Equador, acreditando que amenizariam os problemas com os carrapatos em seus rebanhos (ROSENBERG *et al.* 1990). De acordo com SICK (2001), não foi possível comprovar a teoria que o anu é um devorador de carrapatos, já que nos conteúdos estomacais analisados não foi encontrado nenhum carrapato. A atitude do anu-preto de pular na perna de um animal é, provavelmente, para apanhar mutucas, e não carrapatos (BELTON 2003). Mas, persiste a ideia que os Cuculiformes capturam e alimenta-se de carrapatos, auxiliando no controle biológico (SAMISH & REHACEK 1999). SAZIMA (2008) confirmou o papel limpador de *C. ani*, quando registrou estas aves removendo carrapatos e bicando ferimentos de capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766) numa reserva em Campinas, SP.

O anu-branco apresenta habilidade para pular e “correr pelas ramagens”, mantendo a cauda levantada e movendo-se agilmente sobre o capim (SICK 2001). Frequentemente alimenta-se em pastagens com vegetação rasteira, capinzais e locais com grama alta, com árvores, cercas e postes servindo de poleiros (MARTINS & DONATELLI 2001).

Estudos com o objetivo de verificar a dieta do anu-preto através do conteúdo estomacal, foram realizados por ROSENBERG *et al.* (1990), onde das 24 aves examinadas, 45,7% do conteúdo pertencia à ordem Orthoptera e 26,2% a outros grupos de insetos. Pequenas cobras, rãs e moluscos, também fazem parte da dieta do anu-preto. Além da capacidade de pescar em águas rasas, eles saqueiam ninhos de outros pássaros, e durante os períodos secos ingerem sementes, frutos e coquinhos. São ainda, considerados predadores de borboletas por BURGER & GOCHFELD (2001) em estudo realizado no Estado do Mato Grosso.

BELTZER (1995) analisou o conteúdo estomacal de 22 anus-brancos, identificando 39 táxons, dos quais 72% do total dos organismos estavam representados por insetos, o restante por moluscos, crustáceos, aracnídeos e anfíbios.

A helmintofauna variada é um reflexo da diversidade alimentar destas espécies de anus. Pois, é através do alimento que os helmintos atingem seus hospedeiros, desenvolvendo para chegar a estágio adulto. Como pode ser observado nos trabalhos de TRAVASSOS *et al.* (1969), onde listaram os seguintes trematódeos encontrados em *C. ani*: *Echinostoma revolutum* (Froelich, 1802) e *Echinostoma uncatum*, Dietz, 1909, parasitando o intestino do hospedeiro; *Episthmium oscari*, Travassos, 1922, parasitando a bursa de Fabrício; *Eumegacetes medioximus*, Braun, 1901, parasitando a cloaca; *Lubens lubens* (Braun, 1901), parasitando a vesícula biliar; *Neodiplostomum ellipticum* (Brandes, 1888), parasitando o intestino; *Platynosomum illiciens* (Braun, 1901), parasitando a vesícula biliar. MACHADO (1941) cita a presença do acantocéfaló *Centrorhynchus tumidulus* (Rudolphi, 1819) parasitando o intestino de *C. ani*. VICENTE *et al.* (1995) relataram a presença dos nematóides *Cyrnea* sp. parasitando a moela; *Habronema* sp. Travassos, Freitas e Lent, 1939, parasitando o estômago; *Oxyspirura anacanthura* (Molin, 1860) Stossich, 1897, parasitando os olhos; *Oxyspirura cruzi* Rodrigues, 1962, parasitando os olhos; *Subulura* sp. Travassos, Freitas e Lent, 1939, parasitando o intestino; *Subulura* sp. Travassos, 1941, parasitando o intestino; *Subulura reclinata* (Rudolphi, 1819), parasitando o intestino, *Subulura rudolphii* Santos, 1970, parasitando o intestino delgado; *Tetrameres* sp. Travassos e Freitas, 1964, parasitando o proventrículo.

Os trematódeos registrados para o anu-branco foram descritos por TRAVASSOS *et al.* (1969), porém, nenhum registro para o Rio Grande do Sul: *Athesmia heterolecithodes* (Braun, 1899) parasitando os canais biliares do hospedeiro; *Echinostoma uncatum*, Dietz, 1909, parasitando o intestino; *Eumegacetes medioximus*, Braun, 1901, parasitando a cloaca; *Tanaisia magnicolica*, Freitas, 1951, parasitando os rins. RODRIGUES & RODRIGUES (1981)

registraram a presença do cestóide *Anomotaenia mutabilis* (Rudolphi, 1819) parasitando o intestino do anu-branco. MACHADO (1941) cita a presença do acantocéfalo *Centrorhynchus tumidulus* (Rudolphi, 1819) parasitando o intestino da *G. guira*. Os nematóides parasitos de *G. guira* relacionados por VICENTE *et al.* (1995) foram os seguintes: *Aprocta brevipenis* Rodrigues & Rodrigues, 1980, parasitando a cavidade ocular; *Cyrnea semilunaris* Molin, 1860, parasitando a moela; *Habronema* sp. Travassos, Freitas e Lent, 1939, parasitando o estômago; *Oxyspirura anacanthura* (Molin, 1819) Stossich, 1897, parasitando os olhos; *Oxyspirura cruzi* Rodrigues, 1962, parasitando os olhos; *Subulura* sp. Travassos, Freitas e Lent, 1939, parasitando o intestino; *Subulura* sp. Travassos 1941, parasitando o intestino; *Subulura forcipata* (Rudolphi, 1819) Railliet e Henry, 1913, parasitando o intestino; *Skrjabinura spiralis* Gnedina, 1933, parasitando o estômago; *Torquatella crotophaga* Williams, 1929, parasitando o estômago.

Entre os anus, a defesa do território e a proteção do bando são comportamentos bem conhecidos (DAVIS 1942; MACEDO 1992; SICK 2001). Porém, estudos sobre o comportamento do anu-branco foram detalhados por MARTINS & DONATELLI (2001), mostrando que a distância mínima observada entre um bando e outro era de 500 metros, e mesmo com deslocamento para áreas diferentes, não houve encontro entre eles. O comportamento da ave sentinela, que geralmente é realizado por um indivíduo, podendo haver mais de um sentinela em bandos maiores, inclui as atividades de não se alimentar enquanto o bando forrageia, permanecendo em poleiros com alturas em torno de quatro a cinco metros do solo e emitindo gritos de alerta (MARTINS & DONATELLI 2001). A presença dos sentinelas pode ser uma importante vantagem para a vida em grupo dessas espécies (MACEDO 1992). No caso do anu-branco, sugere-se uma dominância nas decisões relacionadas à alimentação pelo indivíduo sentinela, apesar de haver comunicação entre os membros do grupo (MARTINS & DONATELLI 2001).

Outra característica dos anus é a formação de grupos com dois ou três casais monógamos com uma hierarquia bem estruturada e uma ordem de postura predeterminada, onde duas ou mais fêmeas depositam seus ovos em um único ninho, também chamada procriação cooperativa. Os ninhos coletivos de *C. ani* apresentam um número médio de nove ovos, onde se estima que cada fêmea coloque de quatro a sete ovos (MACEDO 1992; HUGHES 2003). BLANCHARD & QUINN (2001) observaram ninhos de *C. ani* em grupos de apenas um casal ou com até mais de uma dúzia de adultos, e estes ninhos apresentavam acima de 30 ovos. O macho dominante geralmente é o companheiro da fêmea que realiza a última postura, e é ele o responsável por chocar os ovos durante a noite (HUGHES 2003). Além disso, anus jovens contribuem significativamente na defesa do ninho e na alimentação dos filhotes, sendo a tarefa de procriação compartilhada pelo grupo que permanece unido durante o ano todo (SICK 2001). Os ovos do anu-preto apresentam coloração azul-esverdeada, e os ovos do anu-branco apresentam coloração verde-marinho. Os ovos são considerados grandes, atingindo 14% do peso da poedeira no caso do anu-preto e 17 a 25% para os ovos de anu-branco, e o período de incubação varia entre 13 e 16 dias para as duas espécies (SICK 2001).

1.5. As aves e os parasitos – aspecto histórico

Os primeiros pesquisadores de aves do Rio Grande do Sul foram Hermann von Ihering no fim do século XIX e Rudolf Gliesch no início do século XX. A presença do anu-preto foi registrada por Rudolf Gliesch em 1930, nos municípios de Porto Alegre, Viamão, Poço das Antas e Taquara, RS, e o anu-branco além de ocupar as mesmas regiões, incluem Torres, São José do Norte, Santo Ângelo, Pedras Brancas e Camaquã, RS (GLIESCH 1930).

O estudo sobre helmintos das aves é um dos mais antigos na helmintologia (BUSH 1990). Uma revisão sobre a biologia dos helmintos das aves foi publicada por RAUSCH (1983), citando que os primeiros registros de aves como hospedeiros de helmintos foram feitos no século XIII, quando Demetrios Pepagomenos (médico e escritor, que trabalhou em

Constantinopla, publicando trabalhos nas áreas da medicina humana e veterinária), observou vermes (possivelmente espirurídeos) sob a membrana nictante de falcões utilizados para caça. Mas, somente no século XVIII, estudos significativos sobre helmintos de aves começaram a aparecer na Europa, com descrições de espécies parasitas realizadas por Goeze em 1782, dando início a taxonomia e classificação dos helmintos parasitos dos animais. Numerosas espécies foram descritas nas publicações de Rudolphi, das quais a mais importante foi “Entozoorum Synopsis” em 1819. Esta tendência de estudos em sistemática permanece através do século XIX, porém, com o desenvolvimento de tecnologia e a ênfase em investigações experimentais. Após 1850 muitos estudos passaram a focar a morfologia, bem como, o desenvolvimento dos ciclos dos helmintos parasitos de humanos e animais domésticos. Nas primeiras décadas do século XX, a literatura sobre helmintos parasitos de aves alcançou seu ápice, quando os autores desenvolveram novos tópicos, descreveram ciclos biológicos, dinâmicas de transmissão, modelos biogeográficos e patológicos dos helmintos em relação às aves infectadas (BUSH 1990).

Na América do Norte, o nome de Joseph Leidy está associado aos primeiros estudos com helmintos. Suas contribuições iniciaram em 1846, e foram revisadas por J. Leidy Jr. em 1904. Nas primeiras décadas do século XX, importantes estudos foram desenvolvidos sobre cestóides e trematódeos em aves, e também foram conhecidos alguns ciclos evolutivos destes parasitos. Durante este período, H. J. Van Cleave descreveu espécies de acantocéfalos e E. B. Cram em 1927 publicou o primeiro trabalho amplo sobre nematóides em aves (RAUSCH 1983).

No hemisfério sul, os estudos desenvolveram de modo mais lento, tanto, geográfica quanto faunisticamente. Helmintos das aves africanas foram estudados por J. G. Baer, O. Fuhrmann, C. E. Joyeux, H. A. Baylis, entre outros. Informações sobre os helmintos na América do Sul surgiram através dos trabalhos de Rudolphi e Diesing, baseados no material coletado por exploradores (RAUSCH 1983).

O Brasil é o segundo em riqueza de espécies de aves (LEONEL 2003). Durante as primeiras décadas do século XX, importantes contribuições sobre a fauna parasitária de aves foram realizadas por H. Von Ihering, A. Lutz, K. Wolffhügel, L. Travassos, E. Vogelsang, entre outros. Posterior a estes estudos, o volume na literatura envolvendo helmintos nos animais, especialmente sobre as espécies de importância econômica, aumentou significativamente, atribuído em parte pelo crescimento no número de helmintologistas, e, pela diversidade nas pesquisas realizadas com a aplicação de novas tecnologias como a bioquímica e a imunologia a partir dos anos 70 (RAUSCH 1983).

1.6. O parasitismo e a biodiversidade

O parasitismo é uma relação ecológica que pode ter-se desenvolvido há milênios, como forma de co-evolução, durante diversos períodos geológicos. Há evidências da presença de ovos de nematóides (possivelmente da família Ascarididae Baird, 1853) em matéria fecal fossilizada de dinossauros (POINAR & BOUCOT 2006). Ocorre entre indivíduos de espécies diferentes, em que se estabelece associação com certo grau de dependência metabólica, onde o hospedeiro proporciona ao parasito os nutrientes e condições fisiológicas requeridas por este (REY 2003). Os parasitos formam um grupo diverso de organismos que desenvolveram diferentes estratégias para infectar seu hospedeiro (ROBERTS & JANOVY 2000), são tolerados e não devem afetar o bem-estar dos seus hospedeiros (POINAR & BOUCOT 2006).

Dentre os invertebrados, os parasitos representam uma parcela significativa da biodiversidade existente no planeta, considerando que praticamente qualquer espécie de metazoário abriga pelo menos uma espécie de parasito (POULIN & MORAND 2004) e, segundo BEGON *et al.* (2006), um organismo em um ambiente natural, provavelmente, possui várias espécies de parasitos.

Devido à alta diversidade, determinar a riqueza total em um ambiente é praticamente impossível (SANTOS 2006), portanto, estudos para o conhecimento dos táxons são necessários

e valorizados. O termo biodiversidade foi usado inteiramente para plantas e animais de vida livre. Os parasitos eram ignorados ou considerados como uma ameaça à conservação das espécies (WINDSOR 1995). O conhecimento desta parcela da biodiversidade é escasso, apesar de ser um importante componente dos ecossistemas (MCLAUGHLIN 2001). Baseado na definição geral de parasitismo estima-se que em torno de 30 a 50% das espécies animais conhecidas, podem ser classificadas como parasitas (WINDSOR 1998), e de acordo com POULIN & MORAND (2004) somente uma pequena fração das espécies de parasitos existentes é de importância médica ou veterinária.

ESCH *et al.* (1975) analisaram diversas variáveis que poderiam influenciar a população de parasitos em vertebrados. Entre estas, os hábitos alimentares, especialmente a composição de invertebrados na dieta, já que estes são considerados de grande importância para a presença da fauna helmintológica em aves. Este resultado era esperado, pois os invertebrados são os hospedeiros intermediários para muitos helmintos parasitos de aves (ANDERSON 2000).

Hospedeiros com dietas generalistas tendem a ter uma comunidade variada de helmintos, enquanto que os hospedeiros com dietas seletivas apresentam comunidades de helmintos com infrapopulações grandes, porém, com uma baixa diversidade de espécies (FEDYNICH *et al.* 1997).

As aves silvestres têm capacidade de deslocamento e forrageiam em diversos locais, aumentando a oportunidade de contato com uma variada fauna parasitária. Por outro lado, estas aves têm possibilidade de contato com aves domésticas, ficando mais expostas aos parasitos de outras espécies hospedeiras, o que pode contribuir para o aumento ou diversidade da riqueza parasitária (MCLAUGHLIN 2001). Sabe-se que os animais de vida livre não estão igualmente distribuídos na extensão geográfica que ocupam, e as características físicas do habitat (solo, vegetação, água, temperatura), podem alterar a distribuição e abundância dos hospedeiros intermediários, e conseqüentemente dos helmintos. Condições assim devem ser consideradas em estudos sobre helmintofauna de aves (POULIN 1998; MCLAUGHLIN 2001).

Na família Cuculidae, existem poucos estudos sobre a diversidade dos helmintos e, geralmente os estudos publicados restringem-se à taxonomia (RAUSCH 1983).

Alguns autores como GARDNER & CAMPBELL (1992), POULIN (1999) e BROOKS & HOBERG (2000), consideram que a fauna parasitária tem um importante papel na determinação da biodiversidade, de forma que a presença de uma população de parasitos em um hospedeiro indica uma associação ecológica ocorrida no passado, e também, a evolução das diversas comunidades de organismos por longos períodos. Os parasitos têm um papel determinante no processo de identificação das espécies nativas e das invasoras, formando um arquivo histórico, diante das invasões biológicas que são uma ameaça a biodiversidade (PRENTER *et al.* 2004). BROOKS & HOBERG (2000) defendem que a parasitologia deve ser um componente integrante de muitos programas para a avaliação da biodiversidade tanto local, regional e/ou global. Muitas espécies estão sendo eliminadas de áreas dominadas pela influência humana. Embora a extinção seja um processo natural, pode estar ocorrendo rapidamente como uma consequência da atividade humana nas últimas décadas, resultando na extinção de 5 a 20% do número de espécies de aves, mamíferos, peixes e plantas (CHAPIN *et al.* 2000).

1.7. Ecologia e estrutura das comunidades de helmintos

Estudos sobre ecologia de parasitos incluem a sua distribuição entre os hospedeiros, biologia das comunidades, enfatizando a estrutura e a riqueza (POULIN 1998). Diversos fatores relacionados ao hospedeiro influenciam a riqueza de espécies e o padrão de distribuição dos helmintos, como idade e sexo do hospedeiro, tamanho, comportamento alimentar, imunidade, crescimento populacional, distribuição geográfica, sazonalidade ambiental e presença de outras espécies de hospedeiros com os quais o parasito pode interagir (BUSH 1990; PRICE 1990; BUSH *et al.* 2001).

Para a comunidade de parasitos o principal recurso está na população de hospedeiros, que em alguns casos envolve apenas o hospedeiro definitivo, mas na maioria envolve um ou mais intermediários (PRICE 1990). Apesar de existir uma diversidade genética e fisiológica dentre e entre as populações de parasitos, há uma correlação com a espécie hospedeira, especificamente com o local do corpo que é explorado. Sendo assim, hospedeiros pertencentes ao mesmo táxon são estruturalmente semelhantes para a colonização dos parasitos (HOLMES & PRICE 1986).

Existe uma relação positiva entre a área de distribuição do hospedeiro e o número de espécies de parasitos registradas para ele, ou seja, à medida que há um aumento da distribuição geográfica do hospedeiro há uma tendência ao aumento da riqueza da comunidade local de parasitos, o que aumenta a probabilidade de competição entre eles, e troca de parasitos entre comunidades, aumentando a probabilidade de resistência genética e imunológica do hospedeiro, devido à exposição a um maior número de espécies de parasitos (PRICE 1990).

A maioria dos animais de vida livre, especialmente vertebrados, é usada como hospedeiro, simultaneamente, por várias espécies de parasitos ocasionando as interações interespecíficas (POULIN 1998). Embora, nas últimas décadas, os padrões e processos que envolvem a estrutura das comunidades de parasitos tenham sido estudados, não há consenso sobre a importância da relação interespecífica entre os parasitos na estruturação das suas comunidades (POULIN 2001). Alguns trabalhos sugerem que em comunidades de helmintos a presença de uma espécie não influencia a presença de outra, por outro lado, estudos mostram que as comunidades de helmintos podem ser altamente interativas e que uma espécie pode influenciar a abundância e a distribuição de outra (POULIN 1998; 1999; 2001).

Muitas espécies de parasitos apresentam certo grau de especificidade ao hospedeiro, relacionada à seleção do hospedeiro adequado. Parasitos com a capacidade de ativamente, procurar e invadir o hospedeiro pode escolher entre as espécies de hospedeiros, e esta seleção pode ser guiada por informações geneticamente programadas (HOLMES & PRICE 1986). Os

mesmos autores propuseram algumas generalizações sobre os parasitos em comunidades de hospedeiros de táxons semelhantes: (1) a maioria dos parasitos tem sucesso em, relativamente, poucas espécies de hospedeiros; (2) parasitos comuns à determinada espécie de hospedeiro, não são, geralmente, comuns a outras; (3) diferentes espécies de hospedeiros de uma mesma comunidade, geralmente não têm as mesmas espécies de parasitos; e (4) parasitos que possuem mais de um hospedeiro são, normalmente, encontrados com frequências estatisticamente diferentes.

Do ponto de vista ecológico, a comunidade inclui todos os organismos que vivem em uma determinada área. Muitos métodos são usados nas pesquisas sobre estrutura das comunidades ecológicas, incluindo número de espécies, abundância absoluta e relativa, diversidade e similaridade entre espécies (BUSH *et al.* 2001).

Mensurações de similaridade e diversidade entre as espécies são o caminho mais utilizado para avaliar a diversidade biológica (KREBS 1998). Os índices de diversidade permitem a comparação entre comunidades de diferentes habitats. Os índices de diversidade alfa são indicação da riqueza e da frequência de cada espécie na comunidade, e caracterizam uma única comunidade. A diversidade beta avalia a similaridade entre os diferentes habitats, são as características de um conjunto de comunidades (FREITAS *et al.* 2006). Análises de similaridade serão úteis na comparação direta da helmintofauna das duas espécies de anus estudadas nesta tese.

THUL *et al.* (1985) classificaram as espécies de parasitos em quatro categorias de acordo com sua importância na comunidade. As espécies dominantes são aquelas que caracterizam uma comunidade. As co-dominantes contribuem significativamente para a comunidade, porém, em menor grau do que as dominantes. As subordinadas ocorrem infreqüentemente e embora se reproduzam e desenvolvam no hospedeiro, não contribuem de maneira significativa para a comunidade, e as pioneiras mal-sucedidas tem acesso ao hospedeiro, mas não se desenvolvem e reproduz, pouco contribuindo para a comunidade por

pertencerem a outro hospedeiro. Estes conceitos foram aplicados por LUQUE *et al.* (1996a) em uma análise comparativa das comunidades de metazoários parasitos de peixes marinhos do litoral sudeste do Brasil.

Na tentativa de focar grupos limitados de espécies, há o reconhecimento de novos conceitos ecológicos (HOLMES 1987). HANSKI (1982) introduziu os conceitos de espécies ‘core’ e ‘satélite’, que posteriormente foram aplicados à parasitologia. Espécies ‘core’ (ou espécies centrais) são comuns e abundantes (espécies dominantes), colonizam a maioria dos hospedeiros em grande número. Espécies satélite, ao contrário, são incomuns, raras, com pequeno número de espécimes em poucos hospedeiros. BUSH & HOLMES (1986) aceitaram estes termos para comunidades de helmintos, e acrescentou o termo “espécies secundárias”, uma categoria intermediária às duas anteriores.

Os organismos na natureza realizam movimentos, como a dispersão, que afetam sua distribuição. Os indivíduos podem apresentar três padrões básicos de distribuição espacial: a) aleatório, ocorre quando a localização de um indivíduo não interfere na localização de outro da mesma espécie; b) agregado (ou agrupado), este padrão é oposto ao aleatório, onde a presença de um indivíduo tem alta probabilidade de influenciar a localização dos outros indivíduos da mesma espécie, tende a atrair a presença uns dos outros, apresentando assim, baixos índices de dispersão; e c) uniforme (ou regular), a população apresenta alto índice de dispersão e os indivíduos possuem distâncias semelhantes uns dos outros (BEGON *et al.* 2006). Geralmente os helmintos apresentam um padrão agregado de distribuição no hospedeiro, ou seja, existem muitos hospedeiros com pouco ou nenhum parasito, e poucos hospedeiros com muitos parasitos (KREBS 1998; POULIN 1998).

1.8. Importância dos ovos dos helmintos

Considerando somente a relação hospedeiro-parasito entre os animais de vida livre há um controle natural da infectividade nos hospedeiros, porém, quando estes hospedeiros

encontram-se confinados (sejam animais em produção ou em cativeiro), esta relação é alterada, havendo a necessidade de controle, para que os parasitos não se tornem patogênicos, o que pode levar à morte dos hospedeiros. Conforme mencionado anteriormente, existe a possibilidade das aves silvestres exporem as aves domésticas às novas espécies de parasitos, contribuindo para o aumento da riqueza e da diversidade de parasitos (MCLAUGHLIN 2001).

Na tentativa de evitar perdas produtivas, através de um controle das infecções por helmintos, diversas técnicas laboratoriais foram desenvolvidas conhecidas como “exame de fezes”. Devido às características dos ovos e das larvas de cada grupo de helmintos, é necessária uma metodologia específica para sua visualização e identificação (GORDON & WHITLOCK 1939; UENO & GONÇALVES 1994).

De acordo com UENO & GONÇALVES (1994) o diagnóstico clínico é relativo em comparação com o laboratorial, no qual o agente etiológico é determinado. Atualmente existem publicações para a identificação dos ovos através das fezes dos hospedeiros para animais domésticos (UENO & GONÇALVES 1994; SLOSS *et al.* 1999), mas não há registros para animais silvestres, o que será de grande importância na clínica veterinária de animais silvestres.

OBJETIVOS

2.1. Objetivo geral

Este estudo visou comparar a diversidade da fauna helmintológica de *Crotophaga ani* e de *Guira guira* na região da Depressão Central do Estado do Rio Grande do Sul, Brasil.

2.2. Objetivos específicos

2.2.1. Identificar as espécies da fauna helmintológica da *C. ani* e *G. guira*.

2.2.2. Determinar a prevalência, intensidade e a abundância de infecção dos helmintos parasitos da *C. ani* e *G. guira*.

2.2.3. Comparar a fauna helmintológica dos indivíduos machos e fêmeas, jovens e adultos de *C. ani* e *G. guira*.

2.2.4. Relacionar a helmintofauna de *C. ani* e *G. guira* com as estações inverno e verão.

2.2.5. Analisar a estrutura das comunidades de helmintos encontrados em *C. ani* e *G. guira*, identificando o padrão de dispersão, distribuição, diversidade, similaridade e a associação entre as espécies de helmintos.

2.2.6. Identificar as características morfológicas dos ovos dos helmintos encontrados em *C. ani* e *G. guira*.

MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Caracterização do local de coleta dos hospedeiros

O Estado do Rio Grande do Sul localiza-se no extremo sul do Brasil, onde faz limites com a Argentina a oeste, Uruguai ao sul, oceano Atlântico a leste, e com o Estado de Santa Catarina ao norte, e tem uma área territorial de aproximadamente 282.000 km². O clima varia de subtropical a temperado, e as chuvas são bem distribuídas durante o ano (IBGE 2008).

A região da Campanha abrange o Planalto da Campanha, Depressão Central Gaúcha e porções do Planalto Sul-Riograndense e do Planalto das Missões, e caracteriza-se pelo relevo homogêneo, em forma de coxilhas, poucos morros, vegetação campestre (PROJETO RADAM BRASIL 1986), campos alterados pela agricultura e pecuária, resultando na formação de capoeiras e algumas matas secundárias (ACCORDI 2003).

Os municípios de São Vicente do Sul (29°49'28"S, 54°48'07"W), Cacequi (29°52'25"S, 54°49'31"W) e Jaguari (29°30'21"S, 54°40'29"W), RS (Figura 1), juntos possuem uma área de 4218,46 km² (IBGE 2008). Localizam-se na região da Depressão Central Gaúcha, área central do Rio Grande do Sul, apresentando altitudes máximas de 250 a 300 m e mínimas de aproximadamente 10 m acima do nível do mar. Caracterizam-se pelo relevo homogêneo, em forma de coxilhas. A rede hidrográfica da área estudada é formada pelas bacias do rio Uruguai e seus afluentes Ijuí e Ibicuí, no extremo oeste, servindo de limite entre o Brasil e o Uruguai; e do rio Jacuí e afluentes na Depressão Central Gaúcha, sendo a mais importante para a navegação (PROJETO RADAM BRASIL 1986).

A determinação do bioma é considerada nos estudos em biodiversidade, onde o clima uniforme, o conjunto de todos os seres vivos de uma determinada região e a vegetação deve apresentar similaridade e continuidade, tendo uma história comum na sua formação. Dois biomas são observados no Rio Grande do Sul: a Mata Atlântica e o Pampa. O bioma Mata

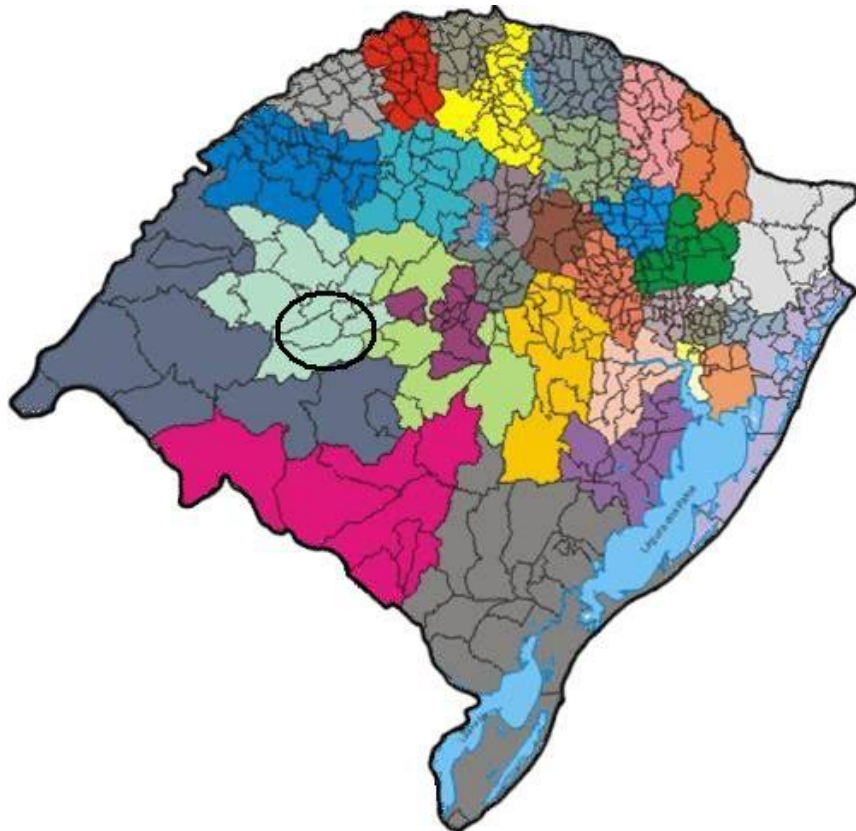


Figura 1. Local de captura dos espécimes no Rio Grande do Sul, Brasil.

Atlântica abrange 13,04% do território brasileiro, com uma área de 1.110.182 km² e ocupa toda a faixa continental leste brasileira, estendendo-se para o interior no sudeste e sul do país, sendo definido pela vegetação florestal predominante e relevo diversificado. O Bioma Pampa está restrito ao Rio Grande do Sul, ocupando uma área de 176.496 km², 2,07% do território brasileiro e 63% do território estadual. Este bioma caracteriza-se por um conjunto de vegetação de campo em relevo de planície. Os municípios, Cacequi e São Vicente do Sul, apresentam somente o bioma Pampa em toda a sua extensão, porém, o município de Jaguari tem parte do seu território no bioma Mata Atlântica (IBGE 2008).

3.2. Coleta dos hospedeiros

As coletas dos hospedeiros, anu-preto (Figura 2) e anu-branco (Figura 3), foram realizadas com permissão do Instituto Brasileiro do Meio Ambiente (IBAMA) (Nº 024/2005 NUFAU, 016/2006 DITEC/RS e 15089-1), e estas aves não estão na lista dos animais ameaçados de extinção de acordo com FONTANA *et al.* (2003). Foram coletados 30 espécimes de *G. guira* e 30 espécimes de *C. ani*, em cada uma das estações, inverno (2005 e 2006) e verão (2006 e 2007), durante dois anos, totalizando uma amostra de 240 aves. O número de aves capturadas foi planejado a fim de minimizar o impacto sobre as populações, sendo coletados no máximo dois espécimes em cada bando e em uma área geográfica ampla, distribuída em três municípios.

Para as coletas das aves foi utilizada arma de fogo (com licença do Exército Brasileiro). Após a captura, quando necessário, as aves foram sacrificadas através de uma dosagem excessiva de anestésico, seguindo as recomendações do “The Ornithological Council” para o uso de aves silvestres em pesquisa (GAUNT & ORING 1999), a fim de evitar o sofrimento do animal. Posteriormente, as aves foram embaladas individualmente em sacos plásticos, etiquetadas (data, hora e local), congeladas e transportadas em bolsas térmicas ao



Figura 2. Espécime de anu-preto, *Crotophaga ani* (Linnaeus, 1758). Disponível em: <http://www.flickr.com/photos/flaviocb/334465733/> [21 maio 2009].



Figura 3. Espécime de anu-branco, *Guiraca guiraca* (Gmelin, 1788). Disponível em: <http://www.flickr.com/photos/27356412@N03/3341978083/> [21 maio 2009].

Laboratório de Helminologia, Departamento de Zoologia da Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS), Porto Alegre, RS.

3.3. Procedimento em laboratório

No laboratório as aves foram mensuradas de acordo com SICK (2001). As medidas utilizadas foram: comprimento total, comprimento de asa comprimida contra a régua (“wing flat”), comprimento e largura da base do bico. Para tais aferições foi usado paquímetro e régua de acrílico. As aves foram pesadas em balança digital e posteriormente necropsiadas.

Para cada ave necropsiada foi preenchida uma ficha de necropsia (Figura 4), com os dados sobre o animal (nome científico, nome genérico, local de coleta, data de coleta, armazenagem, data de necropsia, peso, medidas do corpo, sexo e modo de captura). Todos os helmintos encontrados foram registrados em infrapopulações. Infrapopulação é o conjunto de parasitos pertencentes à mesma espécie e que são encontrados no mesmo local de infecção (MARGOLIS *et al.* 1982; BUSH *et al.* 1997). Cada hospedeiro recebeu uma numeração de acordo com a coleção de hospedeiros vertebrados do Laboratório de Helminologia.

A necropsia das aves iniciava com uma incisão ventral abaixo do bico até a cloaca, com tesoura de ponta fina. Os órgãos foram separados, identificados, e cada órgão colocado em placa de Petri, contendo solução salina fisiológica (SSF) 0,85%. O conteúdo dos órgãos foi lavado em uma peneira feita de cano de PVC e tela de aço inoxidável, malha fina (154 µm). Após a lavagem o conteúdo foi devolvido à placa de Petri, mantido em SSF 0,85%, sendo examinado ao estereomicroscópio. Foram realizadas várias lavagens até o conteúdo ficar totalmente examinado. Olhos, narinas, boca e cavidade abdominal foram lavadas com jatos de SSF 0,85%, e este conteúdo foi examinado ao estereomicroscópio. Os helmintos encontrados foram registrados nas fichas de necropsia de acordo com AMATO & AMATO (2008). O conteúdo da moela, sempre que possível, foi coletado e armazenado em etanol 70°GL, servindo como registro de possíveis hospedeiros intermediários ingeridos na dieta das

FORMULÁRIO PARA NECROPSIA DE AVES

JFA-

HOSPEDEIRO

Nome genérico/específico: _____ Nome comum: _____
 Local de coleta: _____ Leitura de GPS: _____
 Data da coleta: / / _____
 Modo de captura: _____
 Armazenagem: Não () Refrigerador: () Congelador: ()
 Data da necropsia: / / _____ Sexo: macho () fêmea ()
 Cor dos olhos: _____ Jovem () Adulto ()
 Cor da carúncula: _____

Medidas de bico, asa e tarso (cm):

Anatídeos

Peso: g

Comprimento de um testículo: cm
 Comprimento do ovário: cm
 Largura do ovário: cm
 Diâmetro do maior ovócito: cm

Observações:

Desenhos de Sica (1984) Arquivo: h:\cores\9\data\2004\necropsia\avere\92004\aca\04 14 de março de 2004

PARASITOS

Penas:
 Olhos:
 Narinas:
 Boca:
 Esôfago
 Papo (quando houver):
 Pró-ventrículo:
 Moela (quando houver):
 Duodeno:
 Pâncreas:
 Jênuno/íleo - ½ anterior:
 Jênuno/íleo - ½ posterior:
 Intestino grosso:
 Cecos direito/esquerdo:
 Cloaca:
 Bolsa de Fabricius:
 Traquéia:
 Pulmões:
 Sacos aéreos:
 Coração:
 Grandes vasos:
 Fígado:
 Vesícula biliar:
 Baço
 Rins/ureteres:
 Ovário/Testículos:
 Cavidade abdominal:

Figura 4. Ficha de necropsia utilizada durante o exame das aves.

aves. A identificação etária das aves foi realizada pela presença da bolsa de Fabricius que é encontrada apenas em indivíduos jovens, estando atrofiada nos adultos (GEORGE & BOLEN 1975; PROCTOR & LYNCH 1993).

3.4. Coleta e fixação dos helmintos

Após a coleta dos helmintos, todos os espécimes das infrapopulações passaram por uma solução de limpeza composta de detergente e água (1:250), onde foram agitados. Posteriormente foram contados e fixados em A.F.A. (álcool etílico 70°GL – 93 partes, formalina comercial – 5 partes, ácido acético glacial – 2 partes). As técnicas de fixação, clarificação e colorações descritas a seguir estão de acordo com AMATO & AMATO (2008).

Os trematódeos digenéticos foram comprimidos entre lâmina e lamínula em uma placa de Petri contendo A.F.A. Os cestóides foram fixados com A.F.A. temperatura ambiente, e quando necessário sob compressão. Tanto os digenéticos quanto os cestóides foram armazenados em etanol 70 °GL até a coloração.

Os acantocéfalos foram colocados no refrigerador, em água destilada por um período de 24 horas, para a eversão da probóscide, e posteriormente foram comprimidos e fixados em A.F.A. Todos os acantocéfalos permaneceram no fixador em torno de 48 horas. Após este período, foram armazenados em etanol 70 °GL até a coloração. Os nematóides foram fixados com A.F.A. aquecido (65°C) para o relaxamento da musculatura, e após 48 horas foram transferidos para armazenamento em etanol 70 °GL.

3.5. Coloração, clarificação e montagem dos helmintos

Os digenéticos, cestóides e acantocéfalos foram corados com hematoxilina de Delafield (HUMASON 1972) para os estudos de microscopia. O processo utilizado para a coloração foi o regressivo, onde o helminto foi corado em excesso, para posterior diferenciação em etanol clorídrico (etanol 70°GL com 0,5% de ácido clorídrico).

A seqüência para coloração dos helmintos seguiu AMATO & AMATO (2008). Os helmintos foram colocados um a um, ou em pequenos grupos, em peneiras de plástico com tela fina, e passados em uma bateria de coloração através das seguintes etapas:

1. hidratação, realizada em etanol 70 °GL, 50 °GL, 30 °GL e H₂O destilada, durante 15 minutos em cada;
2. coloração em hematoxilina de Delafield, o tempo é variável para cada helminto, dependendo do tamanho e da diluição do corante;
3. lavagem em água destilada, para a retirada do excesso de corante;
4. lavagem em água da torneira por 20 minutos para a oxidação do helminto (mudança da coloração do tecido de roxa para azul);
5. desidratação, realizada em etanol 30 °GL, 50 °GL e 70 °GL, durante 15 minutos em cada;
6. diferenciação, realizada em etanol 70 °GL e ácido clorídrico (0,5% ou 1,0%), e foi feita com o auxílio do estereomicroscópio para obter uma correta diferenciação (onde se evidenciem todos os órgãos do helminto);
7. desidratação, realizada em etanol 70 °GL, 80 °GL, 90 °GL, absoluto I e absoluto II, durante 15 minutos em cada;
8. clarificação, realizada em óleo de cedro ou creosoto de faia, por tempo variável, dependendo do tamanho e do grupo a que pertencia o helminto.

Após a coloração foi adicionado diariamente bálsamo do Canadá ultrafino até a montagem final. Os espécimes foram montados em lâminas permanentes com bálsamo do Canadá. Os nematóides, já fixados e armazenados em etanol 70°GL foram clarificados em lactofenol de Aman (HUMASON 1972) e estudados em montagens temporárias.

O corte *en face* para os nematóides, inicialmente descrito por ANDERSON (1958), foi realizado através de corte da parte apical da região cefálica de espécimes clarificados e montagem em lâmina com gelatina de glicerina (AMATO & AMATO 2008).

Os tecidos (proventrículo) utilizados para o procedimento histológico foram fixados em DUBOSC-Brasil modificado (etanol 80°GL 600 ml, formalina comercial 250 ml, ácido acético glacial 150 ml), e incluídos em blocos de parafina. Cortes com 0,4 µm de espessura foram realizados em um micrótomo Leica RM 2145 e corados com hematoxilina-eosina.

3.6. Identificação de espécimes

Os helmintos foram identificados até a categoria de gênero utilizando-se as referências específicas para cada grupo: YAMAGUTI (1971), GIBSON *et al.* (2002), JONES *et al.* (2005) e BRAY *et al.* (2008) para os trematódeos digenéticos; SCHMIDT (1986) e KHALIL *et al.* (1994) para os cestóides; YAMAGUTI (1963) e PETROCHENKO (1971) para os acantocéfalos; e YAMAGUTI (1961) e as chaves do C.A.B. (ANDERSON *et al.*, 1974 - 1983) para os nematóides. A determinação específica foi realizada através da comparação com as descrições publicadas na literatura científica, assim como o uso de chaves quando disponíveis.

Na descrição das espécies encontradas neste estudo, os dados morfométricos estão informados em micrometros (µm), exceto em alguns casos onde outra unidade métrica é indicada. Para cada medida será informado o valor mínimo e máximo seguido, entre parênteses, pela média, desvio padrão da média, e tamanho da amostra analisada para a característica.

Os helmintos e os cortes histológicos foram fotomicrografados utilizando filme negativo (Kodak Gold, ISSO 100) em microscópio óptico Zeiss Axiolab com câmera fotográfica acoplada. Os desenhos dos helmintos foram realizados com auxílio de tubo de desenho acoplado ao microscópio Nikon E 200.

3.7. Depósito dos helmintos e das aves

Material representativo dos helmintos foi depositado na Coleção Helminológica da Fundação Instituto Oswaldo Cruz (CHIOC) no Rio de Janeiro, Brasil, e na Coleção

Helminológica do Departamento de Zoologia da Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Brasil.

Após a necropsia as carcaças das aves foram congeladas e posteriormente enviadas para depósito nas coleções ornitológicas do Museu da Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul (FZB) e do Museu de Ciência e Tecnologia da Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul (MCT) em Porto Alegre, RS.

3.8. Ovos dos helmintos

Os ovos das espécies de helmintos encontradas (somente as fêmeas maduras sexualmente apresentavam ovos) foram montados em lâminas temporárias com solução fisiológica e registrados através de fotomicrografias utilizando filme negativo (Kodak Gold, ISSO 100) em microscópio óptico Zeiss Axiolab com câmera fotográfica acoplada.

3.9. Distribuição das espécies ao longo do trato gastrintestinal

Foi quantificada a distribuição das espécies de helmintos encontradas em todos os órgãos e ao longo do trato gastrintestinal do anu-preto e do anu-branco, e o resultado foi apresentado em uma tabela.

3.10. Parâmetros ecológicos nas populações de helmintos

Diferentes parâmetros foram adotados no estudo das populações de helmintos parasitos dos anus. Os conceitos utilizados estão relacionados abaixo, e seguiram MARGOLIS *et al.* (1982) e BUSH *et al.* (1997):

População – conjunto das infrapopulações de um dado parasito presente em todos os hospedeiros que coexistem em uma determinada área.

Infracomunidade – conjunto de todas as infrapopulações co-ocorrentes em um único indivíduo hospedeiro. São as interações entre as infrapopulações que determinam quantas

espécies de parasitos podem coexistir dentro de um indivíduo hospedeiro e, desta forma, definem a riqueza da infracomunidade.

Comunidade – conjunto das espécies componentes das infracomunidades de todos os indivíduos de uma população de hospedeiros representa a comunidade de parasitos desta espécie de hospedeiro.

Prevalência – número de hospedeiros infectados com um ou mais indivíduos de uma espécie de parasito dividido pelo número de hospedeiros examinados.

Intensidade de infecção – número de indivíduos de uma determinada espécie de parasito encontrado em um único hospedeiro infectado.

Intensidade média de infecção – número total de indivíduos de uma determinada espécie de parasito encontrado em uma amostra, dividido pelo número de hospedeiros infectados com este parasito.

Abundância – número de indivíduos de uma espécie de parasito em um hospedeiro, independentemente deste, estar parasitado ou não.

Abundância média – número total de indivíduos de uma espécie de parasito dividido pelo número total de hospedeiros examinados (incluindo infectados e não-infectados).

Amplitude da intensidade de infecção – o intervalo compreendido entre o valor mínimo e máximo da intensidade de infecção.

3.11. Análise dos dados

Para a análise dos dados obtidos foram utilizados os testes estatísticos descritos a seguir, desenvolvidos através dos programas estatísticos SPSS® 13.0, BioEstat 4.0 (AYRES *et al.* 2005), EstimateS 8.0 (COLWELL 2008) e o PAST – PAlaeontological STatistics 1.88 (HAMMER *et al.* 2001). Foram consideradas como significativas as diferenças cuja probabilidade de erro α foi menor que 5 % ($p < 0,05$).

3.11.1. Riqueza dos parasitos

A riqueza de parasitos foi tratada em duas escalas. No primeiro momento, representando o número de espécies de helmintos que ocorreram em cada indivíduo hospedeiro (riqueza da infracomunidade, ou diversidade alfa), em *C. ani* e *G. guira*. No segundo momento, o número de espécies de helmintos que ocorreram em todos os indivíduos hospedeiros analisados (riqueza da comunidade, ou diversidade gama). Para determinar com exatidão a riqueza de helmintos de uma espécie de hospedeiro, todos os hospedeiros deveriam ser examinados. Como isso é impossível, o tamanho da amostra deve ser representativo do tamanho da população de aves. A maneira mais comumente adotada são as curvas de suficiência amostral ou curvas do coletor (DOVE & CRIBB 2006). Este tipo de gráfico mostra o número de espécies de helmintos encontradas, em função do número de necropsias realizadas. A estabilização da curva do coletor indica baixa probabilidade de aparecimento de novas espécies com o aumento do esforço de amostragem (SANTOS 2006). Juntamente com a curva do coletor estão representados os intervalos de confiança, com limite inferior e superior.

3.11.2. Abundância dos parasitos

Em estudos de diversidade biológica é possível observar que as espécies não apresentam abundâncias iguais: algumas são frequentemente encontradas e outras raramente (SANTOS 2006). Para melhor visualização dos dados, foram construídos gráficos sempre que a abundância foi significativa para qualquer um dos fatores testados (espécie, sexo, maturidade sexual e estação do ano).

3.11.3. Equabilidade ou “evenness”

O termo equabilidade ou “evenness” é utilizado para determinar a distribuição da abundância entre as espécies de helmintos que ocorrem em cada um dos indivíduos hospedeiros. É o resultado da proporção entre a diversidade obtida e a diversidade máxima

possível, considerando a riqueza de espécies (DURIGAN 2006). O “evenness” é considerado alto (igual a 1) quando todas as espécies tiverem a mesma abundância, conseqüentemente a diversidade também é alta, assim, a dominância será baixa. O “evenness” é baixo quando uma ou poucas espécies são dominantes na comunidade (igual ou próximo a 0) (MAGURRAN 2004).

3.11.4. Análise da riqueza, abundância e equabilidade dos parasitos

Considerando o hospedeiro como a unidade amostral, foi realizada uma análise de co-variância multivariada (MANCOVA) (ZAR 1999), para verificar o quanto as infracomunidades de helmintos variam para os seguintes fatores: espécie das aves (anu-preto/anu-branco), sexo (macho/fêmea), maturidade sexual (juvenil/adulto) e estação do ano (verão/inverno), considerando como variáveis a riqueza de espécies, a abundância e a equabilidade, e co-variáveis o peso e o tamanho das aves. Esta análise, além de considerar diversas variáveis, considera vários fatores e as interações entre eles, simultaneamente. Gráficos foram construídos para cada uma das variáveis que apresentaram significância.

3.11.5. Prevalência, intensidade e abundância de parasitos

Com os dados obtidos das infrapopulações de helmintos foram calculadas as prevalências, intensidades médias e abundância média, conceitos utilizados de acordo com BUSH *et al.* (1997).

3.11.6. Índices de diversidade

Índices de diversidade são resultantes da combinação de duas variáveis de comunidades biológicas: a riqueza de espécies e a equabilidade entre elas. As utilizações dos índices de diversidade permitem a comparação entre as comunidades, indicando qual a mais diversa e quais as mais semelhantes (MELO 2006).

PEET (1974) organiza em duas categorias os índices de diversidade: tipo I – índices que são mais sensíveis às mudanças em espécies raras na amostra da comunidade, citando como exemplo o Índice Shannon (H'); e tipo II – índices mais sensíveis às alterações em espécies mais abundantes, exemplo o índice de Simpson (D).

O índice de Shannon mede o grau de incerteza em prever a que espécie pertencerá um indivíduo escolhido, ao acaso, de uma amostra considerando o número de indivíduos e o número de táxons (HAMMER *et al.* 2001). Este índice aumenta com o número de espécies na comunidade e em teoria pode atingir valores muito altos. Quanto menor o valor do índice de Shannon, menor o grau de incerteza, e, portanto, a diversidade da amostra é baixa (KREBS 1998).

O Índice de Simpson é um índice de dominância e reflete a probabilidade de dois indivíduos escolhidos ao acaso na comunidade pertencerem à mesma espécie (SIMPSON 1949), conforme utilizado por CALVETE *et al.* (2003; 2004). Em geral, é expresso como $1 - D$ ou $1/D$, e varia entre zero e um ($0 - 1$). Portanto, quanto mais alto for, maior a probabilidade dos indivíduos serem da mesma espécie, ou seja, maior a dominância e menor a diversidade (HILL 1973; MAGURRAN 2004).

Os Índices de Diversidade de Shannon e de Simpson foram utilizados para determinar a diversidade da helmintofauna entre as espécies de hospedeiros (anu-preto e anu-branco), sexo (machos e fêmeas), maturidade sexual (juvenil e adulto) e estação (inverno e verão); e entre grupos de espécies de helmintos, considerando sexo, maturidade sexual e estação.

3.11.7. Índices de similaridade

Similaridade é o nível de semelhanças entre as comunidades de helmintos do anu-preto e do anu-branco, e foi calculada qualitativa e quantitativamente. A similaridade qualitativa foi determinada pelo índice de Jaccard (MAGURRAN 1988; DURIGAN 2006), mais conhecido e utilizado em análises ecológicas, como realizado por BRASIL & AMATO (1992),

CANARIS & KINSELLA (1998) e GLASS *et al.* (2002). A similaridade quantitativa foi estimada pelo índice de Morisita, considerado um dos melhores índices quantitativos disponíveis, embora seja sensível a espécies com alta abundância, é menos influenciado pela riqueza de espécies e pelo tamanho das amostras (WOLDA 1981).

Os Índices de Similaridade de Jaccard e Morisita foram utilizados para descrever a composição da helmintofauna entre as espécies de hospedeiros (anu-preto e anu-branco), sexo (machos e fêmeas), maturidade sexual (juvenil e adulto) e estação (inverno e verão); e entre grupos de espécies de helmintos, considerando sexo, maturidade sexual e estação.

Diferenças na composição da comunidade de helmintos entre os vários fatores de classificação (espécie, sexo, grupo etário e estação) foram testadas através de uma análise de similaridade (ANOSIM), proposta por CLARKE (1993). O ANOSIM é um teste não paramétrico, análogo a ANOVA, capaz de apresentar diferenças significativas dentro de cada grupo e entre dois ou mais grupos (HAMMER *et al.* 2001). O ANOSIM produz um teste estatístico, R , e a magnitude do valor de R é indicativo do grau de separação entre os grupos, com o valor de um (1), indicando separação completa e zero (0), não há separação entre os grupos. Neste grupo de dados o ANOSIM foi utilizado para avaliar os hospedeiros que foram classificados por espécie, sexo, maturidade sexual e estação.

3.11.8. Valor de importância de Thul (I)

O valor de importância de Thul (I) foi determinado para cada espécie de helminto conforme proposto por THUL *et al.* (1985), calculado através da fórmula:

$$I_j = M_j \frac{A_j \cdot B_j}{\sum A_t \cdot B_t} \times 100$$

Onde: M_j = fator de maturidade que terá valor igual a um se pelo menos um espécime adulto foi encontrado para a espécie j ou valor igual a zero se todos os espécimes eram imaturos;

A_j = número de espécimes da espécie j encontrados;

B_j = número de hospedeiros infectados pela espécie j ;

$\sum A_t \cdot B_t$ = somatório de $A \cdot B$ para todas as espécies de helmintos encontradas naquele hospedeiro.

Cada espécie foi classificada como dominante ($I \geq 1$), co-dominante ($0,01 \leq I < 1$), subordinada ($0 < I < 0,01$) ou pioneira mal-sucedida ($I = 0$).

3.11.9. Espécies centrais, secundárias e satélites

Os conceitos de espécie central e satélite introduzido por HANSKI (1982), e posteriormente o conceito de espécies secundárias, categoria intermediária às duas anteriores determinada por BUSH & HOLMES (1986), foram aplicados às espécies de helmintos encontradas nos anus. Onde, as espécies com prevalências acima de 70% seriam consideradas central, prevalências entre 70 e 40% seriam espécies secundárias e com prevalência menor que 40% seriam espécies satélites (BUSH & HOLMES 1986).

3.11.10. Índices de dispersão

Para cada espécie de parasito foi determinado o índice de dispersão (I), realizado através da razão variância/média de sua abundância em cada ave, conforme sugerido por BROWER & ZAR (1984) e utilizado por BUSH & HOLMES (1986), HINOJOS & CANARIS (1988), YANEZ & CANARIS (1988) e KREBS (1998). Valores próximos a 1,0 indicam uma dispersão aleatória, enquanto valores muito inferiores a 1,0 (próximo à zero) indicam uniformidade e aqueles muito superiores, agregação (KREBS 1998). Juntamente com o índice de Dispersão foi calculado o índice de Green (GREEN 1966), que é considerado um dos melhores índices para

descrever padrões de distribuição, pois é praticamente independente da densidade populacional e do tamanho da amostra (KREBS 1998). Valores negativos do coeficiente indicam um padrão de distribuição uniforme, enquanto valores positivos indicam agregados.

O índice de Green foi calculado pela seguinte fórmula:

$$IG = (S^2 / \text{média}) - 1 / \sum (x) - 1$$

Onde:

$(S^2 / \text{média})$ é a relação entre variância e média;

X é o total de espécimes coletados de uma determinada espécie.

3.11.11. Análise sexo-etária

Os hospedeiros foram classificados pelo sexo e a maturidade sexual, apresentando entre parênteses os valores da média e do desvio padrão para o peso (g) e o tamanho (cm) das aves. Para determinar a possível diferença entre o peso e o tamanho, em relação ao sexo e a maturidade sexual dos hospedeiros, foi realizada uma análise de variância (ANOVA) (ZAR 1999). Para determinar a correlação entre o peso dos hospedeiros e o número de espécimes de helmintos por hospedeiro foi utilizado o coeficiente de correlação por postos de Spearman ' r_s ' (ZAR 1999). Este coeficiente de correlação é um dos mais antigos e conhecidos. É uma medida de associação entre duas variáveis que possam ser dispostas em postos em duas séries ordenadas (SIEGEL & CASTELLAN 2006), conforme utilizado por NAVARRO *et al.* (2005). A distribuição do coeficiente de Spearman varia de -1 a +1, e a existência de uma correlação negativa significa que há o aumento de uma espécie e a diminuição da outra (LUDWIG & REYNOLDS 1988).

O teste não-paramétrico para comparar duas amostras independentes, teste G, com correção de Yates (AYRES *et al.* 2005), foi utilizado para comparar a comunidade de helmintos de indivíduos machos/fêmeas e adultos/juvenis, quanto à prevalência. Os dados de

prevalência foram organizados em tabelas de contingência 2x2 contendo o número de hospedeiros necropsiados positivos e negativos em cada classe.

O sexo dos hospedeiros e a maturidade sexual, como reflexo de hábitos e dietas diferentes, podem influenciar na riqueza e na intensidade de infecção dos helmintos. Assim, o teste de Mann-Whitney 'U' foi utilizado para comparar a intensidade de infecção e abundância das seguintes classes: machos x fêmeas; juvenis x adultos; machos juvenis x machos adultos; fêmeas juvenis x fêmeas adultas.

3.11.12. Associações interespecíficas

A possível associação entre as espécies de helmintos encontradas no anu-preto e no anu-branco de ambos os sexos e diferentes estados de maturidade sexual, foi testada para as espécies que apresentaram prevalência $\geq 10\%$ (BUSH *et al.* 1990). Para isto, as espécies foram pareadas duas a duas, e foi usado o coeficiente de Jaccard (%) para determinar as associações interespecíficas entre as espécies de helmintos. Estas associações foram testadas pelo teste do qui-quadrado (χ^2) com correção de Yates, como realizado por LUQUE *et al.* (1996b), e o teste Exato de Fisher (utilizado quando as amostras foram ≤ 5) (CALLEGARI-JACQUES 2003). Os pares de espécies cujas associações foram significativas pelo teste do qui-quadrado, foram realizados, através do coeficiente de correlação por postos de Spearman 'r_s' uma análise da intensidade de infecção quando em co-ocorrência na mesma ave, conforme utilizado por LUQUE *et al.* (1996b), CANARIS & KINSELLA (1998) e CALVETE *et al.* (2004). A correlação sendo significativa pode indicar influência mútua entre as espécies comparadas. Se ela for positiva, é possível supor que haja um processo de cooperação ou facilitação entre as espécies. Por outro lado, se for negativa, há a hipótese de competição entre elas.

RESULTADOS

4.1. Taxonomia, descrição e resenha taxonômica dos helmintos.

4.1.1. Digenéticos

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Superclasse Neodermata Ehlers, 1985

Classe Trematoda Rudolphi, 1808

Subclasse Digenea Carus, 1863

Superfamília Brachylaimoidea Joyeux & Foley, 1930

Família Leucochloridiidae Poche, 1907

Leucochloridiidae

(Figura 5)

Descrição: Leucochloridiidae. Baseada em dois espécimes montados *in toto*. Corpo oval a lanceolado, 1,13 – 1,19 mm ($1,16 \text{ mm} \pm 0,04 \text{ mm}$) de comprimento, 390 – 405 ($397,5 \pm 10,61$) de largura. “Forebody” 630 – 670 ($650 \pm 28,28$) de comprimento, “hindbody” 510 – 520 ($515 \pm 7,07$) de comprimento. Ventosa oral fortemente desenvolvida, 190 – 245 ($217,5 \pm 38,89$) de comprimento, 256,25 – 275 ($265,62 \pm 13,26$) de largura. Acetábulo grande, 225 – 240 ($232,5 \pm 10,61$) de comprimento, 237,5 – 250 ($243,75 \pm 8,84$) de largura. Faringe bem desenvolvida, 80 – 81,25 ($80,62 \pm 0,88$) de comprimento, 100 – 102,5 ($101,25 \pm 1,77$) de largura. Esôfago ausente. Cecos intestinais simples, estendendo-se até próximo à extremidade posterior do corpo. Testículos *in tandem*, o anterior medindo 95 de comprimento, 70 de

largura; o posterior, 100 de comprimento, 87,5 de largura. Ovário no “forebody”, medindo 80 de comprimento, 62,5 de largura. Vitelário 780 – 820 ($800 \pm 28,28$) de comprimento, 40 – 50 ($45 \pm 7,07$) de largura. Útero entre os cecos, estendendo-se lateralmente e anteriormente aos cecos. Ovos pequenos e numerosos, 22,5 – 25 ($23,33 \pm 1,29$; 6) de comprimento, 15 – 17,5 ($15,71 \pm 1,12$; 6) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*.

Local de Infecção: cloaca.

Localidade: Jaguari, RS.

Prevalência: 0,83 %

Intensidade Média de Infecção: 2 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,017 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 2 helmintos/hospedeiro

Comentários:

A superfamília Brachylaimoidea compreende um diverso grupo de digenéticos, a maioria parasita de aves e mamíferos. Distingue-se por apresentar o esôfago muito curto ou ausente, pela posição dos órgãos genitais, posterior ao acetábulo e pela estrutura do sistema excretor. POJMAŃSKA (2002a) segue a classificação de TRAVASSOS & KOHN (1966) para a superfamília Brachylaimoidea, com exceção de duas famílias Urotrematidae Poche, 1925 e Liolopidae Dollfus, 1934 que são excluídas. Oito famílias são aceitas em Brachylaimoidea, Moreauiidae Johnston, 1915, Leucochloridiomorphidae Yamaguti, 1958, Panopistidae Yamaguti, 1958, Brachylaimidae, Hasstilesiidae Hall, 1916, Leucochloridiidae, Thapariellidae Srivastava, 1953 e Ovariopteridae Leonov, Spasskii & Kulikov, 1963 (POJMAŃSKA 2002a).

A posição do poro genital e a forma da bolsa do cirro são estruturas importantes na identificação do gênero e da espécie dos digenéticos. Nos dois espécimes encontrados na cloaca do anu-preto a visualização destas estruturas não foi possível. Baseado nas características morfológicas visíveis, duas famílias poderiam incluir estes espécimes, Brachylaimidae e Leucochloridiidae. Os digenéticos destas duas famílias são semelhantes na anatomia geral e no modelo do ciclo de vida (YAMAGUTI 1971).

Os braquilaimídeos caracterizam-se pela localização do ovário entre os testículos, poro genital anterior às gônadas, vitelária com extensão variável, mas que não atinge o nível da ventosa oral e cecos intestinais terminando próximos à extremidade posterior do corpo. A família Leucochloridiidae apresenta as ventosas bem desenvolvidas, acetábulo situado na região mediana, faringe muscular bem desenvolvida, esôfago ausente, cecos intestinais terminando próximo à extremidade posterior do corpo; gônadas *in tandem* ou em triângulo e o ovário localizado entre os testículos; vitelário formando dois ramos laterais ao longo dos cecos intestinais, atingindo o nível da ventosa oral, útero com alças ascendentes e descendentes, formando espiral, ocupando o espaço intercecal. São parasitos do sistema digestório, principalmente cloaca e bolsa de Fabricius das aves (POJMAŃSKA 2002b; c).

A partir das características descritas acima, principalmente o limite do vitelário, os digenéticos encontrados no anu-preto pertencem à família Leucochloridiidae. Existem, descritas na literatura um grande número de espécies para a família Leucochloridiidae (TRAVASSOS & KOHN 1966), porém, nenhuma registrada em cuculídeos.

TRAVASSOS & KOHN (1966) reconheceram duas subfamílias na família Leucochloridiidae: Leucochloridiinae Poche, 1907 e Urotocinae Yamaguti, 1958. A primeira, com apenas um gênero *Leucochloridium* Carus, 1835, e como sinônimos os gêneros *Urogonimus* Monticelli, 1888 e *Neoleucochloridium* Kagan, 1951, este último com mais de 40 espécies descritas. A segunda, apresentando dois gêneros *Urotocus* Looss, 1899 e *Paraurotocus* Travassos & Kohn, 1966. Além destas subfamílias, YAMAGUTI (1971) inclui

uma terceira, *Urorygminae* Yamaguti, 1958, a qual, os autores anteriores elevaram ao nível de família *Urorygmidae* Travassos & Kohn, 1966, com o gênero *Urorygma* Braun, 1901. *Urorygma nanodes* Braun, 1901 foi registrada no Brasil em *Falco nitidus* Latham, 1790 (YAMAGUTI 1971).

As características gerais de *U. nanodes* como a forma do corpo, a proporção das ventosas em relação ao tamanho do corpo e a ausência do esôfago, assemelham-se ao gênero *Leucochloridium*, diferindo pela posição das gônadas no “forebody”, que não corresponde a este gênero. Em relação ao ciclo biológico deste parasito nada é conhecido, sendo necessárias maiores informações sobre a morfologia e a biologia, para que a posição de gênero seja estabelecida, permanecendo o gênero *Urorygma incertae sedis*, já que a morfologia dos espécimes adultos é compatível com a superfamília *Brachylaimoidea*, mas a combinação das características deste gênero em particular não permite a sua designação a nenhuma das famílias (POJMAŃSKA 2002a).

Na subfamília *Urotocinae*, YAMAGUTI (1971) aceitou somente o gênero *Urotocus* dividindo este em dois subgêneros: *Urotocus* Looss, 1899 com quatro espécies, mas nenhuma para o Brasil, e *Paraurotocus* (Travassos & Kohn, 1966). *Paraurotocus fusiformis* (Mc Intosh, 1935) Travassos & Kohn, 1966 foi descrita baseada no caráter ausência do acetábulo, e os espécimes foram coletados parasitando o reto de *Passer domesticus* Linnaeus, 1758 no Brasil (TRAVASSOS *et al.* 1969). POJMAŃSKA (2002c) aceitou o gênero *Urotocus*, considerando o gênero *Paraurotocus* sinônimo, sendo *Urotocus rossitensis* (Mühling, 1898) a espécie tipo, parasitando aves na América do Norte e Europa.

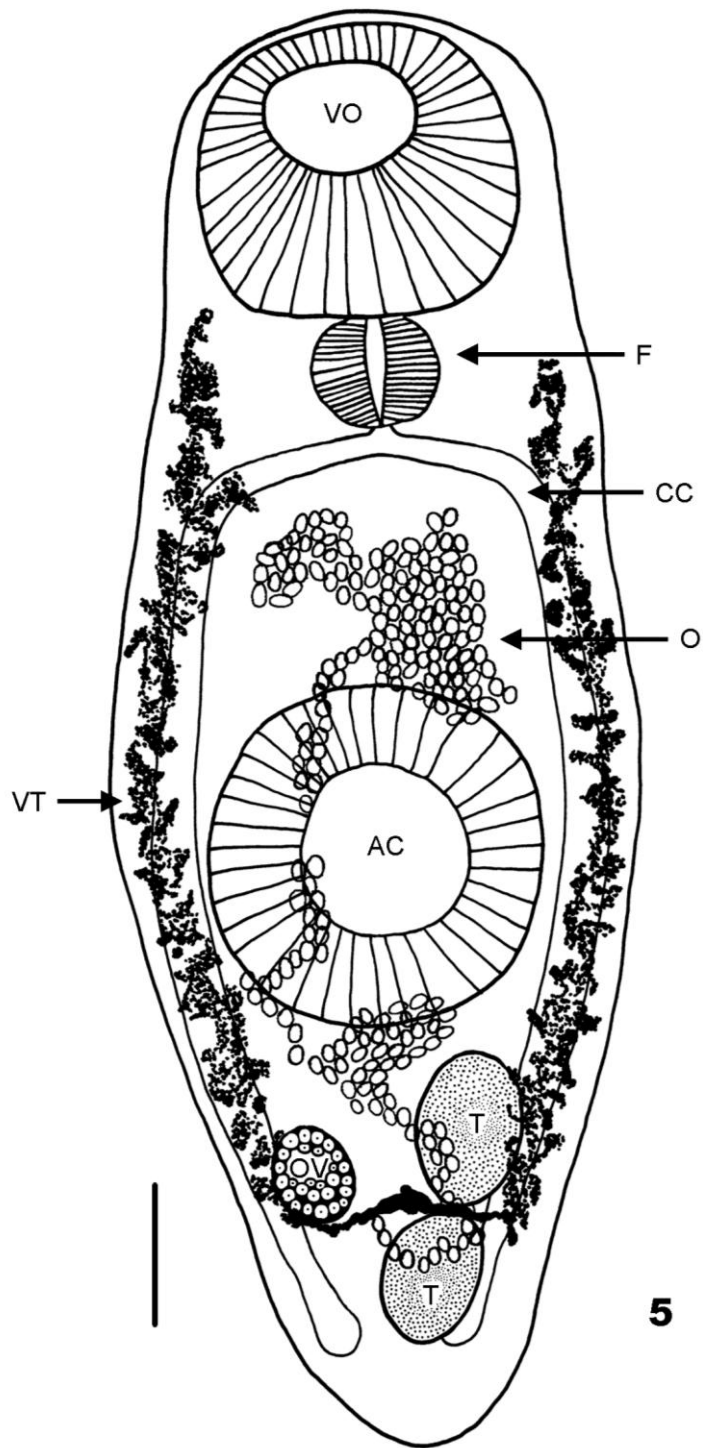
O gênero *Leucochloridium* foi proposto ao descrever esporocistos pigmentados de verde e amarelo encontrados nos moluscos *Succinea putris* Linnaeus, 1758 (POJMAŃSKA 2002c). Zeller (1874 *apud* POJMAŃSKA 2002c) e Heckert (1889 *apud* POJMAŃSKA 2002c) obtiveram helmintos adultos a partir de infecções experimentais em aves, os quais eles acreditaram serem *Distoma macrostomum* Rudolphi, 1803. Segundo POJMAŃSKA (2002c), o

gênero *Leucochloridium* tem subgêneros: *Leucochloridium* (*Leucochloridium*) Carus, 1835 com a espécie tipo *Leucochloridium* (*Leucochloridium*) *paradoxum* Carus, 1835; *Leucochloridium* (*Papilloleucochloridium*) Bakke, 1980 com a espécie tipo *Leucochloridium* (*Papilloleucochloridium*) *vogtianum* Baudon, 1881; e *Leucochloridium* (*Neoleucochloridium*) Kagan, 1950 com a espécie tipo *Leucochloridium* (*Neoleucochloridium*) *holostomum* (Rudolphi, 1819).

No Brasil, o gênero *Leucochloridium* inclui duas espécies, *Leucochloridium flavum* Travassos, 1922 parasitando a cloaca de *Gallinula galeata* Linnaeus, 1758; e *Leucochloridium parcum* Travassos, 1922 coletado na cloaca dos hospedeiros *Ostinops decumanus* Pallas, 1764 e *Tachyphonus cristatus brunneus* Spix, 1825. Estas duas espécies diferenciam-se pela localização da extremidade distal dos cecos intestinais, posição do poro genital, forma e posição dos testículos e pela extensão do vitelário (TRAVASSOS *et al.* 1969).

Os helmintos da família Leucochloridiidae apresentam ciclo biológico terrestre, com um hospedeiro intermediário (POJMAŃSKA 2002a), geralmente espécies de moluscos do gênero *Succinea* Linnaeus, 1758 (LEWIS 1974; YAMAGUTI 1975), mas também ocorre em *Cionella lubrica* (Müller, 1774) (LEWIS 1974), *Helicella arenosa* Ziegler, 1836, *Cochlicopa lubrica* Müller, 1774, *Vertigo pusilla* Müller, 1774, *Vallonia costata* Müller, 1774, *Clausilia bidentata* Strom, 1765 (YAMAGUTI 1975; SCHELL 1985). Os ovos embrionados do parasito são ingeridos pelos moluscos, esporocisto, cercárias (com cauda rudimentar ou nenhuma cauda) permanecem no esporocisto, evoluem a metacercárias que podem estar encistadas ou desencistadas dentro do esporocisto. Os esporocistos se exteriorizam através das antenas dos moluscos, como bolsas pigmentadas, que pulsam chamando atenção do hospedeiro definitivo, permanecendo ali até o momento da ingestão pela ave (TRAVASSOS *et al.* 1969; YAMAGUTI 1975; POJMAŃSKA 1969; 2002a).

Figura 5. Espécie não identificada da família Leucochloridiidae, *in toto*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, diagrama incompleto, barra= 100µm. VO – ventosa oral; AC – acetábulo; F – faringe; CC – ceco; T – testículos; OV – ovário; VT – vitelário; O – ovos.



Superfamília Cyclocoeloidea Stossich, 1902

Família Eucotylidae Cohn, 1904

Subfamília Tanaisiinae Freitas, 1951

Gênero *Tanaisia* Skrjabin, 1924

Tanaisia magnicola Freitas, 1951

(Figura 6)

Descrição: Eucotylidae, Tanaisiinae. Baseada em sete espécimes montados *in toto*. Corpo achatado, alongado, 1,9 – 3,04 mm ($2,62 \text{ mm} \pm 0,35 \text{ mm}$) de comprimento, 316 – 572,75 ($471,18 \pm 86,41$) de largura. Ventosa oral subterminal, 190 – 260 ($241,43 \pm 24,1$) de comprimento, 185 – 270 ($243,57 \pm 28,09$) de largura. Acetábulo presente, na zona testicular, difícil de observar. Faringe 55 – 75 ($66,67 \pm 8,32$; 6) de comprimento, 75 – 95 ($85 \pm 8,06$; 6) de largura. Esôfago 182,5 – 192,5 ($187,5 \pm 5$; 3) de comprimento, 50 – 82,5 ($67,5 \pm 16,39$; 3) de largura. Cecos intestinais desenvolvidos, ventrais às gônadas e fusionados posteriormente. Testículos, geralmente oblíquos, lobados, pós-ovarianos; testículo anterior 122,5 – 182,5 ($140 \pm 24,68$; 5) de comprimento, 87,5 – 110 ($99,1 \pm 8,75$; 5) de largura; testículo posterior 105 – 172,5 ($129 \pm 26,73$; 5) de comprimento, 70 – 85 ($79,5 \pm 5,97$; 5) de largura. Ovário lobado, pré-testicular, sub-mediano, 157,5 – 267,5 ($227,92 \pm 39,86$; 6) de comprimento, 155 – 237,5 ($190,42 \pm 31,2$; 6) de largura. Receptáculo seminal localizado ventralmente ao ovário. Vitelário 860 – 1110 ($951,43 \pm 92,63$) de comprimento, 60 – 90 ($75,71 \pm 15,12$) de largura, distando 710 – 1050 ($880 \pm 125,43$) da extremidade posterior do corpo. Útero desenvolvido preenchido por ovos. Ovos, 37,5 – 41,2 ($39,24 \pm 1,56$; 9) de comprimento, 15 – 16,2 ($15,53 \pm 0,63$; 9) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*.

Local de Infecção: rins.

Localidade: Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, RS.

Prevalência: 3,33 %

Intensidade Média de Infecção: 8,25 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,275 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 25 helmintos/hospedeiro

Comentários:

A superfamília Cyclocoeloidea divide-se em três famílias: Cyclocoelidae Stossich, 1902, Typhlocoelidae Harrah, 1922 e Eucotyliidae. Esta última distingue-se por apresentar a ventosa oral bem desenvolvida, muscular e subterminal (KANEV *et al.* 2002a). Os helmintos da família Eucotyliidae são encontrados nos canais urinários dos rins das aves, raramente no intestino (YAMAGUTI 1971; KANEV *et al.* 2002b). Eucotyliidae divide-se em duas subfamílias: Eucotylinae Skrjabin, 1924 e Tanaisiinae, que caracteriza-se pela ausência de um alargamento cervical em forma de cone ou triângulo, cecos intestinais em forma de ciclocele, posição dos testículos entre os cecos e ausência da bolsa do cirro (KANEV *et al.* 2002b).

YAMAGUTI (1971) considerou a subfamília Tanaisiinae com único gênero *Tanaisia*, listando cinco subgêneros: *Tanaisia* (*Tanaisia*), *Tanaisia* (*Paratanaisia*) Freitas, 1959, *Tanaisia* (*Tamerlania*) Skrjabin, 1924, *Tanaisia* (*Ohridia*) Nezlobinski, 1926, *Tanaisia* (*Lepidopteria*) Nezlobinski, 1926. FREITAS (1951) sinonimizou *Ohridia* com *Tamerlania* e *Lepidopteria* com *Tanaisia*. Atualmente, três gêneros estão descritos para a subfamília Tanaisiinae, *Paratanaisia*, *Tamerlania* e *Tanaisia* (KANEV *et al.* 2002b).

Tanaisia distingue-se de *Tamerlania* e *Paratanaisia* pelos testículos em diagonal ou *in tandem*, e fortemente lobados, ovário submediano, geralmente lobulado irregularmente, cuja

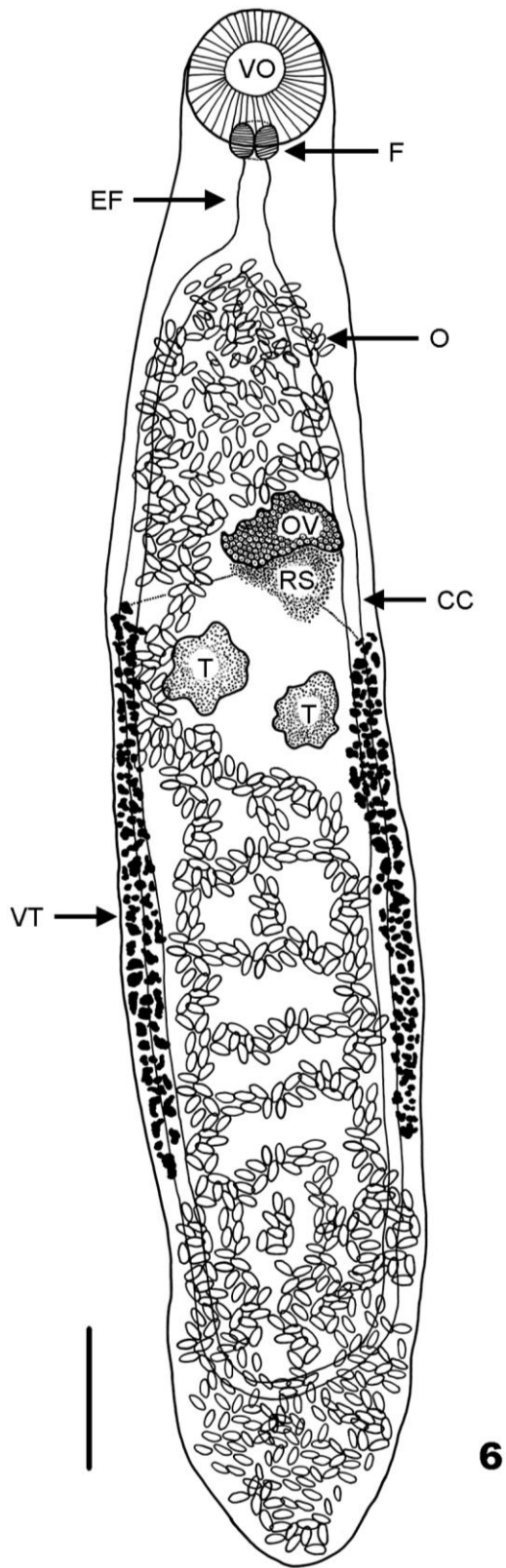
espécie tipo é *Tanaisia fedtschenkoi* Skrjabin, 1924 (TRAVASSOS *et al.* 1969; YAMAGUTI, 1971). YAMAGUTI (1971) listou 10 espécies para o subgênero *Tanaisia*, sendo duas descritas para o Brasil, *Tanaisia angusta* Franco, 1965 e *Tanaisia dubia* Freitas, 1951. TRAVASSOS *et al.* (1969) registraram diversas espécies para o gênero *Tanaisia* em aves do Brasil, *Tanaisia incerta* Freitas, 1951, *Tanaisia inopina* Freitas, 1951, *Tanaisia similis* Freitas, 1951, *Tanaisia valida* Freitas, 1951, *Tanaisia parva* Freitas, 1951, *Tanaisia precaria* Freitas, 1951, *Tanaisia exigua* Freitas, 1951, *T. dubia*, *Tanaisia oviaspera* Freitas, 1951, *Tanaisia minax* Freitas, 1951, *Tanaisia freitasiana* Odening, 1963, *T. angusta* e *T. magnicola* parasita dos rins do anu-branco, *Guira guira*, coletado no Rio de Janeiro (RODRIGUES & RODRIGUES 1981). Além de Cuculiformes, espécies do gênero *Tanaisia* foram registradas nas aves Tinamiformes, Podicipediformes, Ciconiiformes, Anseriformes, Galliformes, Gruiformes, Charadriiformes, Columbiformes, Strigiformes, Piciformes e Passeriformes, com ampla distribuição no Brasil e no mundo (FREITAS 1951; FRANCO 1965; FORRESTER & BUSH 1975).

Poucos são os trabalhos realizados sobre a biologia dos eucotilídeos. O ciclo biológico de *T. magnicola* não foi estudado. Em Porto Rico, MALDONADO (1945) estudou, experimentalmente, o ciclo biológico da *Tamerlania bragai* Santos, 1934 utilizando como hospedeiro intermediário molusco *Subulina octona* Bruguière, 1789. KELLER & ARAUJO (1992) estudaram, experimentalmente, o ciclo biológico da *Paratanaisia bragai* (Santos, 1934) Freitas, 1959 infectando moluscos *Bradybaena similis* Férussac, 1821, *Subulina octona* Bruguière, 1789 e *Leptinaria unilamellata* D'Orbigny, 1835 para avaliar a possibilidade destas espécies servirem como hospedeiros intermediários, já que na natureza estes moluscos fazem parte da cadeia alimentar das aves. BRANDOLINI *et al.* (1997) infectaram, experimentalmente, espécimes de *S. octona* e *L. unilamellata*, utilizando somente ovos de *P. bragai*, concluindo que em condições de laboratório, as duas espécies de moluscos atuam como hospedeiros intermediários de *P. bragai*. Mais tarde, BRANDOLINI & AMATO (2006) infectaram 50 espécimes de *S. octona* com ovos de *P. bragai* com o objetivo de

acompanhar, histologicamente, e documentar o desenvolvimento larval de *P. bragai* em *S. octona*. Quarenta e três (86%) moluscos adquiriram a infecção permitindo o desenvolvimento do parasito até o estágio de metacercária.

SANTOS (1934) foi o primeiro a descrever as alterações patológicas causadas pela presença dos eucotilídeos no rim das aves. Ao examinar o rim de um pombo parasitado com *T. bragai*, no Rio de Janeiro, verificou, macroscopicamente, dilatação dos ureteres com conteúdo cremoso no qual encontravam-se os parasitos. Após secção do rim, observou os tubos coletores dilatados e com coloração castanha escuro. Ao examinar microscopicamente cortes do rim, observou espessamento das paredes dos tubos coletores, epitélio estratificado comprimindo os tubos próximos e presença dos parasitos. FREITAS (1951) relata alterações anatomo-patológicas causadas pela presença de algumas espécies de eucotilídeos. Mas foram os trabalhos realizados por MENEZES *et al.* (2001), PINTO *et al.* (2004b), GOMES *et al.* (2005) e LUPPI *et al.* (2007) que descreveram detalhadamente os sinais clínicos e as alterações macro e microscópicas causadas pelo digenético *P. bragai* em *Numida meleagris* Linnaeus, 1758, *Columbina talpacoti* (Temminck, 1811), *Phasianus colchicus* Linnaeus, 1758 e *Ara ararauna* Linnaeus, 1758, *Propyrrhura maracana* Vieillot, 1816 e *Pyrrhura leucotis* Kuhl, 1820, respectivamente.

Figura 6. *Tanaisia magnicola*, *in toto*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e de anu-branco, *Guira guira*, diagrama completo, barra= 250µm. VO – ventosa oral; F – faringe; EF – esôfago; CC – ceco; T – testículos; OV – ovário; RS – receptáculo seminal; VT – vitelário; O – ovos.



Superfamília Echinostomatoidea Looss, 1899

Família Echinostomatidae Looss, 1899

Subfamília Echinostomatinae Looss, 1899

Gênero *Echinostoma* Rudolphi, 1809

Echinostoma sp.

(Figura 7)

Descrição: Echinostomatidae, Echinostomatinae. Baseada em seis espécimes montados *in toto*. Corpo alongado, espinhoso, 3,81 – 8,43 mm (6,08 mm \pm 1,68 mm) de comprimento, 0,79 – 1,6 mm (1,19 mm \pm 0,31 mm) de largura. “Forebody” 1,01 – 1,72 mm (1,37 mm \pm 0,28 mm) de comprimento, “hindbody” 2,82 – 6,87 mm (4,72 mm \pm 1,43 mm) de comprimento. Região anterior com um colar bem desenvolvido, 380 – 510 (468 \pm 54,95) de largura máxima. No colar, uma fileira de espinhos, dorsalmente ininterrupta. Ventosa oral 150 – 225 (194,17 \pm 31,69) de comprimento, 140 – 275 (210,83 \pm 49,84) de largura. Acetábulo situado no terço anterior do corpo, 480 – 970 (675 \pm 186,1) de comprimento, 420 – 850 (615 \pm 156,17) de largura. Pré-faringe curta, 60 – 110 (91,67 \pm 21,37) de comprimento. Faringe 100 – 195 (146,25 \pm 33,5) de comprimento, 107,5 – 175 (142,92 \pm 23,69) de largura. Esôfago curto e fino, 330 – 590 (490 \pm 111,95; 4) de comprimento. Cecos intestinais situados junto às bordas laterais do corpo e distando 180 – 250 (215 \pm 49,5; 2) da extremidade posterior. Poro genital pré-acetabular. Bolsa do cirro arredondada, pré-acetabular, 150 – 217,5 (194,37 \pm 30,78; 4) de comprimento, 127,5 – 200 (166,87 \pm 30,44; 4) de largura. Testículos situados na metade posterior do corpo; testículo anterior 260 – 440 (358,33 \pm 62,74) de comprimento, 200 – 290 (250 \pm 30,98) de largura; testículo posterior 250 – 430 (351,67 \pm 67,65) de comprimento, 210 – 280 (255 \pm 25,88) de largura. Ovário arredondado, mediano, localizado entre o acetábulo e o testículo anterior, 250 – 390 (331,67 \pm 54,19) de comprimento, 220 –

310 ($266,67 \pm 41,31$) de largura, distando 1 – 2,11 mm ($1,5 \text{ mm} \pm 0,42 \text{ mm}$) do acetábulo. Receptáculo seminal localizado ventralmente ao ovário. Vitelário adjacente ao ceco no “hindbody”, podendo ultrapassar a linha média pós-testicular, 2,96 – 6,62 mm ($4,55 \text{ mm} \pm 1,3 \text{ mm}$) de extensão. Útero distribuído entre o acetábulo e o ovário. Ovos, 100 – 112,5 ($106,67 \pm 4,38$) de comprimento, 50 – 67,5 ($56,67 \pm 7,19$) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-branco, *Guira guira*.

Local de Infecção: intestino.

Localidade: Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, RS.

Prevalência: 4,17 %

Intensidade Média de Infecção: 2,2 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,092 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 3 helmintos/hospedeiro

Comentários:

A superfamília Echinostomatoidea foi à primeira definida por Faust (1929 *apud* KOSTADINOVA & JONES 2005) ao estabelecer a classificação de Digenea, baseado no modelo das células flama e na história de vida. LA RUE (1957) complementando o trabalho anterior apresentou sua classificação baseada no desenvolvimento da vesícula excretora e das características larvais dos digenéticos, estabelecendo a ordem Echinostomida e única subordem Echinostomata. Atualmente, a superfamília Echinostomatoidea compreende oito famílias, entre as quais está Echinostomatidae, caracterizada pela presença de um colar muscular na região anterior do corpo, com uma ou duas fileiras de espinhos, interrompida ventralmente (KOSTADINOVA & JONES 2005). Devido à ampla diversidade de hospedeiros definitivos, incluindo peixes, répteis, aves e mamíferos, eventualmente humanos, e a

distribuição geográfica mundial desta família, além da diversidade morfológica deste grupo e/ou critérios adotados por diferentes autores, resultaram na composição de 21 subfamílias e 91 gêneros conhecidos (KOSTADINOVA 2005a). Dez subfamílias são registradas por KOSTADINOVA (2005a) na família Echinostomatidae, entre as quais à subfamília Echinostomatinae, distinguindo-se por um colar de espinhos com dupla fileira, dorsalmente ininterrupta e com número variável de espinhos. *Echinostoma* é o gênero-tipo, e *Echinostoma revolutum* (Frölich, 1802) Rudolphi, 1809 a espécie tipo desta subfamília (KOSTADINOVA 2005a).

Cento e duas espécies estão listadas por YAMAGUTI (1971) no gênero *Echinostoma*. Destas 19 estão registradas para a América do Sul e o Brasil, parasitando diversas espécies de aves aquáticas e terrestres incluindo Anatidae, Phalacrocoracidae, Scolopacidae, Ardeidae, Rallidae, Phasianidae, Corvidae, Columbidae. Em cuculiformes, *Echinostoma crotophagae* De Faria, 1909 foi descrita parasitando *Crotophaga major*, e esta espécie tem o número de espinhos na região anterior variando entre 32 e 33. *Echinostoma erraticum* Lutz, 1924 foi registrada para o gênero *Crotophaga*, e posteriormente sinonimizada como *E. revolutum* pela presença de 37 espinhos. *Echinostoma uncatum* Dietz, 1909 apresentando 35 espinhos, foi coletada em *Piaya cayana* Linnaeus, 1766 e *Crotophaga ani* na Venezuela (TRAVASSOS 1922; YAMAGUTI 1971), e em *C. ani*, *Crotophaga major* e *Guira guira* no Brasil (RODRIGUES & RODRIGUES 1981). Na Bahia, KOHN *et al.* (1972) realizaram o primeiro registro da ocorrência de *E. revolutum* parasitando *Sus scrofa* Linnaeus, 1758 conhecido como porco doméstico, comprovando a hipótese de BEAVER (1937) quando conseguiu infectar experimentalmente este mamífero.

As variações morfológicas, principalmente em relação ao número de espinhos na região anterior dos equinostomatídeos são conhecidas e discutidas. Duzentos e vinte espécimes de *E. revolutum* foram examinados, dos quais 79% apresentaram 37 espinhos e 21% tiveram espinhos a mais ou a menos deste número (BEAVER 1937). Dezesete espécimes

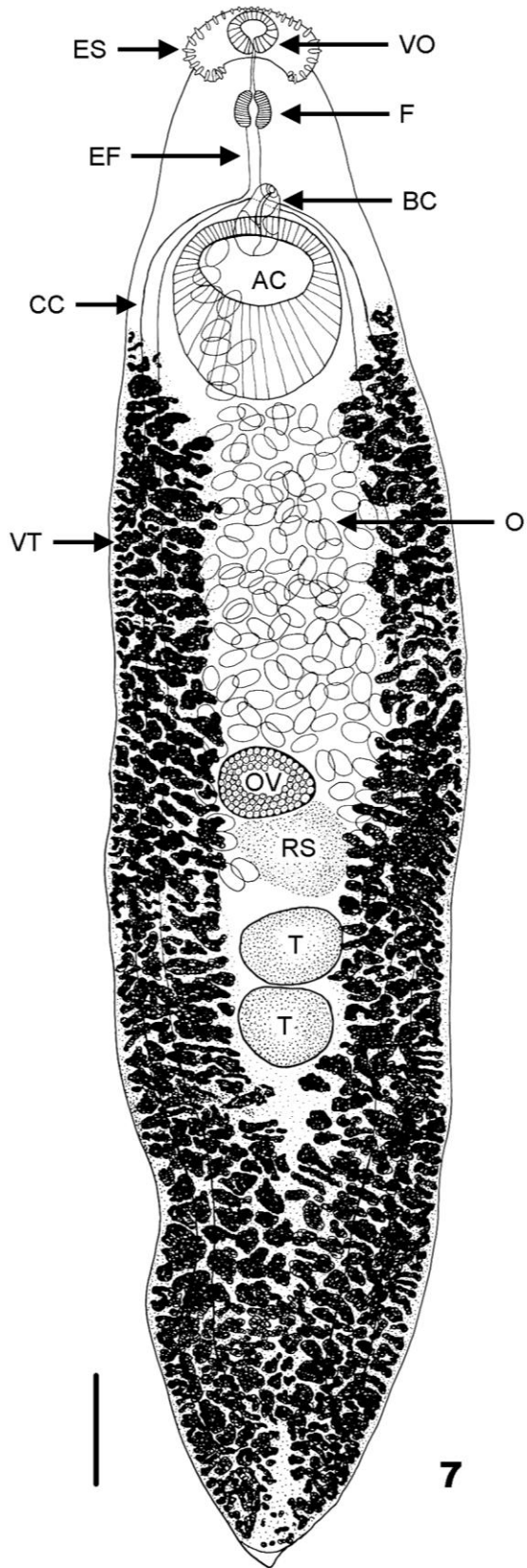
de *E. revolutum* foram coletados em *Ondatra zibethica* (Lord, 1863) Müller, 1912. Destes três espécimes apresentaram 36 espinhos; seis, 37; quatro, 38; três, 39 e um espécime, 40 espinhos. Assim, considerou-se que os espécimes com menos de 37 espinhos, poderiam ter perdido os espinhos durante o processo técnico em laboratório. E, os espécimes que apresentaram mais de 37 espinhos, teriam “espinhos acessórios”, já que estes eram menores que os demais (DOERKSEN 1969).

Na diagnose do gênero *Echinostoma*, KOSTADINOVA (2005a) considerou que o número de espinhos, variava entre 31 e 55, distribuídos em fileira simples lateral, fileira dupla dorsal ou formando ângulos de 2x5, com espinhos maiores que os marginais. Como resultado, os equinostomatídeos estão acumulando sinônimos e diagnoses específicas inadequadas. Na tentativa de evitar confusões devido às similaridades morfológicas entre as espécies, ou descrições inadequadas e superficiais, o termo “grupo *revolutum*” passou a ser usado pelos pesquisadores, onde são consideradas válidas somente cinco espécies: *E. revolutum*, *Echinostoma echinatum* (Zeder, 1803), *Echinostoma trivolvis* (Cort, 1914), *Echinostoma jurini* (Skvortzov, 1924) e *Echinostoma caproni* Richard, 1964 (FRIED & TOLEDO 2004).

Nos espécimes do gênero *Echinostoma* coletados no anu-branco, muitos dos espinhos da região anterior foram perdidos, não sendo possível a contagem do número exato, e por isso a espécie não foi determinada.

Moluscos de diversos gêneros, como *Lymnaea* Lamarck, 1799, *Planorbis* Müller, 1774, *Pseudosuccinea* Baker, 1908 e *Stagnicola* Leach, 1830 podem atuar como hospedeiros intermediários do *E. revolutum*. No Brasil, moluscos *Physa* spp. podem ser os primeiros e os segundos hospedeiros intermediários de *E. revolutum* (YAMAGUTI 1975). KANEV (1994) considerou após estudos experimentais com *E. revolutum*, que moluscos da família Lymnaeidae, seriam os primeiros hospedeiros intermediários, e como segundo hospedeiro intermediário poderiam atuar moluscos pulmonados e prosobrânquios, e rãs.

Figura 7. Espécime *Echinostoma* sp., *in toto*, parasito de anu-branco, *Guira guira*, diagrama completo, barra= 500µm. VO – ventosa oral; ES – espinhos; AC – acetábulo; F – faringe; EF – esôfago; CC – ceco; BC – bolsa do cirro; T – testículos; OV – ovário; RS – receptáculo seminal; VT – vitelário; O – ovos.



Família Psilostomidae Looss, 1902

Subfamília Psilostominae Looss, 1900

Gênero *Psilolecithum* Oshmarin, 1964

Psilolecithum sp.

(Figura 8)

Descrição: Psilostomidae, Psilostominae. Baseada em dois espécimes montados *in toto*. Corpo alongado, 7,13 – 7,41 mm (7,27 mm \pm 0,19 mm) de comprimento, 0,85 – 1,11 mm (0,98 mm \pm 0,18 mm) de largura. “Forebody” 1,68 – 1,84 mm (1,76 mm \pm 0,11 mm) de comprimento, “hindbody” 4,25 – 4,57 mm (4,41 mm \pm 0,23 mm) de comprimento. Ventosa oral sub-terminal, 190 – 200 (195 \pm 7,07) de comprimento, 240 – 250 (245 \pm 7,07) de largura. Acetábulo sésil no terço anterior do corpo, 240 – 290 (265 \pm 35,35) de comprimento, 310 – 320 (315 \pm 7,07) de largura. Pré-faringe presente. Faringe presente, 147,5 – 157,5 (152,5 \pm 7,07) de comprimento, 162,5 – 170 (166,25 \pm 5,3) de largura. Esôfago longo, 850 de comprimento. Cecos estendenedo-se à extremidade posterior do corpo. Testículos *in tandem*, no “hindbody”; o anterior 335 – 352,5 (343,75 \pm 12,37) de comprimento, 320 – 342,5 (331,25 \pm 15,91) de largura; o posterior 352,5 – 430 (391,25 \pm 54,8) de comprimento, 200 – 330 (265 \pm 91,92) de largura. Poro genital mediano, pré-acetabular, pós-bifurcação cecal. Ovário mediano, pré-testicular, 250 – 337,5 (293,75 \pm 61,87) de comprimento, 265 – 380 (322,5 \pm 81,32) de largura. Receptáculo seminal localizado ventralmente ao ovário. Vitelário desenvolvido, estendendo-se abaixo da faringe, da zona anterior da bifurcação cecal até a extremidade posterior do corpo. Útero, ocupando o espaço entre o acetábulo e o ovário. Ovos, 130,75 – 135 (133,15 \pm 1,83) de comprimento, 72,5 – 75 (73,5 \pm 1,37) de largura. Poro excretor terminal.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*.

Local de Infecção: bolsa de Fabricius.

Localidade: Jaguari, RS.

Prevalência: 1,67 %

Intensidade Média de Infecção: 1 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,017 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 helmintos/hospedeiro

Comentários:

A família Psilostomidae pertence à superfamília Echinostomatoidea, inclui digenéticos semelhantes em sua anatomia geral à família Echinostomatidae, e ao modelo do ciclo evolutivo semelhante às famílias Fasciolidae Railliet, 1895 e Philophthalmidae Looss, 1899 (KOSTADINOVA & JONES 2005), mas distingue-se das demais famílias, pela forma do corpo, características da ventosa oral e do acetábulo, posição do ovário e do útero, e principalmente pela extensão do vitelário. Parasitam o trato gastrointestinal e a bolsa de Fabricius de aves e mamíferos, com distribuição mundial (KOSTADINOVA 2005b).

Considerando somente aves como hospedeiros, YAMAGUTI (1971) registrou cinco subfamílias para a família Psilostomidae: Apopharynginae Yamaguti, 1958, Sphaeridiotrematinae Yamaguti, 1958, Psilostominae, Cotylotretinae (Travassos, 1922) Skrjabin & Schulz, 1938 e Grysominae Byrd, Bogitsh & Maples, 1961. A classificação utilizada por KOSTADINOVA (2005b) exclui a subfamília Cotylotretinae e inclui a subfamília Ribeiroiinae Travassos, 1951, para as espécies parasitas de aves.

Os espécimes encontrados na bolsa de Fabricius do anu-preto apresentaram características morfológicas compatíveis com o gênero *Psilolecithum*. YAMAGUTI (1971) registrou apenas uma espécie *Psilolecithum longorchum* Oshmarin, 1964 parasitando

Gracupica nigricollis Paykull, 1807 no Vietnã. A descrição do gênero *Psilolecithum* e da espécie tipo *P. longorchum* foi baseada em dois espécimes, e uma segunda espécie para este gênero nunca foi descrita (KOSTADINOVA 2005b). E ainda, devido à inviabilidade do material para exame, KOSTADINOVA (2005b) manteve o gênero *Psilolecithum* na condição de *incertae sedis*.

Os espécimes coletados do anu-preto apresentam características morfológicas como, o tamanho do acetábulo e das gônadas, e a quantidade de ovos diferente da única espécie registrada *P. longorchum*, indicando a existência de uma segunda espécie do gênero *Psilolecithum*. Mas, apenas com presença de dois espécimes, que não estão em condições ideais para a descrição, não será possível determinar uma nova espécie.

A diagnose do gênero *Psilolecithum* foi baseada na espécie tipo *P. longorchum* que apresenta o corpo alongado, com o final da região anterior cônica, pré-faringe presente, faringe comparável ao tamanho da ventosa oral, esôfago longo, testículos *in tandem*, largos, formato oval-alongado, entre a terceira e quarta parte do corpo, vitelária localizada entre o nível da faringe e a extremidade posterior, confluyente anterior ao acetábulo, bolsa do cirro não atingindo o nível médio do acetábulo dorsalmente, útero curto com poucos ovos, parasitos de aves (KOSTADINOVA 2005b).

YAMAGUTI (1971) inclui o gênero *Psilolecithum* na subfamília Psilostominae, porém, a diagnose desta subfamília proposta por KOSTADINOVA (2005b) não inclui caracteres compatíveis com os do gênero *Psilolecithum*, como o esôfago curto ou ausente, bifurcação cecal pós-faringeana, e o vitelário confinado ao “hindbody”. Portanto, se uma segunda espécie para o gênero *Psilolecithum* fosse descrita, provavelmente, a diagnose da subfamília Psilostominae fosse revisada. Seguindo YAMAGUTI (1971), a subfamília Psilostominae caracteriza-se por apresentar corpo alongado, esôfago curto ou ausente, bifurcação intestinal pós-faringeana ou anterior ao acetábulo, vitelária geralmente confinada ao campo do “hindbody”, testículos e ovário na porção posterior do corpo, útero com poucos ou numerosos

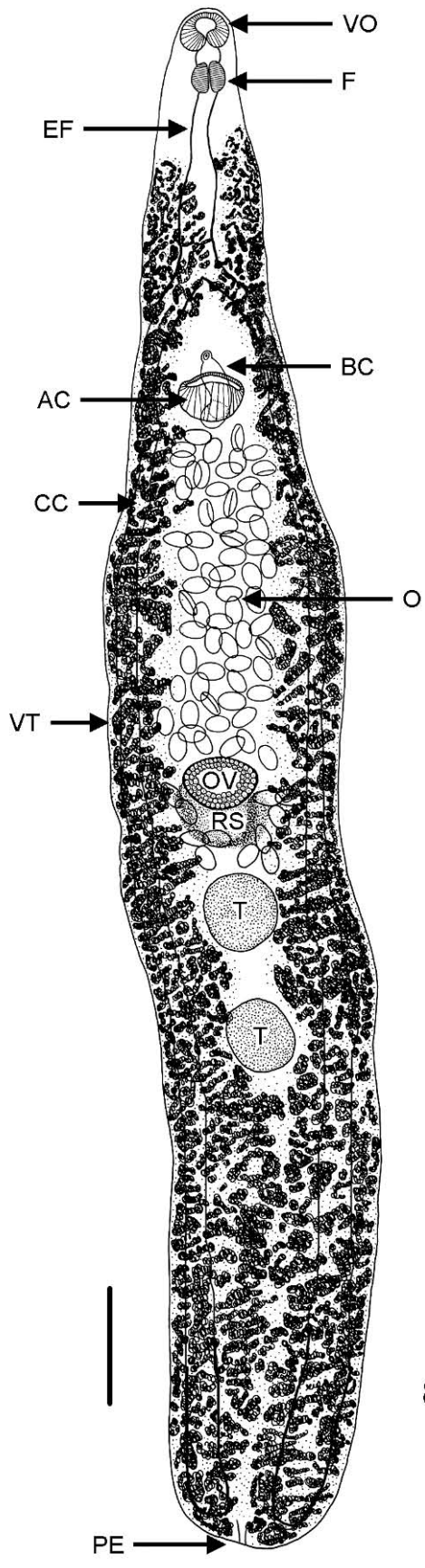
ovos grandes e faringe desenvolvida. Dez gêneros são listados nesta subfamília: *Psilochasmus* Lühe, 1909; *Acanthocorpa* Oshmarin, 1963; *Psilostomum* Looss, 1899; *Psilotrema* Odhner, 1913; *Pseudopsilostoma* Yamaguti, 1958; *Sharmaia* Yamaguti, 1958; *Psilocollaris* Singh, 1954; *Psilolecithum* Oshmarin, 1964; *Lyperorchis* Travassos, 1921; *Psilorchis* Thapar & Lal, 1935 (YAMAGUTI 1971).

Quatro dos gêneros listados acima na subfamília Psilostominae, são aceitos por KOSTADINOVA (2005b), *Psilochasmus* registrado somente em aves e com distribuição mundial; *Psilotrema* parasitos do intestino de aves e pequenos mamíferos na Ásia e Europa; *Psilostomum* é o gênero-tipo, e suas espécies são encontradas no intestino de aves da Europa e América do Norte; e *Psilorchis* parasitos do intestino de aves na Índia. O quinto gênero citado por KOSTADINOVA (2005b) é *Mehlisia* Johnston, 1913, com parasitos gastrintestinais de monotremados e marsupiais australianos.

No Brasil, estão registradas as seguintes espécies incluídas na subfamília Psilostominae, *Lyperorchis lyperorchis* Travassos, 1921 parasita da cloaca de *Aramus guarauna guarauna* (Linnaeus, 1758); *Psilochasmus oxyurus* (Creplin, 1825) Lühe, 1909 que ocorre na América do Norte e Argentina, e são parasitas do intestino delgado de *Anas bahamensis* Linnaeus, 1758; *Pseudopsilostoma suspensum* (Braun, 1901) Yamaguti, 1958 parasita o intestino das espécies da família Corvidae (TRAVASSOS *et al.* 1969). Mas, nenhum registro em cuculídeos.

Os digenéticos da subfamília Psilostominae necessitam, para completarem seu ciclo biológico de dois ou três hospedeiros, sendo o definitivo, ave ou mamífero, e um ou dois intermediários, moluscos gastrópodes, onde são encontradas as cercárias. As metacercárias geralmente encistam em moluscos bivalves, mas também podem usar gastrópodes em seu ciclo, e em algumas espécies do gênero *Psilotrema*, as metacercárias encistam na vegetação (YAMAGUTI 1975; KOSTADINOVA 2005b).

Figura 8. Espécime *Psilolecithum* sp., *in toto*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, diagrama incompleto, barra= 500µm. VO – ventosa oral; AC – acetábulo; F – faringe; EF – esôfago; CC – ceco; BC – bolsa do cirro; T – testículos; OV – ovário; RS – receptáculo seminal; VT – vitelário; O – ovos; PE – poro excretor.



Superfamília Gorgoderoidea Looss, 1899

Família Dicrocoeliidae (Looss, 1899) Odhner, 1910

Subfamília Dicrocoeliinae Looss, 1899

Gênero *Athesmia* Looss, 1899

Athesmia heterolecithodes (Braun, 1899) Looss, 1899

(Figura 9)

Descrição: Dicrocoeliidae, Dicrocoeliinae. Baseada em 13 espécimes montados *in toto*. Corpo alongado, achatado e liso, 4,84 – 11,51 mm (7,22 mm \pm 2,06 mm) de comprimento, 256,75 – 671,5 (466,58 \pm 100,23) de largura. “Forebody” 0,86 – 2,27 mm (1,42 mm \pm 0,37 mm; 12) de comprimento; “hindbody” 3,98 – 9,4 mm (5,92 mm \pm 1,76 mm; 12) de comprimento. Ventosas próximas uma da outra; ventosa oral subterminal, 270 – 553 (335,71 \pm 77,79) de comprimento, 210 – 513,5 (294,11 \pm 81,56) de largura. Acetábulo pequeno, pré-equatorial, 200 – 340 (255,42 \pm 43,03; 12) de comprimento, 190 – 340 (229,17 \pm 36,54; 12) de largura. Faringe 55 – 130 (93,33 \pm 20,26; 12) de comprimento, 57,5 – 100 (81,25 \pm 15,1; 12) de largura. Esôfago 237,5 – 312,5 (280 \pm 32,21; 4) de comprimento. Cecos intestinais longos e delgados, bifurcando-se anteriormente ao acetábulo e estendendo-se com distâncias desiguais entre o ramo esquerdo e o direito, até próximo ao final do corpo. Poro genital pré-acetabular, logo abaixo da bifurcação cecal. Bolsa do cirro piriforme, entre a bifurcação cecal e o acetábulo, 115 – 225 (153 \pm 43,1; 5) de comprimento, 65 – 75 (70,6 \pm 4,46; 5) de largura. Testículos *in tandem*, lobados, pós-acetabulares, pré-ovarianos e intercecais, separados por alça uterina; testículo anterior 180 – 432,5 (297,88 \pm 79,05) de comprimento, 97,5 – 350 (196,15 \pm 72,11) de largura; testículo posterior 158 – 535 (332,73 \pm 114,31) de comprimento, 95 – 347,5 (215,77 \pm 78,75) de largura. Ovário lobado, intercecal, deslocado para a esquerda ou direita do corpo, 110 – 427,5 (244,58 \pm 78,03; 12) de comprimento, 150 – 305 (219,79 \pm

59,25; 12) de largura. Vitelário unilateral, 0,96 – 2,89 mm (1,48 mm \pm 0,53 mm) de comprimento, com folículos extracecais, cecais e intercecais; inicia-se próximo a região ovariana, no campo oposto ao ovário, distando 1,52 – 3,83 mm (2,17 mm \pm 0,7 mm) da extremidade posterior do corpo. Útero longo, as alças uterinas ocupam a porção pós-ovariana até a extremidade posterior, com alças ascendentes passando dorsalmente ao acetábulo. Ovos, 31,8 – 33,2 (32,61 \pm 0,48) de comprimento, 20 – 22,5 (20,9 \pm 1,1) de largura. Poro excretor terminal.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani* e anu-branco, *Guira guira*.

Local de Infecção: ductos biliares do fígado.

Localidade: Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, RS.

Prevalência: 10,42 %

Intensidade Média de Infecção: 8,6 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,896 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 54 helmintos/hospedeiro

Comentários:

YAMAGUTI (1971) considerou a família Dicrocoeliidae dividida em quatro subfamílias: Stromitrematinae Yamaguti, 1958, Dicrocoeliinae, Platynotrematinae Yamaguti, 1971, e Proacetabulorchiinae Odening, 1964. A subfamília Dicrocoeliinae estava dividida em sete tribos, entre as quais Athesmiini. Esta tribo caracteriza-se pela presença do vitelário unilateral, apresentando dois gêneros com espécies parasitas de aves: *Unilaterilecithum* Skrjabin & Evranova, 1953 parasitas do fígado das aves, com apenas o registro da espécie tipo, na Rússia, e *Athesmia* parasitas da vesícula e ductos biliares de aves e mamíferos (TRAVASSOS *et al.* 1969; YAMAGUTI 1971).

Atualmente, a família Dicrocoeliidae está dividida nas subfamílias Dicrocoeliinae, Proacetabulorchinae, e duas novas, Leipertrematinae Yamaguti, 1958 e Prosolecithinae Yamaguti, 1971. A categoria tribo não é considerada. A subfamília Dicrocoeliinae lista 18 gêneros, entre eles *Athesmia* (POJMAŃSKA 2008).

NASIR & DÍAZ (1969) descreveram as semelhanças existentes entre os gêneros *Athesmia* e *Unilaterilecithum* considerando-os sinônimos. LAMOTHE-ARGUMEDO *et al.* (2005) não concordaram que fossem sinonimizados, ressaltando o caráter vitelário unilateral como diagnose da subfamília Dicrocoeliinae. POJMAŃSKA (2008) manteve como gêneros separados.

O gênero *Athesmia* tem como sinônimos *Lyperotrema* Travassos, 1920 e *Hepatotrema* Stunkard, 1922, e além da espécie tipo *Athesmia heterolecithodes*, YAMAGUTI (1971) registra outras oito espécies: *Athesmia attilae* Travassos, 1917; *Athesmia butensis* Petri, 1942; *Athesmia jolliei* Schell, 1957; *Athesmia kassimovi* Feizullaev, 1961; *Athesmia pricei* McIntosh, 1937; *Athesmia reelfooti* Denton *in* Petri, 1942; *Athesmia rudecta* (Braun, 1901) Travassos, 1944 e *Athesmia wehri* McIntosh, 1937.

No Brasil, estão descritas três espécies: *A. heterolecithodes* e *Athesmia rudecta* (Braun, 1901) Travassos, 1941 parasitando diversas espécies de aves, entre elas o anu-branco; e *Athesmia attilae* Travassos, 1917 parasitando *Attila* sp. (TRAVASSOS 1944; TRAVASSOS *et al.* 1969; YAMAGUTI 1971; RODRIGUES & RODRIGUES 1981; PINTO *et al.* 2006). Estes digenéticos apresentam ampla distribuição geográfica, parasitando diversas espécies de aves das ordens Gruiformes, Charadriiformes, Falconiformes, Strigiformes, Ciconiiformes, Passeriformes, Galliformes e Cuculiformes (FREITAS 1962; BYRD *et al.* 1967; DIGIANI 2000; MENEZES *et al.* 2001).

TRAVASSOS (1944) revisando a família Dicrocoeliidae, e analisando os caracteres para cada espécie do gênero *Athesmia*, concluiu que não era possível distinguir as diversas espécies, exceto *A. wehri* e *A. parkeri*, que se diferenciavam pelo tamanho do corpo. Sem muitos estudos, restou como único recurso à distribuição geográfica e a diversidade de

hospedeiros, para diferenciá-las, considerado pelo próprio autor como péssima alternativa. Foi então estabelecida à seguinte classificação: *A. heterolecithodes* para os helmintos parasitos de aves do Velho Mundo; *A. rudecta* para as aves da região Neotropical, sendo *A. attilae*, *A. pricei* e *A. butensis* como sinônimos; *A. foxi* para os mamíferos sul-americanos; *A. wehri* para as aves Neoárticas; *A. parkeri* para os quirópteros. Abundante material de *A. rudecta* e *A. foxi* de diversos hospedeiros foram estudados, concluindo que todos os espécimes eram idênticos; porém, os helmintos de duas espécies de *Cebus capucinus* Linnaeus, 1758 e *Cebus apella* (Linnaeus, 1758) não foram examinados e assim optou-se por manter as espécies separadas (TRAVASSOS 1944). SCHELL (1957) descreveu uma nova espécie *Athesmia jolliei* Schell, 1957 parasitando os ductos biliares de *Falco sparverius* Linnaeus, 1758, mas devido aos caracteres pouco específicos e à falta de compressão dos espécimes, FREITAS (1962) considerou sinônimo de *A. heterolecithodes*.

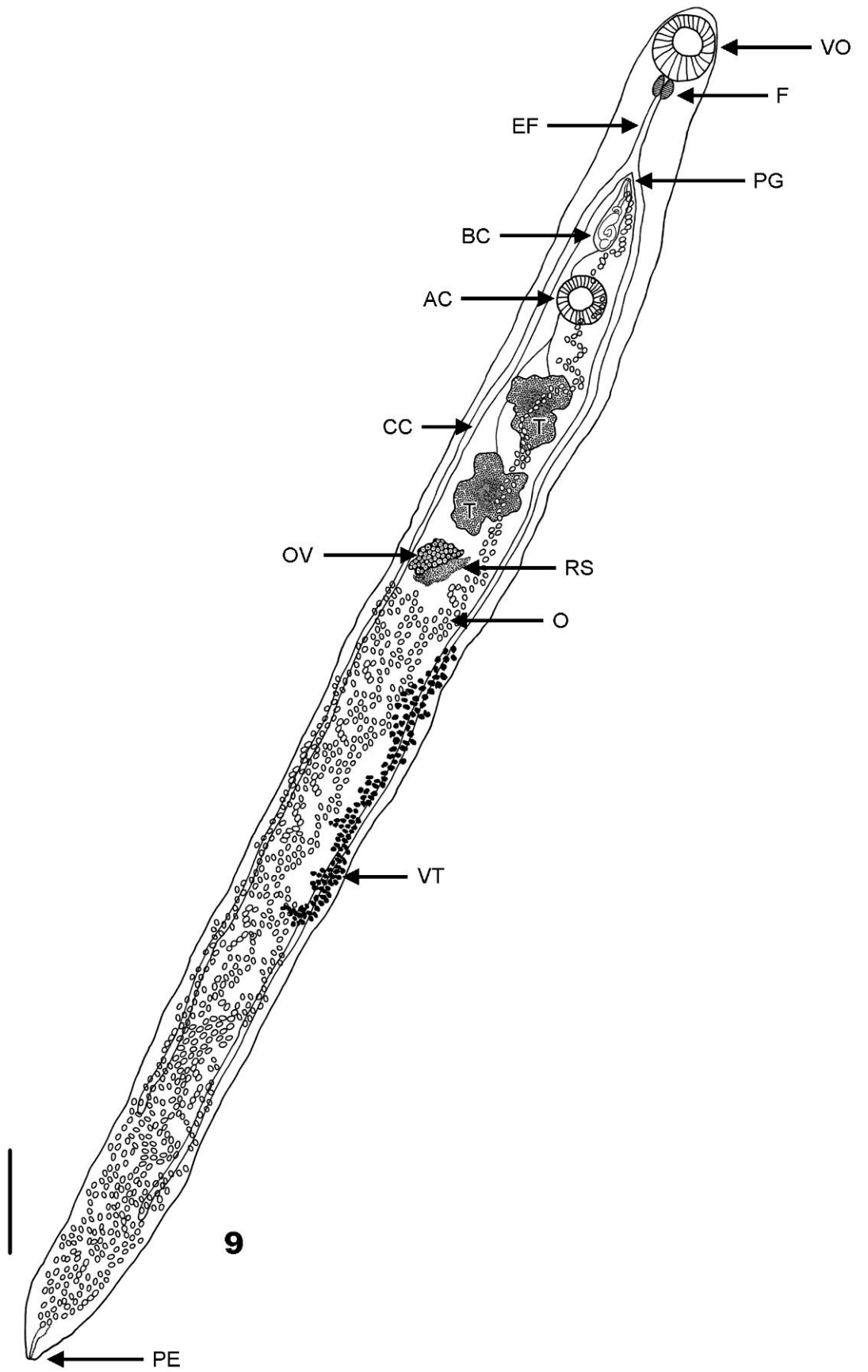
Para manter viável a classificação estabelecida por TRAVASSOS (1944), algumas concessões foram aceitas como o caso dos espécimes coletados na vesícula biliar do hospedeiro *Procyon cancrivorus* Cuvier, 1798, carnívoro, oriundo de Minas Gerais, que foram identificados morfológicamente como *A. rudecta*, mas, devido ao hospedeiro tratar-se de um mamífero sul-americano ficou determinada como *A. foxi*. Situação semelhante à anterior ocorreu com os helmintos coletados no fígado de um primata, originário do Estado do Pará. Estes episódios confirmaram a fragilidade da classificação de espécies através da diversidade de hospedeiros, ficando estabelecido que o gênero *Athesmia* tivesse apenas uma espécie *A. heterolecithodes* parasito de aves e mamíferos, com ampla distribuição geográfica (FREITAS 1962). TRAVASSOS *et al.* (1969) concorda com a classificação de FREITAS (1962), citando apenas uma espécie registrada para o Brasil, *A. heterolecithodes*, parasitando os canais biliares de *G. guira*.

Assim, após comparar os caracteres morfológicos dos espécimes coletados dos ductos biliares dos cuculídeos *C. ani* e *G. guira*, com as descrições de TRAVASSOS (1944), NASIR &

DÍAZ (1969) e TRAVASSOS *et al.* (1969), estes espécimes foram classificados como *A. heterolecithodes*.

Os helmintos *A. heterolecithodes* utilizam três hospedeiros para completarem seu ciclo biológico, moluscos terrestres, artrópodes terrestres infectados com cercárias são ingeridos pelo hospedeiro definitivo, ave ou mamífero (SCHELL 1985).

Figura 9. *Athesmia heterolecithodes*, *in toto*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagrama completo, barra= 500µm. VO – ventosa oral; AC – acetábulo; F – faringe; EF – esôfago; CC – ceco; PG – poro genital; BC – bolsa do cirro; T – testículos; OV – ovário; RS – receptáculo seminal; VT – vitelário; O – ovos; PE – poro excretor.



Superfamília Microphalloidea Ward, 1901

Família Eumegacetidae Travassos, 1922

Subfamília Eumegacetinae Mehra, 1935

Gênero *Eumegacetes* Looss, 1900

Eumegacetes macroorchis Brenes & Arroyo, 1962

(Figura 10)

Descrição: Eumegacetidae, Eumegacetinae. Baseada em 24 espécimes montados *in toto*. Corpo oval, liso, 1,84 – 3,22 mm ($2,69 \text{ mm} \pm 0,34 \text{ mm}$) de comprimento, 0,99 – 1,93 mm ($1,48 \text{ mm} \pm 0,23 \text{ mm}$) de largura. Ventosa oral subterminal, 400 – 720 ($605,83 \pm 84,9$) de comprimento, 430 – 770 ($652,92 \pm 80,24$) de largura. Acetábulo desenvolvido, 390 – 680 ($578,33 \pm 75,56$) de comprimento, 400 – 770 ($609,58 \pm 86,95$) de largura. Faringe bem desenvolvida, 140 – 222,5 ($187,92 \pm 22,43$) de comprimento, 192,5 – 267,5 ($237,71 \pm 19,14$) de largura. Esôfago ausente. Cecos estendem-se até próximos à extremidade posterior do corpo. Bolsa do cirro em forma de cone, pré-acetabular, medindo 325 – 450 ($376,87 \pm 42,28$; 12). Testículos simétricos, pré-acetabulares, intracecais, pré-equatoriais; testículo esquerdo 220 – 530 ($399,17 \pm 94,54$) de comprimento, 230 – 530 ($390,83 \pm 86,97$) de largura; testículo direito 270 – 600 ($432,5 \pm 88,43$) de comprimento, 250 – 590 ($412,08 \pm 97,18$) de largura. Ovário, 122,5 – 300 ($227,19 \pm 43,75$) de comprimento, 157,5 – 305 ($239,58 \pm 43,98$) de largura. Vitelário estendendo-se da margem posterior dos testículos ao final do corpo. Útero com alças ascendentes atingindo a base da ventosa oral e o útero estendendo-se até a parte posterior do corpo, preenchido com ovos. Ovos, 27,5 – 30 ($28,23 \pm 1,16$) de comprimento, 12,5 – 15 ($13,44 \pm 1,24$) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani* e anu-branco, *Guira guira*.

Local de Infecção: cloaca.

Localidade: Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, RS.

Prevalência: 23,33 %

Intensidade Média de Infecção: 3,48 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,81 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 14 helmintos/hospedeiro

Comentários:

A partir de caracteres morfológicos e filogenéticos, a superfamília Microphalloidea inclui 19 famílias, entre as quais Eumegacetidae (BRAY 2008). Esta é uma pequena família que inclui parasitas de aves, e caracterizam-se pela posição dos testículos, localizados simetricamente no “forebody” quando o acetábulo está presente, e bem anterior quando o acetábulo está ausente (Lotz & FONT 2008a).

O gênero *Eumegacetes*, inicialmente, foi colocado na subfamília Lecithodendriinae Looss, 1902, família Lecithodendriidae Odhner, 1910. Posteriormente, este gênero passou à subfamília Pleurogenetinae Looss, 1899 na mesma família (JAISWAL & VASUDEV 1960; KARYAKARTE 1969). Uma nova família Eumegacetidae Travassos, 1922, foi criada para receber o gênero *Eumegacetes*. Mehra (1935 *apud* JAISWAL & VASUDEV 1960) revisou a família Lecithodendriidae, estabelecendo quatro novas subfamílias, entre as quais Eumegacetinae Mehra, 1935 com o gênero *Eumegacetes*. Khotenovskii (1966 *apud* JAISWAL & HUMAYUN 1973) reorganizou a família Eumegacetidae aceitando o gênero *Eumegacetes*, criou o gênero *Posthovitellum* Khotenovskii, 1966, baseado na distribuição do vitelário, e alocou as espécies de *Eumegacetes* entre os dois gêneros (Lotz & FONT 2008a).

YAMAGUTI (1971) manteve a classificação, com o gênero *Eumegacetes* na família Eumegacetidae, juntamente com mais dois gêneros: *Posthovitellum* e *Papillatrema* Oshmarin, 1964. JAISWAL & HUMAYUN (1973) sugeriram que o gênero *Posthovitellum* fosse considerado subgênero de *Eumegacetes*. Assim, o gênero *Eumegacetes* foi dividido em três subgêneros, baseado na extensão do vitelário. No subgênero *Eumegacetes* (Oshmarin, 1963) Khotenovskii, 1966 o vitelário está restrito ao nível anterior dos testículos; no subgênero *Anterovitellum* Khotenovskii, 1966 o vitelário vai além do nível anterior dos testículos; e no subgênero *Posthovitellum* (Khotenovskii, 1966) o vitelário está restrito a região do meio do corpo, não se estendendo até o nível anterior do acetábulo (JAISWAL & HUMAYUN 1973).

Eumegacetes medioximus Braun, 1901 e *Eumegacetes perodiosus* Travassos, 1922 foram sinonimizadas por TRAVASSOS & FREITAS (1941). YAMAGUTI (1971) citou estas espécies como distintas e sendo as únicas registradas no Brasil, entre as 13 espécies listadas para o gênero *Eumegacetes*. Seguindo a classificação proposta por JAISWAL & HUMAYUN (1973), *E. medioximus* pertenceria ao subgênero *Eumegacetes*, e, *E. perodiosus* ao subgênero *Anterovitellum*. De acordo com TRAVASSOS *et al.* (1969), YAMAGUTI (1971) e RODRIGUES & RODRIGUES (1981), apenas *E. medioximus* está registrada no Brasil, como parasito do reto e/ou cloaca das aves *Piaya cayana*, *Crotophaga ani* e *Guira guira*.

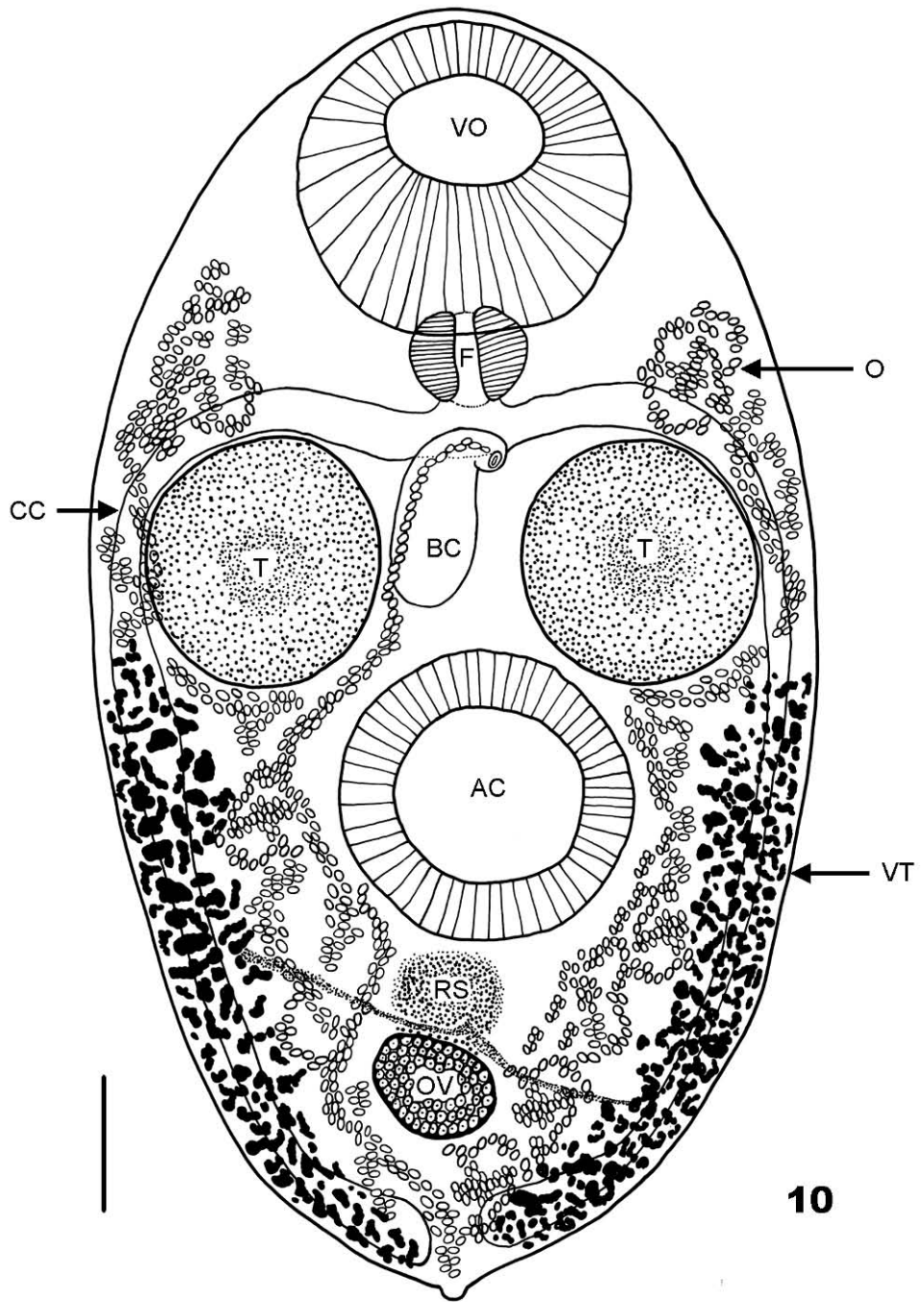
Eumegacetes macroorchis até o momento foi descrita parasitando a cloaca de outro cuculídeo, *Crotophaga sulcirostris*, na Costa Rica. Esta espécie diferencia-se de *E. medioximus* pela extensão do vitelário, localização do ovário e o tamanho das gônadas (BRENES & ARROYO 1962). Embora, os espécimes coletados da cloaca do anu-preto e do anu-branco, apresentem maior variabilidade no tamanho, morfológicamente assemelham-se a *E. macroorchis*. Sendo este o primeiro registro de *E. macroorchis* para os hospedeiros *C. ani* e *G. guira*, e para o Brasil.

A morfologia dos espécimes adultos e a escolha do habitat no hospedeiro pelos digenéticos da família Eumegacetidae assemelham-se aos da família Stomylotrematidae,

diferindo em relação à posição do ovário e do poro genital. Os helmintos da família Eumegacetidae têm distribuição mundial em espécies de aves Cuculiformes, Passeriformes, Piciformes, Caprimulgiformes (YAMAGUTI 1971; ASHOUR *et al.* 1994). Porém, espécies do gênero *Eumegacetes* raramente são encontradas parasitando aves de rapina na Espanha (FERRER *et al.* 2004).

O ciclo biológico do *E. macroorchis* ainda não foi estudado. *Eumegacetes medioximus* foi estudado experimentalmente em frangos, utilizando como hospedeiro intermediário moluscos *Gomphus externus* Hagen in Selys, 1858 e *Gomphus plagiatus* Selys, 1854 infectados com metacercárias (STAFFORD 1932). HALL (1960) encontrou metacercárias do gênero *Eumegacetes* em ninfas aquáticas coletadas em rios na Indiana e Michigan, EUA, mas fracassou na tentativa de obter, experimentalmente em frangos, espécimes adultos. RAO & MADHAVI (1961) encontraram uma espécie desconhecida do gênero *Eumegacetes* encistada na hemocele de ninfas de libélulas. As metacercárias mediam 1,55 mm de comprimento e 0,5 mm de largura, acetábulo menor que a ventosa oral, esôfago praticamente ausente, cecos intestinais atingindo a extremidade posterior do corpo, testículos simétricos e levemente anteriores ao acetábulo, ovário submediano e pós-acetabular (YAMAGUTI 1975).

Figura 10. *Eumegacetes macroorchis*, *in toto*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagrama completo, barra= 250µm. VO – ventosa oral; AC – acetábulo; F – faringe; CC – ceco; BC – bolsa do cirro; T – testículos; OV – ovário; RS – receptáculo seminal; VT – vitelário; O – ovos.



Família Prosthogonimidae Lühe, 1909

Subfamília Prosthogoniminae Lühe, 1909

Gênero *Prosthogonimus* Lühe, 1899

Prosthogonimus ovatus (Rudolphi, 1803) Lühe, 1899

(Figura 11)

Descrição: Prosthogonimidae, Prosthogoniminae. Baseada em dois espécimes montados *in toto*. Corpo piriforme, achatado, 5,04 – 5,25 mm ($5,14 \text{ mm} \pm 0,15 \text{ mm}$) de comprimento, 2,27 – 2,31 mm ($2,29 \text{ mm} \pm 0,03 \text{ mm}$) de largura. Ventosa oral 280 – 360 ($320 \pm 56,57$) de comprimento, 260 – 380 ($320 \pm 84,85$) de largura. Acetábulo próximo ao terço anterior do corpo, 550 – 570 ($560 \pm 14,14$) de comprimento, 560 – 600 ($580 \pm 28,28$) de largura. Pré-faringe curta, 120 de comprimento. Faringe pequena, 160 – 162,5 ($161,25 \pm 1,77$) de comprimento, 242,5 – 250 ($246,25 \pm 5,3$) de largura. Esôfago 470 de comprimento, 80 de largura. Cecos intestinais pouco sinuosos, terminando na região do “hindbody”, posterior aos testículos. Bolsa do cirro delgada, 900 – 1050 ($975 \pm 106,07$) de comprimento. Testículos pós-acetabular, um de cada lado, medianos aos cecos; testículo direito 510 – 670 ($590 \pm 113,14$) de comprimento, 410 – 420 ($415 \pm 7,07$) de largura; testículo esquerdo 470 – 640 ($555 \pm 120,21$) de comprimento, 400 – 450 ($425 \pm 35,35$) de largura. Ovário 400 – 620 ($510 \pm 155,56$) de comprimento, 660 – 760 ($710 \pm 70,71$) de largura. Vitelário lateral, disposto ao longo do comprimento do corpo, 1,68 – 1,75 mm ($1,71 \text{ mm} \pm 0,05 \text{ mm}$) de comprimento, estendendo-se do nível anterior do acetábulo até a extremidade posterior, distando 1,88 – 2,54 mm ($2,21 \text{ mm} \pm 0,47 \text{ mm}$) da extremidade posterior do corpo. Útero bem desenvolvido contendo ovos com 20 – 22,5 ($21,7 \pm 1,15; 5$) de comprimento, 12,5 – 15 ($13,8 \pm 1,25; 5$) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*.

Local de Infecção: bolsa de Fabricius.

Localidade: Cacequi, RS.

Prevalência: 0,83 %

Intensidade Média de Infecção: 2 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,017 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 2 helmintos/hospedeiro

Comentários:

A família Prosthogonimidae inclui digenéticos parasitos de diversas espécies de aves e mamíferos (JONES 2008). Oito gêneros estão incluídos nesta família: *Praeuterogonimus* Sudarikov & Nguyen Thi Le, 1968; *Coryphogonimus* Cribb & Spratt, 1990; *Tahratrema* Jones, 2008; *Mediogonimus* Woodhead & Malewitz, 1936; *Coelomotrema* Angel, 1970; *Prosthogonimus*; *Ophthalmogonimus* Oshmarin in Skrjabin, 1962; e *Cylindrotrema* Angel, 1973, sendo as três últimas com espécies parasitas de aves (JONES 2008).

YAMAGUTI (1971) considerou três gêneros parasitos de aves na família Prosthogonimidae: *Schistogonimus* Lühe, 1909, *Ophthalmogonimus* Oshmarin, 1962, e *Prosthogonimus*. O gênero *Prosthogonimus* estava dividido nos subgêneros *Prosthogonimus* Lühe, 1899 com 44 espécies, e *Prosthogonimoides* Oshmarin, 1946 com duas espécies, que foram classificados de acordo com a extensão do vitelário.

Prosthogonimus ovatus apresenta distribuição mundial, e é encontrada no oviduto, bolsa cloacal e cloaca em diversas aves domésticas e silvestres como Cuculiformes, Galliformes, Passeriformes, Anseriformes, Tinamiformes, Ciconiiformes, Piciformes, Falconiformes (TRAVASSOS *et al.* 1969; YAMAGUTI 1971; DIGIANI 2000; PINTO *et al.* 2006).

O primeiro registro da presença de *P. ovatus* no Brasil foi realizado por TRAVASSOS (1920a), em *Gallus domesticus* (Linnaeus, 1758). Posteriormente, TRAVASSOS (1928) publicou o resultado de uma excursão realizada em 1922 ao Mato Grosso, listando a presença de *P. ovatus* na cloaca e bolsa de Fabricius das aves *Piaya cayana*, *Harpiprion cayennensis* (Vieillot, 1818), *Xiphorhynchus triangularis* (Lafresnaye, 1842), *Monasa nigrifrons* (Spix, 1824) e *Cyanocorax cyanomelas* (Vieillot, 1818). Naquela ocasião observou uma grande variação morfológica nos espécimes encontrados, sugerindo que seria necessário fazer uma comparação de todos os espécimes de *P. ovatus* coletados.

MONTEIRO *et al.* (2007) realizaram o primeiro registro de *P. ovatus* para a região sul do Brasil e no Rio Grande do Sul, encontrado na bolsa de Fabricius e cloaca de *Dendrocygna bicolor* (Vieillot, 1816), *Netta peposaca* (Vieillot, 1816) e *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789), sendo também, o primeiro registro deste digenético como parasito nos dois últimos hospedeiros. Até o momento, não há nenhum registro de *P. ovatus* em *Guira guira* e *Crotophaga ani*, mas há para *Crotophaga major*, cuculídeo coletado no Pará (KOHN & FERNANDES 1972).

No Brasil, além de *P. ovatus*, há registro da presença de *Prosthogonimus cuneatus* (Rudolphi, 1809) Braun, 1901 encontrada em ovo de galinha e considerada uma infecção acidental (TRAVASSOS 1920a). *Prosthogonimus cuneatus* foi descrito em *G. domesticus* e *Capella paraguayae* (Vieillot, 1818) na Argentina e Europa (TRAVASSOS *et al.* 1969).

BODDEKE (1960a) realizou infecções experimentais com *P. ovatus* em diversas espécies de aves. O autor observou variações significativas com relação à morfologia dos espécimes, tais como, a proporção entre a ventosa oral e o acetábulo, a posição do ovário, a localização do útero, a posição das glândulas vitelogênicas, o comprimento da bolsa do cirro e o tamanho dos ovos. Estas diferenças foram atribuídas aos diferentes locais de infecção e ao fator hospedeiro, relacionados ao tempo de desenvolvimento do digenético. O mesmo autor

conclui afirmando que todas as espécies descritas na Europa e Ásia, eram variações da mesma espécie *P. ovatus* (BODDEKE 1960c).

KOHN & FERNANDES (1972) revisaram todos os espécimes pertencentes ao gênero *Prosthogonimus* depositados na Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro. Foram examinados 84 espécimes coletados em 22 hospedeiros diferentes, originados de excursões realizadas ao Mato Grosso, Espírito Santo, Rio de Janeiro e Pará. As autoras concluíram que os espécimes, quando analisados individualmente, apresentavam uma grande variação morfológica, porém, quando examinados em conjunto, tratava-se de variações da mesma espécie *P. ovatus*, conforme relatado por TRAVASSOS (1928), BODDEKE (1960a) e MONTEIRO *et al.* (2007).

Devido ao micro-habitat destes helmintos, a bolsa cloacal, as maiores prevalências foram encontradas em aves fêmeas e juvenis. Quando este órgão atrofia os helmintos migram para a cloaca, oviduto ou intestino, onde são encontrados nos hospedeiros adultos (BODDEKE 1960c). Na Indonésia, há relatos do potencial patogênico de *P. ovatus*, *Prosthogonimus macrorchis* Macy, 1934 e *Prosthogonimus pellucidus* (Linstow, 1873) Lühe, 1899 na bolsa de Fabricius e no oviduto de galinhas. Com o objetivo de verificar esta informação, LEOK *et al.* (2002) capturaram 130 galinhas em cinco áreas, das quais nove estavam parasitadas, com oito parasitos em média na bolsa cloacal e 2,6 no oviduto. Todos os helmintos encontrados na bolsa cloacal e oviduto das aves pertenciam à espécie *P. ovatus*. O exame histopatológico revelou os parasitos entre as dobras da mucosa da bolsa cloacal, presos ao epitélio através da ventosa ventral, resultando na formação de pólipos, esfoliação, degeneração do epitélio e reação inflamatória local. Não houve lesão no oviduto, que foi justificada pelos autores, devido ao pequeno número de parasitos infectando este órgão.

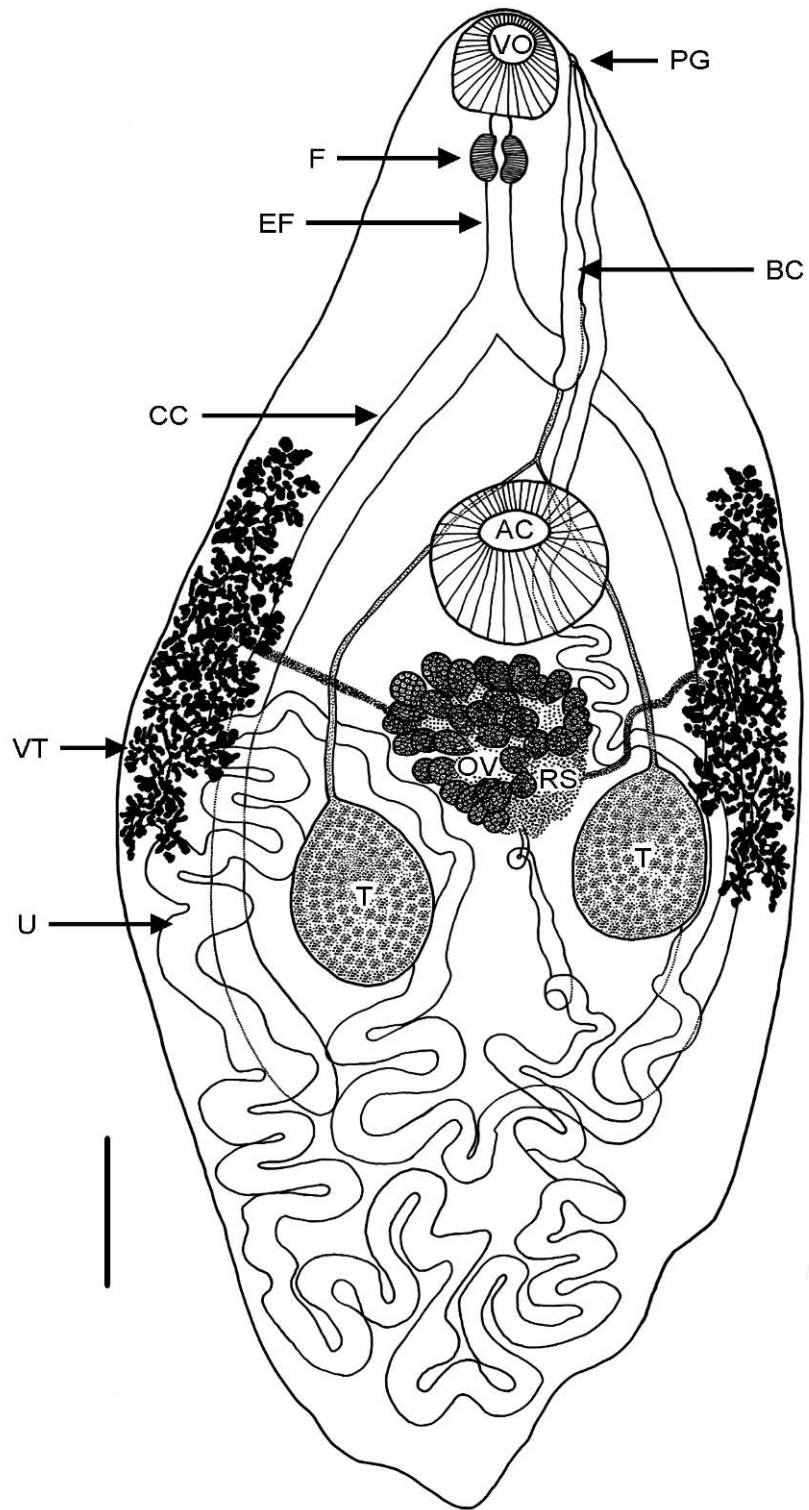
BODDEKE (1960a), KOHN & FERNANDES (1972), DIGIANI (2000) e LEOK *et al.* (2002) registraram a presença de espinhos tegumentares nos espécimes de *P. ovatus* que examinaram, entretanto, não foram observados espinhos nos espécimes descritos por

MONTEIRO *et al.* (2007) e nos que foram encontrados parasitando a bolsa cloacal do anupreto. Uma hipótese para a ausência dos espinhos tegumentares pode estar relacionada ao estado de conservação das aves, caso a autólise dos tecidos tenha iniciado antes do congelamento do hospedeiro, os espinhos podem ter sido perdidos (MONTEIRO *et al.* 2007).

Estudos do ciclo biológico de *P. ovatus* têm demonstrado que os esporocistos se desenvolvem no centro das glândulas intestinais de *Bithynia tentaculata* Linnaeus, 1758, apresentam forma arredondada, com coloração branca amarelado, e quando maduros são transparentes, contendo entre uma e três cercárias envolvidas por uma massa indiferenciada. As cercárias não têm atividade natatória, rastejam ou flutuam aderidas aos moluscos. As cercárias respondem ao mínimo movimento na água, são atraídas e penetram no segundo hospedeiro intermediário (YAMAGUTI 1975; ZAMPARO *et al.* 2003), que são larvas de insetos como as libélulas, ninfas e adultas, infectadas com metacercárias de *P. ovatus*, podendo ser ingeridas pelas aves (BODDEKE 1960b; MONTEIRO *et al.* 2007). KRASNOLOBOVA (1961) obteve espécimes de *P. cuneatus* adultos após 14 dias de desenvolvimento na bolsa de Fabricius e em sete dias no oviduto de galinhas infectadas experimentalmente.

Na Índia, a presença do *P. cuneatus*, entre outras espécies do gênero, é relatada como um sério problema nas produções de aves domésticas. E ainda, *Ardeola grayi* (Sykes, 1832) são consideradas hospedeiros reservatórios para estes digenéticos, transmitindo a infecção para as aves domésticas, fazendo com que o controle ou a erradicação destes digenéticos sejam uma operação constante (SHYAMASUNDARI & RAO 1998).

Figura 11. *Prosthogonimus ovatus*, *in toto*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, diagrama completo, barra= 500 μ m. VO – ventosa oral; AC – acetábulo; F – faringe; EF – esôfago; CC – ceco; PG – poro genital; BC – bolsa do cirro; T – testículos; OV – ovário; RS – receptáculo seminal; VT – vitelário; U – útero.



Família Stomylotrematidae Poche, 1926

Subfamília Stomylotrematinae (Travassos, 1922) Yamaguti, 1958

Gênero *Stomylotrema* Looss, 1900

Stomylotrema vicarium Braun, 1901

(Figura 12)

Descrição: Stomylotrematidae, Stomylotrematinae. Baseada em 11 espécimes montados *in toto*. Corpo oval, extremidades arredondadas, 1,39 – 2,62 mm ($2,03 \text{ mm} \pm 0,38 \text{ mm}$) de comprimento, 0,64 – 1,28 mm ($0,98 \text{ mm} \pm 0,2 \text{ mm}$) de largura. Ventosa oral subterminal, 420 – 620 ($502,73 \pm 63,57$) de comprimento, 430 – 650 ($526,36 \pm 75,4$) de largura. Acetábulo desenvolvido, pós-equatorial, 390 – 660 ($494,54 \pm 74,34$) de comprimento, 420 – 670 ($510,91 \pm 70,92$) de largura. Faringe, 142,5 – 215 ($172,04 \pm 21,59$) de comprimento, 162,5 – 255 ($194,77 \pm 26,09$) de largura. Esôfago curto, praticamente ausente. Cecos terminando na extremidade posterior. Poro genital marginal, ao nível da faringe, oposto ao ovário. Bolsa do cirro, 550 – 692,5 ($607,95 \pm 42,94$) de comprimento. Cirro, 317,5 – 425 ($358,18 \pm 38,24$) de comprimento. Testículos simétricos, anterolateral ao acetábulo; testículo esquerdo 157,5 – 290 ($222,75 \pm 45,67$; 10) de comprimento, 172,5 – 310 ($223 \pm 49,84$; 10) de largura; testículo direito 150 – 295 ($233,75 \pm 40,51$; 10) de comprimento, 132,5 – 317,5 ($210 \pm 53,23$; 10) de largura. Ovário mediano ao ceco esquerdo, oposto à bolsa do cirro, pré-testicular, 147,5 – 227,5 ($178,41 \pm 30,17$) de comprimento, 100 – 235 ($174,77 \pm 44$) de largura. Vitelário com folículos compactos, de forma variada, alguns riniformes; estendendo-se lateralmente ao corpo, extra cecal, iniciando ao nível da bifurcação cecal e terminando próxima a extremidade posterior do acetábulo, com nove folículos no lado esquerdo e sete no direito. Útero em forma de espiral circulando o acetábulo. Ovos operculados, pequenos e numerosos, medindo 27,5 – 30 ($28,17 \pm 1,14$; 16) de comprimento, 15 – 20 ($16 \pm 1,58$; 16) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*, anu-branco, *Guira guira*.

Local de Infecção: cloaca.

Localidade: Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, RS.

Prevalência: 6,67 %

Intensidade Média de Infecção: 2,625 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,175 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 12 helmintos/hospedeiro

Comentários:

Os digenéticos da família Stomylotrematidae parasitam o sistema digestório, principalmente cecos, bolsa de Fabricius e cloaca das aves. Caracterizam-se por apresentar ventosa oral grande, subterminal, faringe bem desenvolvida, esôfago muito curto, praticamente ausente, cecos intestinais terminando na extremidade posterior do corpo, acetábulo pós-equatorial, poro genital marginal, testículos simétricos e localizados anterolateral ao acetábulo, ovário localizado à esquerda do ceco intestinal e oposto ao poro genital, pré-testicular, vitelário em forma de folículos, estendendo-se no campo lateral do corpo, útero com alças em torno do acetábulo, ovos pequenos e numerosos (YAMAGUTI 1971; LOTZ & FONT 2008b).

Apenas uma subfamília Stomylotrematinae, e um gênero *Stomylotrema* sustentam a família Stomylotrematidae (TRAVASSOS *et al.* 1969; YAMAGUTI 1971). Quinze espécies foram incluídas no gênero *Stomylotrema*, das quais seis foram descritas para o Brasil: *Stomylotrema perpastum* Braun, 1902 como espécie tipo, *Stomylotrema bijugum* Braun, 1901, *Stomylotrema fastosum* Braun, 1901, *Stomylotrema gratiosum* Travassos, 1922, *Stomylotrema tagax* Braun, 1901, e *Stomylotrema vicarium* coletado em *Ibis coerulescens* (Linnaeus, 1758), *Jabiru*

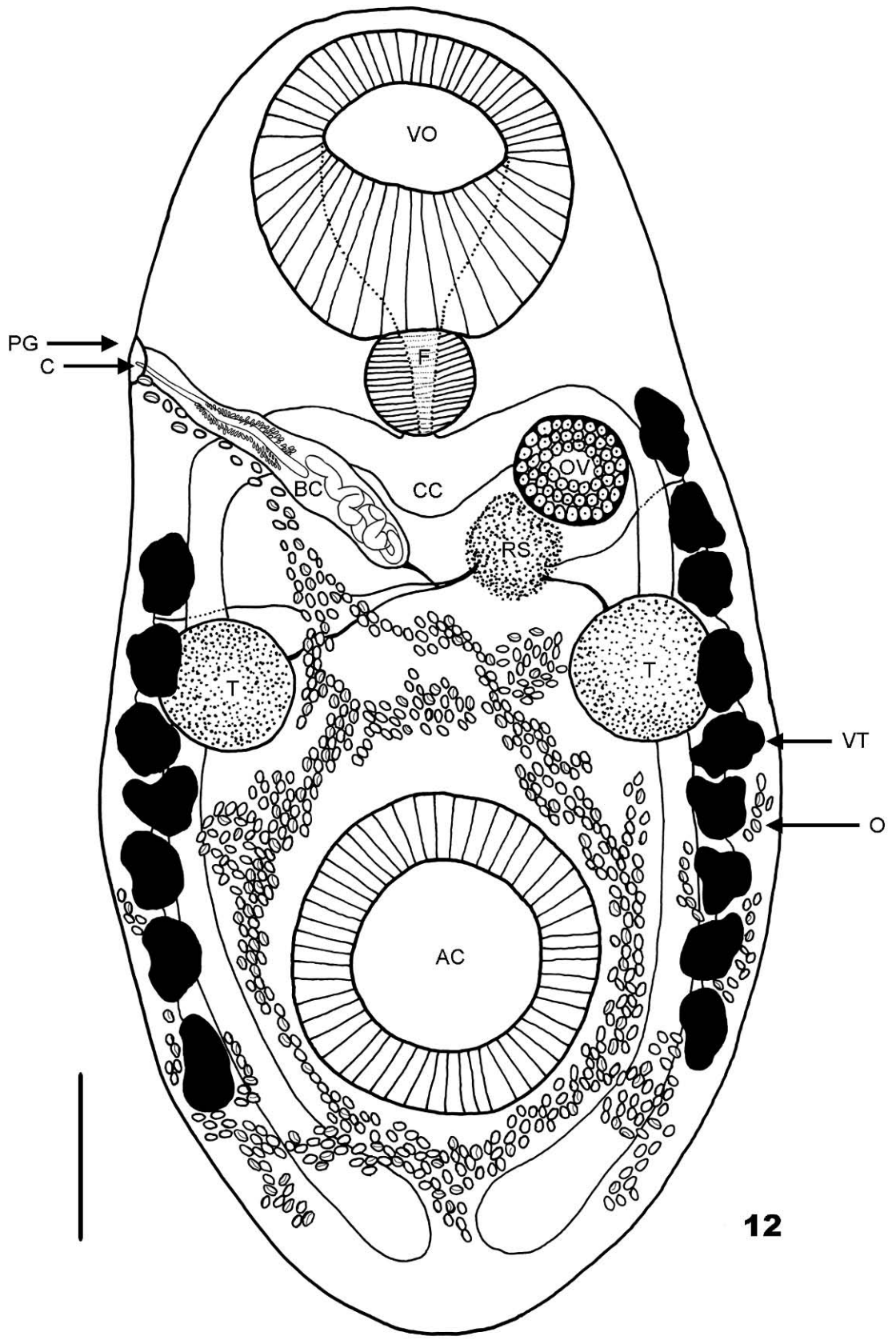
americanus (Linnaeus, 1758) e *Euxenura maguari* (Gmelin, 1789) no Mato Grosso (TRAVASSOS 1922; TRAVASSOS *et al.* 1969; YAMAGUTI 1971).

BRENES *et al.* (1966) organizaram os caracteres taxonômicos para a determinação das espécies do gênero *Stomylotrema* conhecidas até aquele momento. *Stomylotrema vicarium* distingue-se pela extensão do vitelário, que não deve ultrapassar a borda posterior do acetábulo, a ventosa oral que deve ter um crescimento cilíndrico proeminente na abertura oral, tamanho dos ovos, e a identificação do hospedeiro, aves da família Threskiornithidae (Ciconiiformes). Com exceção do hospedeiro, todos os demais caracteres são compatíveis com os espécimes encontrados em anu-preto e anu-branco.

Os digenéticos do gênero *Stomylotrema* apresentam distribuição mundial, incluindo aves Podicipediformes, Ciconiiformes, Gruiformes, Charadriiformes, Cuculiformes, Strigiformes, Caprimulgiformes e Passeriformes (SZIDAT 1964; YAMAGUTI 1971; BUSH & FORRESTER 1976; MACKO 1993; MACKO *et al.* 1999; DIGIANI 2002; LOTZ & FONT 2008b). Na Índia, a espécie *S. vicarium* foi encontrada parasitando a bolsa cloacal da garça-vaqueira, *Bubulcus ibis* Linnaeus, 1758 (SHYAMASUNDARI & RAO 1998).

O ciclo biológico de *S. vicarium* ainda não é conhecido (YAMAGUTI 1971). OSTROWSKI DE NÚÑEZ (1978) e DIGIANI (2002) encontraram metacercárias de espécies não determinadas do gênero *Stomylotrema* em hemípteros belostomatídeos. AMATO & AMATO (2006) registraram *Belostoma dilatatum* Dufour, 1863 como hospedeiro de metacercárias de *S. vicarium* no Rio Grande do Sul. BELTZER (1995) indicou que belostomatídeos fazem parte da dieta de *G. guira*.

Figura 12. *Stomylotrema vicarium*, *in toto*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagrama completo, barra= 250µm. VO – ventosa oral; AC – acetábulo; F – faringe; CC – ceco; PG – poro genital; BC – bolsa do cirro; C – cirro; T – testículos; OV – ovário; RS – receptáculo seminal; VT – vitelário; O – ovos.



4.1.2 Cestóides

Superclasse Neodermata Ehlers, 1985

Classe Cercomeromorphae Bychowsky, 1937

Subclasse Cestodaria Monticelli, 1891

Superordem Eucestoda Southwell, 1930

Ordem Cyclophyllidea van Beneden *in* Braun, 1900

Família Dilepididae Railliet & Henry, 1909

Gênero *Cuculincola* Bona, 1994

Cuculincola mutabilis (Rudolphi, 1819) Bona, 1994

(Figuras 13 – 19)

Descrição: Dilepididae. Baseada em 10 espécimes montados *in toto*. Espécimes pequenos, segmentação nítida a partir do pescoço (Fig. 13), estróbilo craspédoto com 31,5 mm de comprimento, 870 – 960 ($909,4 \pm 40,79$) de largura máxima. Escólece, 192,5 – 217,5 ($203,3 \pm 11,18$; 5) de comprimento, 182,5 – 290 ($237 \pm 53,78$; 5) de largura, provido com quatro ventosas arredondadas, proeminentes, desarmadas, com diâmetro de 127,5 – 162,5 ($141,4 \pm 11,36$) (Fig. 13). Rostelo (Fig. 14), 65 – 82,5 ($73,75 \pm 12,37$; 2) de comprimento, 95 – 115 ($105 \pm 14,14$; 2) de largura, armado com uma dupla fileira de ganchos; fileira mais externa com >25 ganchos. Ganchos (Fig. 18), 52,5 – 57,5 ($53,75 \pm 1,65$) de comprimento. Bolsa do rostelo, 112,5 – 137,5 ($125 \pm 17,68$; 2) de comprimento, 47,5 – 57,5 ($52,5 \pm 7,07$; 2) de largura. Colo (Fig. 13), 162,5 – 250 ($212,5 \pm 37,5$; 5) de comprimento, 237,5 – 300 ($262 \pm 26,9$; 5) de largura. Proglótides mais compridas que largas; imaturas com 100 – 102,5 ($101,67 \pm 1,44$; 3) de comprimento, 136 – 137,5 ($137 \pm 0,87$; 3) de largura; maduras (Fig. 17) com 1,46 – 1,95 mm ($1,74 \text{ mm} \pm 0,2 \text{ mm}$; 4) de comprimento, 710 – 740 ($727,5 \pm 12,58$; 4) de

largura; e grávidas com 2,08 – 2,2 mm ($2,13 \text{ mm} \pm 0,05 \text{ mm}$; 4) de comprimento, 870 – 960 ($892,5 \pm 45$; 4) de largura. Poro genital alternando lado direito e lado esquerdo, situado no terço anterior de cada proglótide (Fig. 17). Bolsa do cirro, 117,5 – 140 ($130 \pm 9,13$; 7) de comprimento, 32,5 – 37,5 ($36,26 \pm 1,91$; 7) de largura. Cirro (Fig. 16), 132,5 – 150 ($140,62 \pm 8,26$; 4) de comprimento, 7,5 de largura, armado com pequenos espinhos (Fig. 15). Testículos posteriores, pós-ovarianos, em número de 35 a 39 (Fig. 17), com 55 – 75 ($65,25 \pm 7,21$) de comprimento, 42,5 – 57,5 ($49,75 \pm 5,45$) de largura. Ovário lobado (Fig. 17), 107,5 – 132,5 ($115,05 \pm 9,7$) de comprimento, 72,5 – 87,5 ($81 \pm 7,5$) de largura. Útero em forma de saco, ocupando quase completamente as proglótides grávidas. Vagina posterior à bolsa do cirro (Fig. 17), com um esfíncter próximo ao poro. Receptáculo seminal presente. Glândula de Mehlis's presente. Vitelário (Fig. 17), 420 – 450 ($438,5 \pm 11,74$) de comprimento, 270 – 330 ($306,75 \pm 21,25$) de largura máxima. Ovos (Fig. 19) apresentando o embrião hexacanto, envolvidos individualmente por uma cápsula uterina, com diâmetro 65 – 72,5 ($68,84 \pm 2,96$). Ovos dentro das cápsulas uterinas com diâmetro de 48,3 – 51,3 ($49,91 \pm 0,8$).

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*.

Local de Infecção: intestino delgado, jejuno e íleo.

Localidade: Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, RS.

Prevalência: 50,83 %

Intensidade Média de Infecção: 41,08 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 20,88 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 369 helmintos/hospedeiro

Comentários:

A classificação da família Dilepididae encontra-se em constante mudança, sendo considerada algumas vezes confusa (SCHMIDT 1986). Esta família foi dividida em três subfamílias, Dilepidinae Fuhrmann, 1907, Paruterininae Fuhrmann, 1907 e Dipylidiinae Stiles, 1896, baseada na forma do útero, o que não é mais válido. Paruterininae e Dipylidiinae foram elevadas à família, e uma nova família Metadilepididae Spasskii, 1959 foi criada. Mais de 100 gêneros compõem a família Dilepididae, e novas divisões são consideradas (BONA 1994).

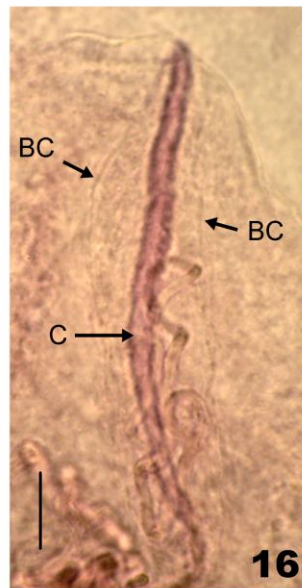
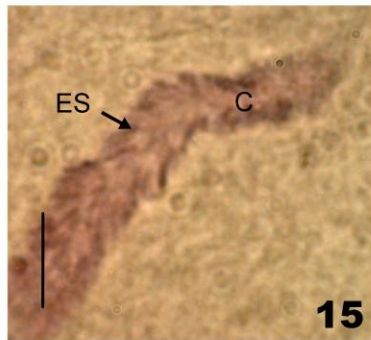
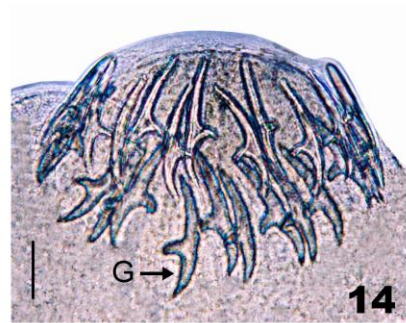
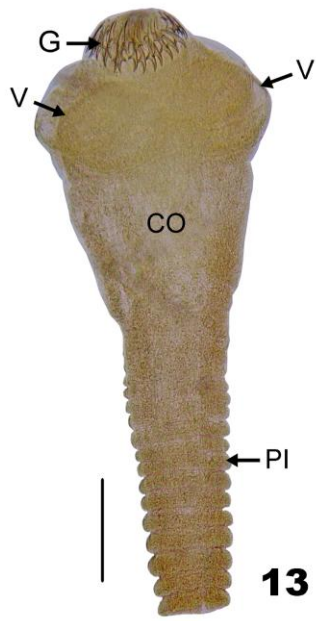
Após a revisão das espécies da família Dilepididae, BONA (1994) considerou que as categorias “gênero” desta família apresentam alta especificidade entre os hospedeiros da mesma ordem, sendo um importante caráter para a identificação genérica. Assim, para as espécies parasitas de Cuculiformes neotropicais que apresentam dupla fileira de ganchos, irregulares no rostelo, foi criado o gênero *Cuculincola* Bona, 1994 com a espécie tipo *Cuculincola mutabilis*, anteriormente atribuída ao gênero *Anomotaenia* Cohn, 1900, como *Anomotaenia mutabilis* (Rudolphi, 1819) Fuhrmann, 1907; e *Cuculincola acollum* (Fuhrmann, 1907) Bona, 1994, conhecida como *Anomotaenia acollum* Fuhrmann, 1907 (BONA 1994). A partir de BONA (1994) não há novas publicações com esta classificação.

Setenta e quatro espécies do gênero *Anomotaenia* foram registradas em diversas aves das ordens Charadriiformes, Falconiiformes, Passeriformes, Ciconiformes, Trogoniformes, Piciformes, Anseriformes, Galliformes, Gruiformes, Strigiformes e Cuculiformes (YAMAGUTI 1959; SCHMIDT 1986). *Anomotaenia mutabilis* encontra-se distribuída na América Central e do Sul, e apresenta como sinônimo *Taenia mutabilis* Rudolphi, 1819 (SCHMIDT 1986). No Texas, EUA, GEORGE & BOLEN (1975) examinaram 90 espécimes de *Dendrocygna autumnalis* (Linnaeus, 1758) onde apenas uma ave apresentava quatro espécimes de *Anomotaenia* sp. No Canadá, *Anomotaenia hypoleuci* foi o cestóide mais prevalente nas aves *Actitis macularius* (Linnaeus, 1766) (DIDYK *et al.* 2007).

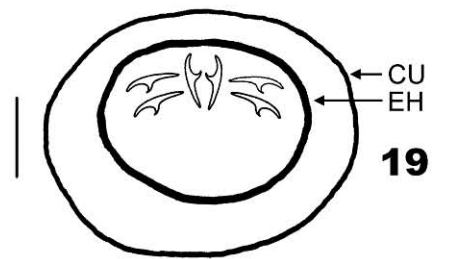
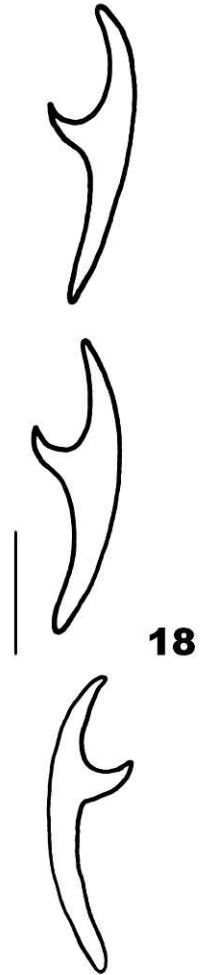
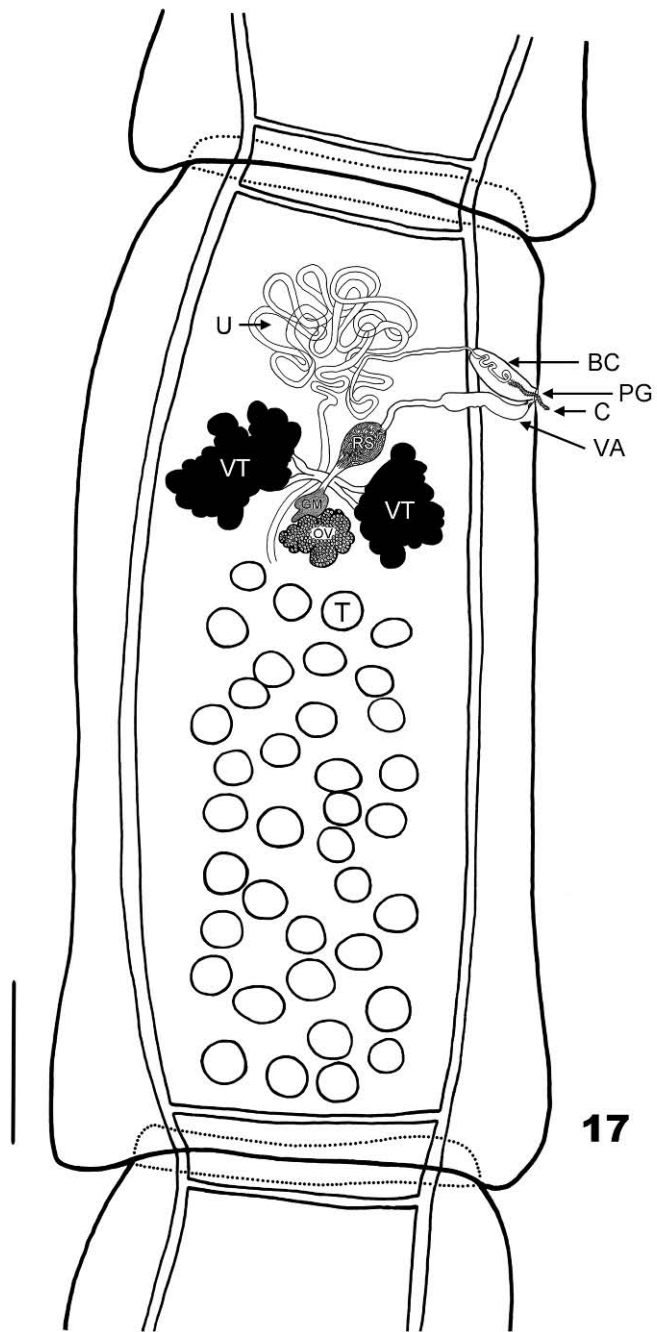
No Brasil, 11 espécies foram registradas para o gênero *Anomotaenia*, entre as quais *A. acollum* e *A. mutabilis* parasitando *Crotophaga ani*, *C. major* e *Guira guira* (YAMAGUTI 1959). PINTO & NORONHA (1972) identificaram a presença de *A. mutabilis* no intestino delgado de *G. guira* após expedição helmintológica ao município de Alfenas, MG. Posteriormente, os mesmos espécimes foram redescritos por RODRIGUES & RODRIGUES (1981).

PINTO & GOMES (1976) examinaram os helmintos provenientes da região Amazônica depositados na Coleção Helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz (CHIOC), e redescreveram o cestóide *Anomotaenia brasiliensis* (Fuhrmann, 1908) coletado do intestino delgado da ave *Trogon melanurus melanurus* Swainson, 1838. ARRUDA *et al.* (2001) examinaram os helmintos depositados na CHIOC e encontraram uma espécie indeterminada de *Anomotaenia* sp. coletada do intestino da garça *Ardea cocoi* (Linnaeus, 1766) na Ilha de Marajó, PA.

Figuras 13 – 16. *Cuculincola mutabilis*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, fotomicrografias: (13) região anterior, detalhe das ventosas, colo e primeiras proglótides do estróbilo, barra= 150 μ m; (14) detalhe dos ganchos, barra= 25 μ m; (15) detalhe dos espinhos do cirro, barra= 10 μ m; (16) detalhe do cirro, barra= 25 μ m. V – ventosas; CO – colo; PI – proglótides imaturas; G – ganchos; C – cirro; BC – bolsa do cirro; ES – pequenos espinhos do cirro.



Figuras 17 – 19. *Cuculicola mutabilis*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagramas incompletos: (17) detalhe da proglótide madura, barra= 250µm; (18) detalhe da morfologia dos ganchos, barra= 20µm; (19) detalhe do ovo, barra= 25µm. V – ventosas; CO – colo; PI – proglótides imaturas; G – ganchos; C – cirro; BC – bolsa do cirro; ES – pequenos espinhos do cirro; EH – ovo com o embrião hexacanto; CU – cápsula uterina.



4.1.3 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 tumidulus (Rudolphi, 1819) Travassos, 1923

(Figuras 20 – 28)

Descrição: Centrorhynchidae, Centrorhynchinae. Baseada em 18 espécimes, seis machos e 12 fêmeas montados *in toto*. Corpo cilíndrico, com coloração branco-leitosa. Tronco sem espinhos. Probóscide arredondada, levemente dilatada no terço médio, onde estão os maiores ganchos. Probóscide (Figs 21 e 28), 852,5 – 920 ($886,25 \pm 31,8$) de comprimento, 300 – 370 ($330 \pm 32,25$) nos machos e 0,83 – 1,16 mm ($1,03 \text{ mm} \pm 0,12 \text{ mm}$) de comprimento, 220 – 400 ($328,3 \pm 49,51$) de largura nas fêmeas, e com 27 a 29 fileiras longitudinais com 20 a 22 ganchos, 8 a 11 ganchos com raízes e 11 a 13 ganchos sem raízes, os espinhos. Ganchos fortes, aumentando de tamanho das extremidades para o centro (Fig. 28). Ganchos superiores com 42,5 – 45 ($43,26 \pm 1,09$) de comprimento, ganchos medianos com 30 – 32,5 ($32,09 \pm 0,8$) e os espinhos 23,3 – 26,3 ($24,97 \pm 0,64$). Receptáculo da probóscide (Fig. 20) com parede dupla, 0,9 – 1,1 mm ($1,0 \text{ mm} \pm 0,07 \text{ mm}$) de comprimento, 270 – 370 ($321,67 \pm 35,89$) de largura. Gânglio cerebral, 162,5 – 187,5 ($175 \pm 14,43$; 4) de comprimento, 62,5 – 67,5 ($65 \pm 2,89$; 4) de largura, e localizado a 165 – 180 ($171,67 \pm 7,64$; 3) da extremidade anterior do

tronco. Lemniscos (Fig. 26), 1,89 – 2,67 mm ($2,28 \text{ mm} \pm 0,31 \text{ mm}$; 5) de comprimento, 230 – 300 ($282,5 \pm 29,79$; 5) de largura nos machos.

Machos: Tronco, 21,85 – 32,79 mm ($27,68 \text{ mm} \pm 4,51 \text{ mm}$) de comprimento, 0,93 – 1,25 mm ($1,12 \text{ mm} \pm 0,14 \text{ mm}$) de largura. Colo, 50 – 55 ($53,12 \pm 2,39$; 4) de comprimento, 440 – 470 ($452,5 \pm 13,99$; 4) de largura na base. Testículos (Figs 22 e 26) elipsóides, *in tandem*, o anterior, 1,02 – 1,32 mm ($1,17 \text{ mm} \pm 0,13 \text{ mm}$; 4) de comprimento, 480 – 620 ($545 \pm 66,08$; 4) de largura; o posterior, 1,03 – 1,2 mm ($1,11 \text{ mm} \pm 0,09 \text{ mm}$; 4) de comprimento, 470 – 640 ($542,5 \pm 72,74$; 4) de largura. Bolsa copuladora (Figs 23 e 27), 1,82 – 2,19 mm ($2,0 \text{ mm} \pm 0,26 \text{ mm}$; 2) de comprimento, 1,18 – 1,58 mm ($1,38 \text{ mm} \pm 0,28 \text{ mm}$; 2) de largura.

Fêmeas: Tronco, 11,5 – 52,43 mm ($36,56 \text{ mm} \pm 14,44 \text{ mm}$) de comprimento, 0,41 – 1,3 mm ($0,98 \text{ mm} \pm 0,27 \text{ mm}$) de largura. Colo, 65 – 115 ($91,56 \pm 17,87$; 8) de comprimento, 410 – 500 ($457,5 \pm 38,45$; 8) de largura na base. Bolas ovarianas (Fig. 25), 90 – 160 ($122,5 \pm 24,85$; 6) de comprimento, 80 – 110 ($101,7 \pm 11,7$; 6) de largura. Sino uterino (Fig. 24), 267,5 de comprimento. Vagina (Fig. 24), 200 – 212,5 ($206,25 \pm 8,84$; 2) de comprimento, com quatro esfíncteres. Distância da vulva e extremidade posterior, 400 – 520 ($476 \pm 48,27$; 5). Ovos, 52,5 – 55 ($54,35 \pm 1,01$) de comprimento, 25 – 27,5 ($26,78 \pm 0,98$) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*.

Local de Infecção: intestino.

Localidade: Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, RS.

Prevalência: 84,17 %

Intensidade Média de Infecção: 16,77 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 14,12 helmintos/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 142 helmintos/hospedeiro

Comentários:

A família Centrorhynchidae inclui dois gêneros *Sphaerirostris* Golvan, 1956 e *Centrorhynchus* que têm como sinônimos *Echinorhynchus* Zoega in Müller, 1780; *Paradoxites* Lindemann, 1865; *Chentrosoma* Porta, 1906 (in part.); *Gordiorhynchus* Meyer, 1931; e *Travassosina* Witenberg, 1932. Setenta e cinco espécies estão descritas no gênero *Centrorhynchus* (AMIN 1985). Estas espécies são parasitas principalmente das aves Falconiformes e Strigiformes, raramente de mamíferos e répteis, e apresentam ampla distribuição geográfica (DIMITROVA & GIBSON 2005).

VAN CLEAVE (1916) elaborou uma chave para identificação das espécies da família Centrorhynchidae parasitas apenas das aves da América do Norte, onde a principal característica do gênero *Centrorhynchus* seria a inserção do receptáculo da probóscide até a metade probóscide, e neste gênero apenas uma espécie foi incluída *Centrorhynchus spinosus* Van Cleave, 1916. Seis espécies estão descritas como parasitas de aves na América do Norte, mas ainda pouco se conhece sobre o ciclo biológico, distribuição geográfica ou prevalência destas espécies (YABSLEY & NOBLET 1999).

No Brasil, TRAVASSOS (1926) revisou a subfamília Centrorhynchinae e listou as seguintes espécies: *C. tumidulus*; *Centrorhynchus giganteus* Travassos, 1921; *Centrorhynchus opimus* Travassos, 1925, que posteriormente foi transferido para o gênero *Sphaerirostris*; *Centrorhynchus polymorphus* Travassos, 1925 e *Centrorhynchus* sp. YAMAGUTI (1963) registrou as mesmas espécies de *Centrorhynchus* no Brasil.

Entre os cuculídeos, *C. tumidulus* foi encontrada no intestino de *Crotophaga major*, *C. ani* e *Guira guira* (TRAVASSOS 1926; MACHADO 1940; 1941). *Centrorhynchus tumidulus* apresenta como sinônimos *Echinorhynchus tumidulus* Rudolphi, 1818; *Echinorhynchus caudatus* Rudolphi, 1819; *Echinorhynchus megacephalus* Westrumb, 1821; *Centrorhynchus tumidulus* Neiva, Cuhna & Travassos, 1914 (AMIN 1985).

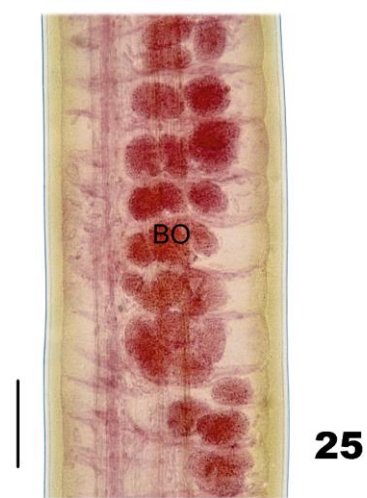
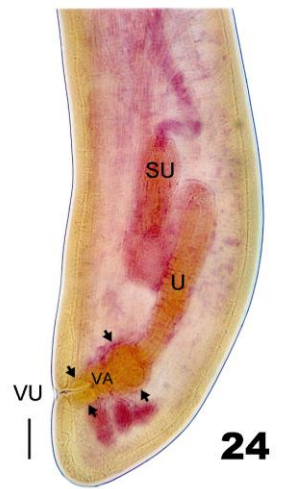
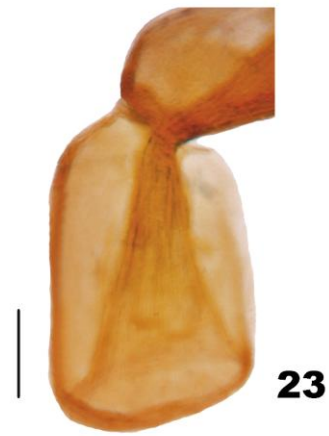
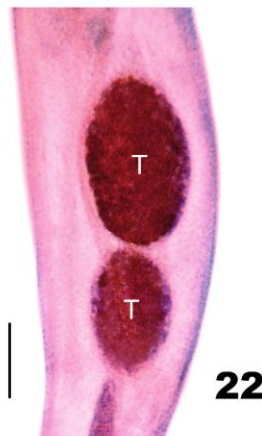
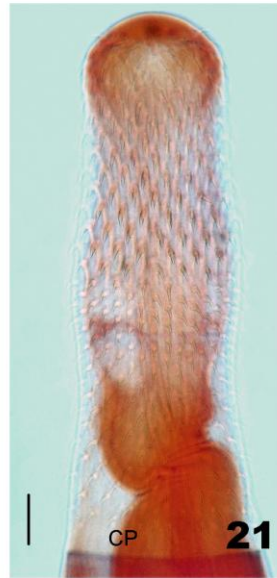
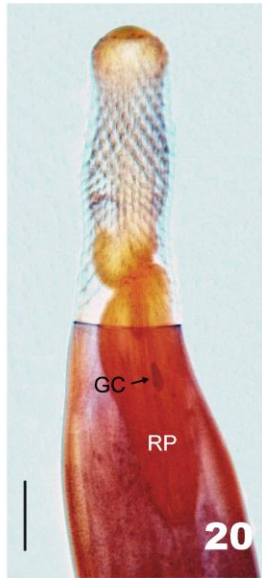
Os acantocéfalos são parasitos com ciclos biológicos complexos, envolvendo um hospedeiro intermediário (artrópode) e um hospedeiro definitivo (vertebrado) (BAUER *et al.* 2005). Sobre os hospedeiros intermediários destes helmintos, pouco se conhece. Mas, diversos autores registraram a presença de hospedeiros paratênicos no ciclo biológico das espécies de *Centrorhynchus*. Algumas destas espécies utilizam anfíbios e cobras aquáticas como hospedeiros paratênicos para transitar pelos diferentes habitats, ou como uma ponte entre os invertebrados aquáticos e as aves (KENNEDY 2006). TRAVASSOS (1926) e SCHMIDT (1985) listam diversas espécies de anfíbios e répteis como hospedeiros paratênicos das espécies do *Centrorhynchus*. Porém, SCHMIDT (1985) cita apenas uma espécie de ortóptero da família Acrididae MacLeay, 1821 como hospedeiro intermediário do *Centrorhynchus* sp.

Acantocéfalos encistados identificados como sendo do gênero *Centrorhynchus* foram encontrados na parede intestinal da cobra *Natrix sipedon* Linnaeus, 1758 (WARD 1940). Larvas da família Centrorhynchidae foram encontradas no intestino delgado da lagartixa *Hemidactylus mabouia* (Moreau de Jonnès, 1818) (RODRIGUES 1970). TORRES & PUGA (1996) e PUGA & TORRES (1999), registraram como hospedeiros paratênicos sapos *Eupsophus roseus* Dumeril & Bibrón, 1841 parasitados com cistacantos.

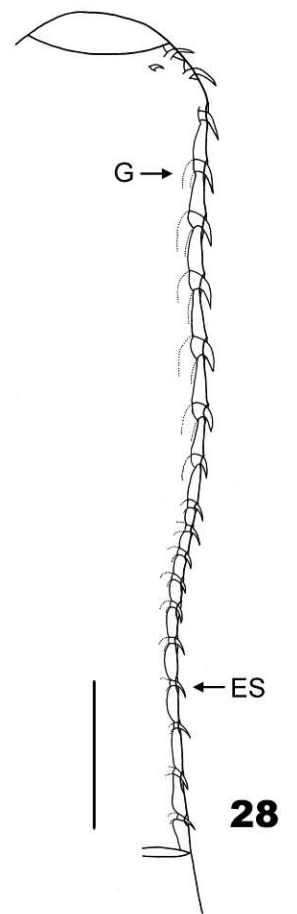
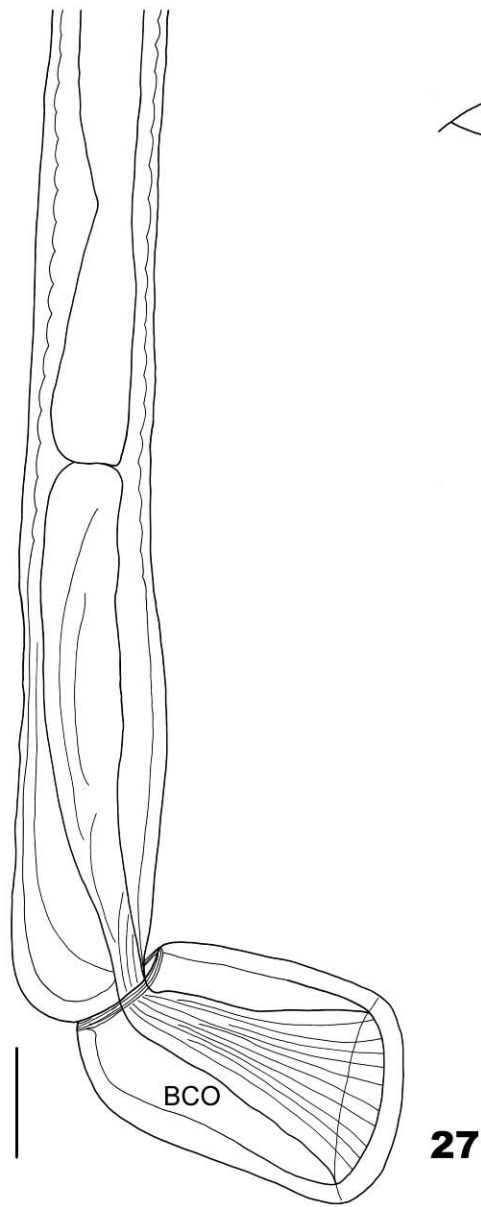
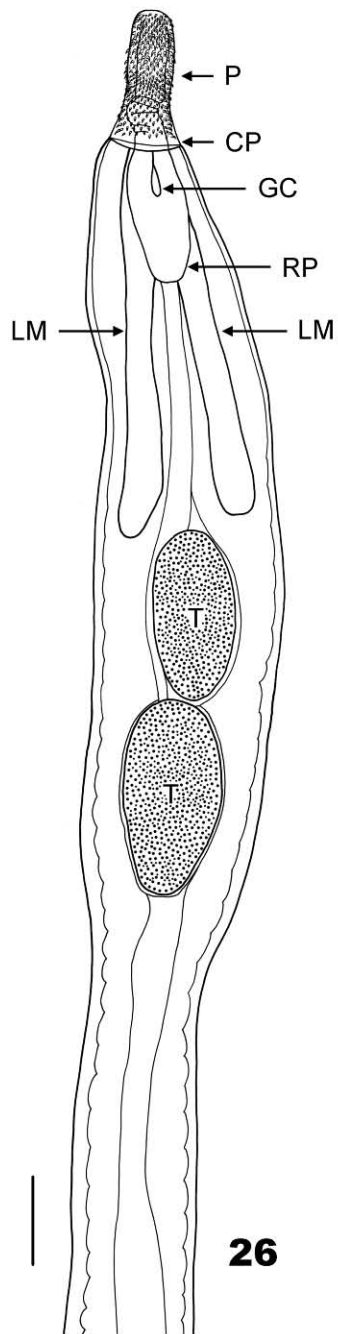
Os hospedeiros intermediários infectados com cistacantos podem apresentar alterações no comportamento, tornando-se vulneráveis a predação pelo hospedeiro vertebrado apropriado (KENNEDY 2006).

AMATO *et al.* (2003) realizaram o primeiro registro de distrofia pigmentar em isópodos terrestres, *Atlantoscia floridana* (van Name, 1940) induzido pela presença de cistacantos, e o primeiro registro de uma espécie de *Centrorhynchus* em um isópodo terrestre, *A. floridana*. Estes crustáceos terrestres são possíveis hospedeiros intermediários para acantocéfalos do gênero *Centrorhynchus*.

Figuras 20 – 25. *Centrorhynchus tumidulus*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, fotomicrografias: (20) detalhe da região anterior, barra= 250µm; (21) detalhe da probóscide, barra= 100µm; (22) testículos, barra= 250µm; (23) bolsa copuladora, barra= 500µm; (24) detalhe da extremidade posterior da fêmea, barra= 250µm; (25) bolas ovarianas, barra= 200µm. P – probóscide; RP – receptáculo da probóscide; GC – gânglio cerebral; CP – colo; T – testículos; BO – bolas ovarianas; VU – vulva; VA – vagina; U – útero; SU – sino uterino; setas – esfíncter da vagina.



Figuras 26 – 28. *Centrorhynchus tumidulus*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagramas incompletos: (26) região anterior do macho, barra= 500µm; (27) região posterior do macho, barra= 500µm; (28) detalhe dos ganchos e espinhos da probóscide, barra= 250µm. P – probóscide; G – ganchos; ES – espinhos; CP – colo; RP – receptáculo da probóscide; GC – gânglio cerebral; T – testículos; LM – lemniscos; BCO – bolsa copuladora.



4.1.4 Nematóides

Filo Nematoda Rudolphi, 1808

Classe Enoplea Inglis, 1983

Subclasse Dorylaimia Inglis, 1983

Ordem Trichinellida Hall, 1916

Superfamília Trichinelloidea Ward, 1907

Família Capillariidae Railliet, 1915

Subfamília Capillariinae Railliet, 1915

Gênero *Capillaria* Zeder, 1800

Capillaria sp.

(Figuras 29 – 31)

Descrição: Capillariidae, Capillariinae. Baseado em seis espécimes, dois machos e quatro fêmeas montados *in toto*. Cutícula delicadamente estriada transversalmente. Extremidade anterior (Fig. 29) arredondada, com boca pouco desenvolvida. Esôfago constituído por porções musculares e glandulares (Fig. 29), composta por fileira de 42 – 49 esticócitos com núcleos de formas variadas.

Machos: Nematóides longos e muito finos, 12,8 – 14,3 mm (13,55 mm \pm 1,06 mm) de comprimento, 55 – 75 (65 \pm 14,14) de largura. Esôfago, comprimento total 5,65 – 5,62 mm (5,64 mm \pm 0,02 mm); esôfago muscular 505 – 540 (522,5 \pm 24,75) de comprimento. Anel nervoso (Fig. 29) na porção inicial do esôfago muscular distando 143 – 152 (147,5 \pm 6,36) da extremidade anterior. Presença de espículo (Fig. 30) único, longo, fino, 1,27 – 1,37 mm (1,32 mm \pm 0,07 mm) de comprimento e 22,5 – 25 de largura na base. Bainha espicular recoberta com pequenos espinhos (Fig. 30). Extremidade caudal provida de uma bolsa copuladora

sustentada por prolongamentos laterais ao corpo, presença de um par de papilas pré-cloacais, orifício cloacal grande e subterminal.

Fêmeas: Corpo com 25,5 – 27,5 mm ($26,41 \text{ mm} \pm 0,83 \text{ mm}$) de comprimento, 62,5 – 70 ($66,12 \pm 3,17$) de largura. Esôfago, comprimento total 7,5 – 7,9 mm ($7,75 \text{ mm} \pm 0,21 \text{ mm}$); esôfago muscular 350 – 440 ($403,75 \pm 43,23$) de comprimento. Anel nervoso na porção inicial do esôfago muscular distando 175 – 212,5 ($191,87 \pm 16,63$) da extremidade anterior. Vulva (Fig. 31) na posição transversal ao corpo, distando 7,56 – 8,05 mm ($7,82 \text{ mm} \pm 0,21 \text{ mm}$) da extremidade anterior do corpo, e distando 60 – 67,5 ($65 \pm 3,53$) da junção esôfago-intestino, provida de apêndice tubular membranoso, direcionado para a região posterior do corpo, 86 – 95 ($90,12 \pm 4,13$) de comprimento, 25 de largura. Vagina muscular, 1,11 – 1,24 mm ($1,18 \text{ mm} \pm 0,05 \text{ mm}$) de comprimento. Todos os espécimes encontrados não apresentavam ovos no interior do útero. Cauda arredondada com ânus subterminal, distando 20 – 22,5 ($21,25 \pm 1,44$) da extremidade final do corpo. Reto 123 de comprimento.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*.

Local de Infecção: cecos e intestino grosso.

Localidade: Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, RS.

Prevalência: 6,67 %

Intensidade Média de Infecção: 2,5 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,17 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 10 helmintos/hospedeiro

Comentários:

A superfamília Trichinelloidea caracteriza-se pela estrutura do esôfago, que consiste de uma porção anterior muscular curta e outra longa posterior glandular, a última consiste de

um tubo estreito com grandes células glandulares, os esticócitos, que se comunica com o lúmen do esôfago através de um único poro. A estrutura glandular inteira é conhecida como esticossomo. Normalmente a porção anterior do corpo possui apenas o esticossomo e a porção posterior do corpo contém os órgãos reprodutivos (ANDERSON 2000).

A classificação dos nematóides da família Capillariidae é considerada uma das mais difíceis. Representa um grande grupo de nematóides com mais de 300 espécies, com ampla distribuição geográfica. Os hospedeiros destes nematóides são membros de todas as classes de vertebrados e parasitam diversos órgãos (MORAVEC *et al.* 1987). ANDERSON (2000) não considera Capillariidae, mantendo as espécies na subfamília Capillariinae, da família Trichuridae Ransom, 1911.

Na tentativa de organizar este grupo de nematóides MORAVEC (1982) propôs 16 gêneros, usando como principal característica as estruturas encontradas na extremidade posterior dos machos. Destes, sete incluem espécies parasitas de aves: *Pseudocapillaria* de Freitas, 1959, *Baruscapillaria* Moravec, 1982, *Echinocoleus* López-Neyra, 1947, *Capillaria*, *Eucoleus* Dujardin, 1845, *Pterothominx* De Freitas, 1959, *Aonchotheca* López-Neyra, 1947 (MORAVEC 1982). Posteriormente, foram descritos os gêneros *Ornithocapillaria* Baruš & Sergeeva, 1990 e *Tridentocapillaria* Baruš & Sergeeva, 1990, elevando para nove os gêneros com espécies parasitas de aves na família Capillariidae (BARUŠ & SERGEEVA 1990).

São características das espécies do gênero *Capillaria*: a localização da vulva próxima à extremidade posterior do esôfago (BECK & BEVERLEY-BURTON 1968), a ausência de asas caudais, a extremidade posterior do macho provida com dois lobos laterais, ventro-lateral ou dorso-lateral, bolsa membranosa ausente, um par de papilas pré-cloacais, espículo esclerotinado, bainha espicular espinhosa (MORAVEC 1982) e esôfago longo (geralmente maior que um terço do total do comprimento do corpo) (BARUŠ & SERGEEVA 1990).

O gênero *Capillaria* foi diversas vezes sinonimizado: *Trichocephalus* Rudolphi, 1809; *Trichosoma* Rudolphi, 1819; *Trichosomum* Creplin, 1839; *Liniscus* Dujardin, 1845; *Thominx*

Dujardin, 1845; *Calodium* Dujardin, 1845; *Eucoleus* Dujardin, 1845; *Hepaticola* Hall, 1916; *Capillostrongyloides* Freitas & Lent, 1935 (TRAVASSOS 1915a; YAMAGUTI 1961). Neste gênero, 105 espécies foram listadas por YAMAGUTI (1961), das quais 19 são citadas para o Brasil, em diversas famílias de aves como, Anhingidae, Rallidae, Ardeidae, Anatidae, Tinamidae, Ciconiidae, Picidae, Numididae, Phasianidae, Threskiornithidae e Ramphastidae.

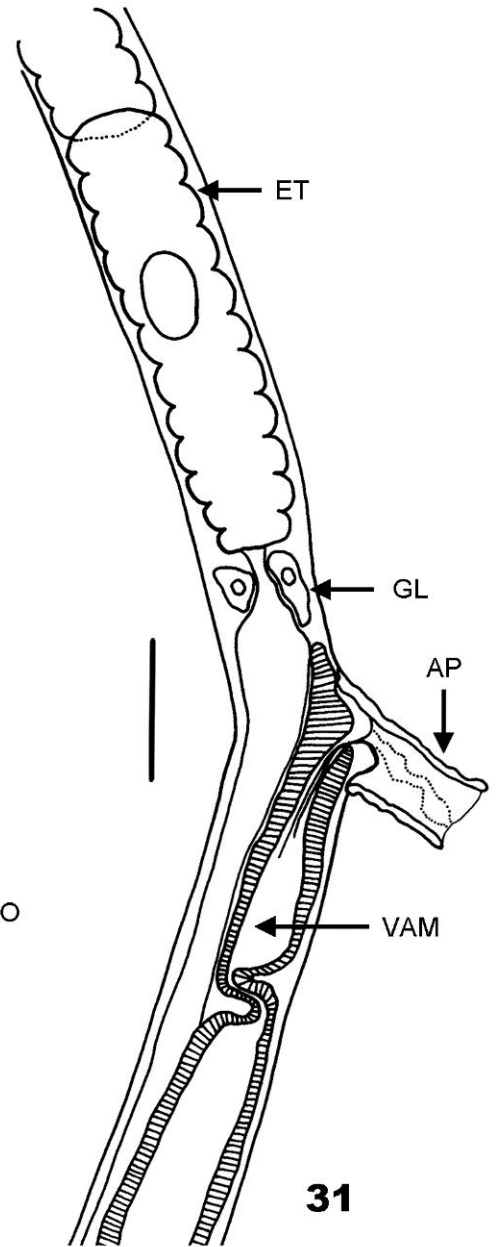
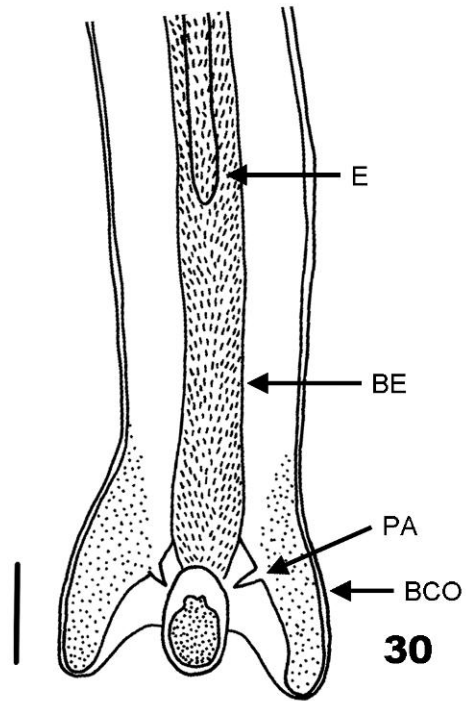
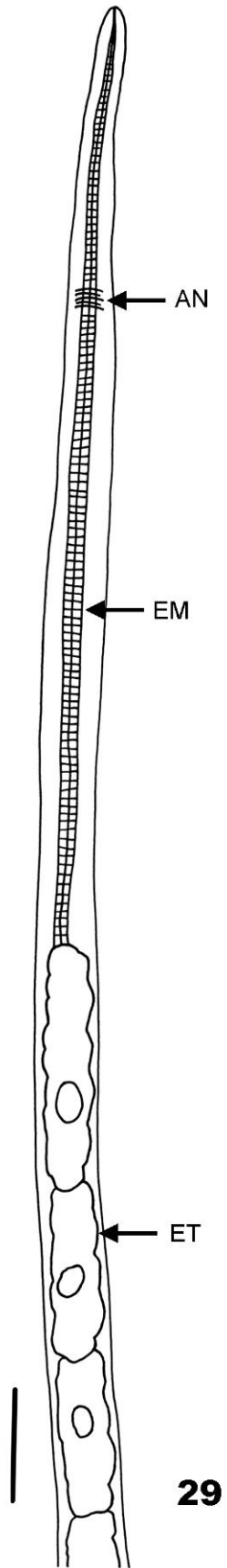
VICENTE *et al.* (1995) listaram 27 espécies de *Capillaria* para o Brasil: *Capillaria annatis* (Schrank, 1790) Travassos, 1915 como espécie tipo, *Capillaria aramidesi* Freitas & Almeida, 1933, *Capillaria avellari* Freitas & Almeida, 1935, *Capillaria brasiliiana* Freitas, 1933, *Capillaria collaris* (Linstow, 1873) Skrjabin & Shikhobalova, 1954, *Capillaria columbae* (Rudolphi, 1819) Graybill, 1924, *Capillaria crypturi* (Rudolphi, 1819) Travassos, 1915, *Capillaria droumondi* Travassos, 1915, *Capillaria dujardini* Travassos, 1914, *Capillaria phasianina* Kotlán, 1940, *Capillaria plagiaticia* Freitas & Mendonça, 1959, *Capillaria rudolphii* Freitas, 1934, *Capillaria uropapillata* Freitas & Almeida, 1935, *Capillaria vazi* Freitas, 1933, *Capillaria venusta* Freitas & Mendonça, 1958, *Capillaria venteli* Freitas & Almeida, 1935, espécie registrada em São Paulo e Mato Grosso do Sul parasitando o esôfago de *Rhea americana* Linnaeus, 1758 (ZETTERMANN *et al.* 2005), e mais 11 espécies indeterminadas (VICENTE *et al.* 1995). Destas espécies, duas estão registradas no Rio Grande do Sul, *C. collaris* parasitando os cecos e intestino delgado de *Gallus gallus*, e *C. columbae* parasitando o hospedeiro *Columba domestica* Linnaeus, 1758 e *G. gallus* (VICENTE *et al.* 1995).

Os nematóides encontrados no intestino dos anus-pretos assemelham-se morfológicamente a *C. plagiaticia*, porém, apresentam variações em algumas medidas de estruturas. Mas, como o número de espécimes encontrados foi baixo, e as fêmeas não apresentaram ovos, não podemos afirmar que estas medidas sejam representativas dos capilariídeos de anu-preto. Há registro de *C. plagiaticia* para o Brasil, parasitando o intestino de *Aratinga caixana* Spix, 1824, Psitaciformes (FREITAS & MENDONÇA 1959; FREITAS *et al.*

1959). BARUŠ (1966a) relata a presença de uma espécie do gênero *Capillaria* parasitando o intestino delgado de *Saurothera merlini* Orbigny, 1839, da família Cuculidae, porém, o único espécime encontrado foi uma fêmea, e a espécie não pode ser determinada.

O ciclo biológico dos capilariíneos inicia com os ovos não embrionados chegando ao ambiente juntamente com as fezes do hospedeiro definitivo, onde, em condições de temperatura e umidade desenvolvem uma larva de primeiro estágio. Em algumas espécies os ovos são diretamente infectantes para o hospedeiro definitivo, em outras, os ovos devem ser ingeridos por uma minhoca, na qual eclode uma larva que invade os tecidos deste hospedeiro, permanecendo em primeiro estágio, torna-se infectante ao hospedeiro definitivo após um período de crescimento moderado (BECK & BEVERLEY-BURTON 1968; ANDERSON 2000). A larva continua seu desenvolvimento apenas quando a minhoca infectada é ingerida pelo hospedeiro definitivo adequado (MORAVEC *et al.* 1987).

Figuras 29 – 31. Espécime *Capillaria* sp., parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, diagrama incompleto: (29) região anterior do macho apresentando esôfago muscular e esticócitos, anel nervoso, barra= 100µm; (30) região terminal do macho com espículo, bainha espicular espinhosa, barra= 50µm; (31) vulva, provida de apêndice tubular membranoso, direcionado para a região posterior do corpo, e vagina muscular, barra= 50µm. AN – anel nervoso; EM – esôfago muscular; ET – esticócito; E – espículo; BE – bainha do espículo; BCO – bolsa copuladora; PA – papila; GL – glândulas; AP – apêndice da vulva; VAM – vagina muscular.



Gênero *Aonchotheca* López-Neyra, 1946

Aonchotheca bursata (Freitas & Almeida, 1934) Moravec, 1982

(Figuras 32 – 35)

Descrição: Capillariidae, Capillariinae. Baseado em 21 espécimes, 10 machos e 11 fêmeas montados *in toto*. Cutícula lisa. Extremidade anterior (Fig. 32) arredondada, com boca pouco desenvolvida. Esôfago constituído por porções musculares e glandulares (Fig. 32), composta por fileira de 43 – 52 esticócitos com núcleos grandes de forma variada.

Machos: Nematóides longos e muito finos, 14,92 – 17,45 mm (16,05 mm \pm 1,03 mm) de comprimento, 35 – 50 (41,5 \pm 4,74) de largura. Esôfago, comprimento total 4,8 – 5,5 mm (5,22 mm \pm 0,23 mm); esôfago muscular 362,5 – 445 (403,5 \pm 34,4) de comprimento. Anel nervoso na porção inicial do esôfago muscular distando 90 – 100 (94,67 \pm 4,08; 6) da extremidade anterior. Presença de espículo (Figs 33 e 34) único, longo, fino 1,09 – 1,54 mm (1,33 mm \pm 0,13 mm) de comprimento, 5 – 7,5 (6,82 \pm 1,17) de largura na base, de forma arredondada e sem relevos. Bainha espicular, sem espinhos e estriada no sentido transversal (Figs 33 e 34). Orifício cloacal terminal. Extremidade caudal provida de asas caudais 125 – 130 (127,5 \pm 2,5; 9) de comprimento, e com bordos ondulados. Bolsa copuladora membranosa 17,5 – 20 (18,5 \pm 1,29) de comprimento, e 37,5 – 42,5 (39,25 \pm 2,06) de largura, suportada por projeções laterais.

Fêmeas: Corpo com 24,15 – 26,87 mm (25,27 mm \pm 0,95 mm) de comprimento, 57,5 – 67,5 (62,6 \pm 2,86) de largura. Esôfago, comprimento total 6,57 – 8,32 mm (7,34 mm \pm 0,56 mm); esôfago muscular 360 – 487,5 (419,54 \pm 40,28) de comprimento. Anel nervoso (Fig. 32) na porção inicial do esôfago muscular distando 137,5 – 195 (158,9 \pm 21,25; 9) da extremidade anterior. Vulva (Fig. 35) na posição transversal ao corpo, distando 6,92 – 7,95 mm (7,35 mm \pm 0,37 mm) da extremidade anterior do corpo, aproximadamente 1/3, com lábios pouco

salientes, e bossas cuticulares presentes pouco abaixo da vulva. Essas bossas podem ser representadas por ligeiras intumescências cuticulares. Distância entre a vulva e a junção esôfago-intestino 98 – 105 ($101,36 \pm 2,5$). Vagina muscular de comprimento variável, 100 – 300 ($228,75 \pm 61,21$; 8), quando longa e sem ovos, apresenta uma torção em forma de “S”, com transição suave para o útero. Cauda arredondada com ânus subterminal, distando 12,5 – 17,5 ($13,86 \pm 2,05$) da extremidade final do corpo. Reto 77,5 – 87,5 ($82,5 \pm 3,53$; 6) de comprimento. Ovos, 52,5 – 55 ($53,63 \pm 1,14$) de comprimento, 25 – 26 ($25,23 \pm 0,41$) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*.

Local de Infecção: duodeno e porção inicial do jejuno-íleo.

Localidade: Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, RS.

Prevalência: 14,17 %

Intensidade Média de Infecção: 2,32 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,33 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 6 helmintos/hospedeiro

Comentários:

Aonchotheca bursata foi inicialmente descrita como *Capillaria bursata* Freitas & Almeida, 1934 (FREITAS & ALMEIDA 1934). Posteriormente, foi transferida para o gênero *Aonchotheca*, no qual representa um grupo heterogêneo com pouco mais de 40 espécies, algumas parasitas de anfíbios, e a maioria das espécies parasitam mamíferos, somente três espécies foram registradas em aves (MORAVEC 1982).

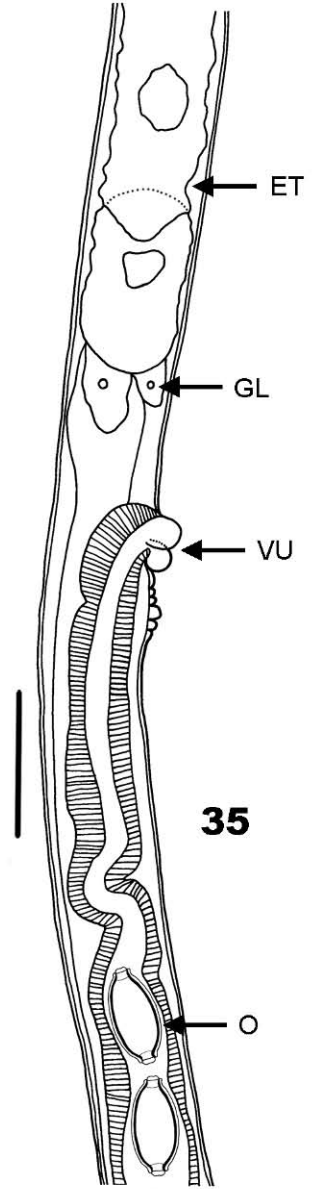
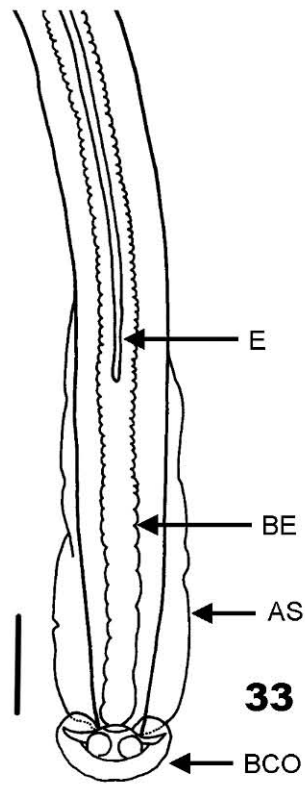
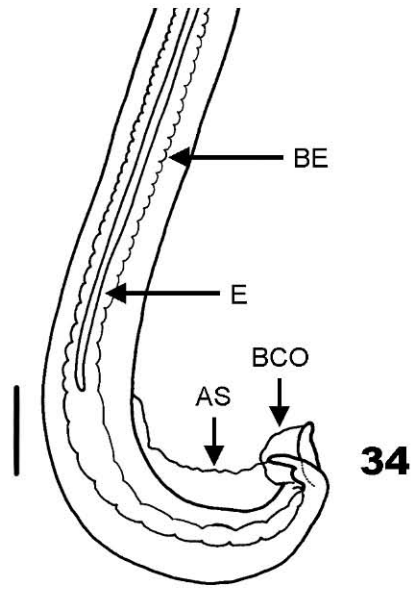
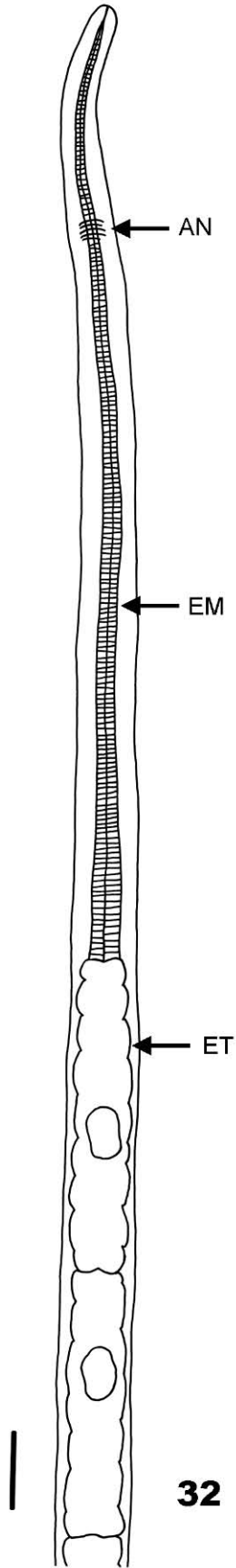
São nematóides parasitos de diversas aves, sendo a maioria delas de importância econômica. Apresentam ampla distribuição mundial, parasitando o intestino delgado de

galinhas no Brasil (FREITAS & ALMEIDA 1934), nos Estados Unidos (TODD 1946), e na Argentina (LED & BRANDETTI 1970). As fêmeas juvenis deste gênero apresentam-se inteiramente desprovidas de apêndices perivulvares (FREITAS & ALMEIDA 1934). As espécies do gênero *Aonchotheca* caracterizam-se por apresentar a região esofagiana curta, o equivalente a 1/3 do comprimento do corpo, bolsa caudal pequena nos machos e vulva no terço anterior do corpo (LÓPEZ-NEYRA 1947; BARUŠ & SERGEEVA 1990).

As espécies *A. bursata*, *Aonchotheca caudinflata* (Molin, 1858) Moravec, 1982 e *Aonchotheca exilis* (Dujardin, 1845) Moravec, 1982 são citadas por YAMAGUTI (1961) como parasitos de aves. *Aonchotheca bursata* e *A. caudinflata* foram sinonimizadas (MORAVEC 1982). Porém, VICENTE *et al.* (1995) consideram *A. bursata* e *A. caudinflata* como espécies distintas, sendo as únicas do gênero, e parasitas do intestino delgado de *Gallus gallus*. ANDERSON (2000) cita apenas *A. caudinflata* como parasita do intestino de galináceos e anatídeos, com ampla distribuição geográfica.

O ciclo biológico assemelha-se ao dos demais capilariíneos. Experimentalmente, minhocas *Dendrobaena octaedra* (Savigny, 1826), *Lumbricus rubellus* Hoffmeister, 1843, *Aporrectodea rosea* (Savigny, 1826), *Aporrectodea caliginosa* (Savigny, 1826), *Eisenia foetida* (Savigny, 1826) e *Octodrilus complanatus* (Dugés, 1828) desenvolveram os estágios larvais de *A. bursata* (MORAVEC *et al.* 1987). Em *A. caudinflata* o desenvolvimento ocorreu em minhocas *Allolobophora caliginosa* (Savigny, 1826) e *E. foetida* (ANDERSON 2000).

Figuras 32 – 35. *Aonchotheca bursata*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagrama incompleto: (32) região anterior da fêmea apresentando esôfago muscular e esticócitos, anel nervoso, barra= μm ; (33) região terminal do macho (vista ventral), bainha espicular e espículo, barra= μm ; (34) região terminal do macho (vista lateral), bainha espicular e espículo, barra= μm ; (35) vulva, vagina e ovos, barra= $75\mu\text{m}$. AN – anel nervoso; EM – esôfago muscular; ET – esticócito; E – espículo; BE – bainha do espículo; BCO – bolsa copuladora; AS – asas caudais; GL – glândulas; VU – vulva; O – ovos.



Classe Chromadorea Inglis, 1983

Subclasse Chromadoria Pearse, 1942

Ordem Rhabditida Chitwood, 1933

Subordem Spirurina Railliet, 1914

Infraordem Spiruomorpha Ley & Blaxter *in* Lee, 2002

Spiruomorpha

(Figura 36)

Descrição: Spirurina, Spiruomorpha. Baseado em três espécimes montados *in toto*. Todos os espécimes coletados estavam rompidos e muito danificados, impossibilitando outras medidas. Corpo filiforme e longo, 7,55 – 17,4 mm (10,95 mm \pm 5,59 mm) de comprimento parcial, 125 – 142,5 (135 \pm 9,01) de largura. Anel nervoso distando 95 – 107,5 (101,25 \pm 8,84; 2) da extremidade anterior do corpo. Abertura, provavelmente a vulva, distando 257,5 – 262,5 (260 \pm 3,53; 2) da extremidade anterior do corpo.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*.

Local de Infecção: grandes vasos, pulmões e coração.

Localidade: Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, RS.

Prevalência: 1,67 %

Intensidade Média de Infecção: 1 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,02 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 helmintos/hospedeiro

Comentários:

A subordem Spirurina inclui um diverso grupo de superfamílias que utilizam artrópodes como hospedeiros intermediários (ANDERSON 2000). Dez superfamílias são incluídas em Spiruromorpha: Camallanoidea Railliet & Henry, 1915, Physalopteroidea Railliet, 1893, Rictularoidea Hall, 1915, Thelazoidea Skrjabin, 1915, Spiruroidea Örley, 1885, Habronematoidea Chitwood & Wehr, 1932, Acuárioidea Railliet, Henry & Sisoff, 1912, Filarioidea Weinland, 1858, Aproctoidea Yorke & Maplestone, 1926, e Diplotriaenoidea Skrjabin, 1916 (LEY & BLAXTER 2002).

As condições dos nematóides coletados nos grandes vasos, pulmões e coração do anu-preto e do anu-branco, impediram uma classificação mais detalhada destes espécimes. Entretanto, considerando somente as superfamílias que tem aves como hospedeiro na infraordem Spiruromorpha, e revisando as características morfológicas e biológicas de cada uma, três superfamílias, Filarioidea, Aproctoidea e Diplotriaenoidea, possuem características compatíveis com as dos espécimes encontrados nos anos. As espécies de nematóides descritas nestas superfamílias apresentam ampla distribuição geográfica, e já foram registradas para aves Galliformes, Passeriformes e Cuculiformes, inclusive para o Brasil (VICENTE *et al.* 1995).

A superfamília Filarioidea está dividida em duas famílias, Filariidae Weinland, 1858 com parasitos de mamíferos, e Onchocercidae Leiper, 1911 parasitos de aves (VICENTE *et al.* 1995; LEY & BLAXTER 2002). Nas aves, os nematóides adultos são encontrados na cavidade geral e abdominal, tecido conjuntivo subcutâneo, sacos aéreos, coração, tendões e músculos das pernas das aves (VICENTE *et al.* 1995). Esta superfamília distingue-se pelas estruturas cefálicas, que quando comparadas às demais, são simples, a cavidade bucal é reduzida, e espículos variam no comprimento e são dissimilares na morfologia (ANDERSON 2000).

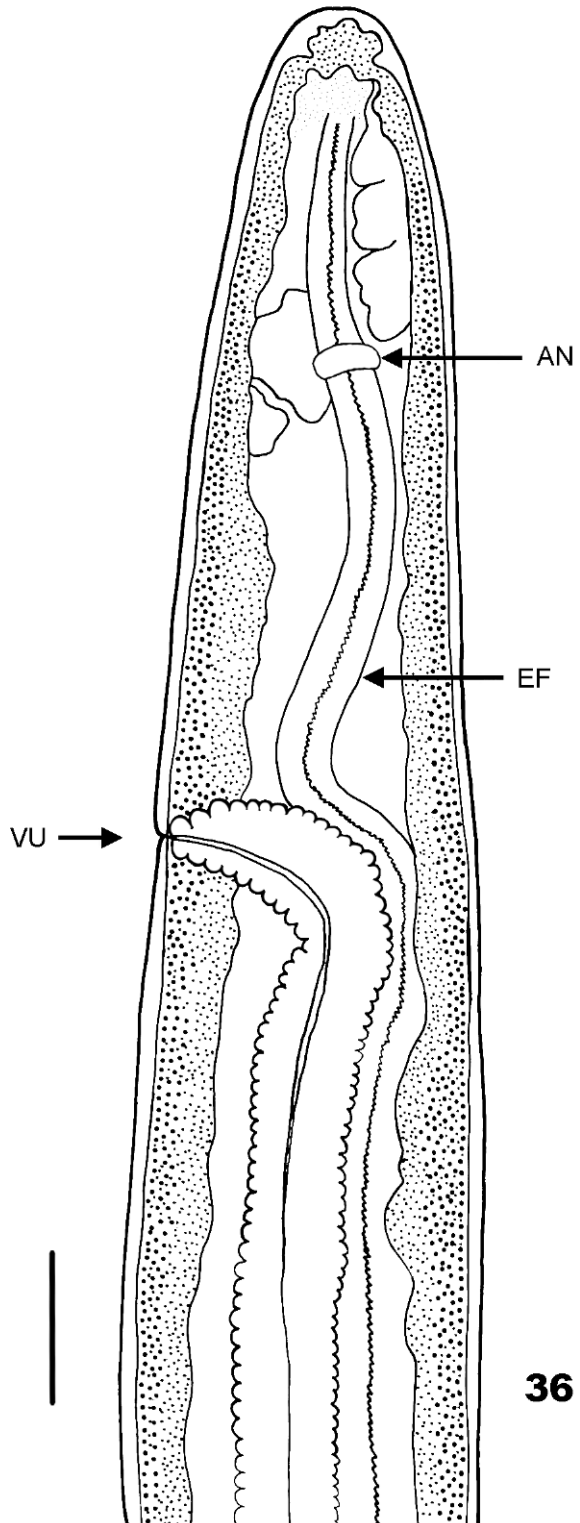
No desenvolvimento do ciclo biológico, as espécies da superfamília Filarioidea utilizam artrópodes hematófagos como hospedeiros intermediários. Os estágios larvais dos

nematóides da família Onchocercidae são, geralmente, encontrados no sangue ou pele do hospedeiro definitivo, distantes do local onde foram ovipositados, disponíveis para os vetores hematófagos (ANDERSON 2000).

Duas famílias, Aproctidae Yorke & Maplestone, 1926 e Desmidocercidae Cram, 1927 representam a superfamília Aproctoidea (LEY & BLAXTER 2002). Geralmente, as espécies da primeira família ocorrem em aves terrestres, enquanto as espécies da segunda família ocorrem em aves piscívoras (ANDERSON 2000). Espécies destes nematóides são encontradas no tecido subcutâneo, sacos aéreos, cavidade nasal e orbital das aves (ANDERSON 2000). No Brasil, RODRIGUES & RODRIGUES (1981) descreveram a espécie *Aprocta brevipenis* Rodrigues & Rodrigues, 1981 parasitando a cavidade ocular do anu-branco.

As famílias Diplotriaenidae Skrjabin, 1916 e Oswaldofilariidae Chabaud & Choquet, 1953 representam a superfamília Diplotriaenoidea (LEY & BLAXTER 2002). Estes helmintos são encontrados em diversas espécies de aves com ampla distribuição geográfica, incluindo o Brasil (VICENTE *et al.* 1995; ANDERSON 2000). Estudos demonstram que estágios larvais de algumas espécies do gênero *Diplotriaena* Railliet & Henry, 1909 migram através do proventrículo, moela, intestino, coração, pulmões e fígado até tornarem-se adultos nos sacos aéreos e cavidade abdominal (ANDERSON 2000).

Figura 36. Larva de *Spiruromorpha*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagrama incompleto da região anterior, apresentando a vulva, barra= 50µm. EF – esôfago; AN – anel nervoso; VU – vulva.



Superfamília Physalopteroidea Railliet, 1893

Família Physalopteridae Railliet, 1893

Subfamília Physalopterinae Stossich, 1898

Gênero *Physaloptera* Rudolphi, 1819

Physaloptera sp. (Larvas)

(Figuras 37 – 39)

Descrição: Physalopteridae, Physalopterinae. Baseado em 14 espécimes montados *in toto*. Larvas de terceiro estágio, sem diferenciação sexual. Corpo filiforme (Fig. 37), cutícula estriada na região anterior e a posterior levemente recurvada, 2,6 – 3,03 mm ($2,82 \text{ mm} \pm 0,16 \text{ mm}$) de comprimento, 180 – 270 ($215 \pm 25,34$) de largura. Extremidade anterior com quatro pares de dentes e dois pares de papilas cefálicas (Figs 38 e 39). Presença de deirídios localizados 300 – 387,5 ($350,36 \pm 26,14$) da extremidade anterior do corpo. Esôfago dividido em duas porções, a muscular 195 – 237,5 ($221,61 \pm 14,7$) de comprimento, 30 – 45 ($38,39 \pm 4,23$) de largura, e a glandular 0,93 – 1,15 mm ($1,02 \text{ mm} \pm 0,06 \text{ mm}$) de comprimento, 0,1 – 0,15 mm ($0,13 \text{ mm} \pm 0,02 \text{ mm}$) de largura. Anel nervoso distando 187,5 – 212,5 ($199,46 \pm 9,46$) e poro excretor 237,5 – 250 ($243,75 \pm 8,84$) da extremidade anterior do corpo. Distância do anel nervoso ao início do esôfago glandular 50 – 87,5 ($62,86 \pm 12$); distância do anel nervoso aos deirídios é 125 – 155 ($142,32 \pm 10,9$). Reto 62,5 – 87,5 ($76,78 \pm 6,68$) de comprimento. Cauda 90 – 112,5 ($106,61 \pm 7,44$) de comprimento.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*.

Local de Infecção: esôfago, moela, intestino delgado, intestino grosso e cloaca.

Localidade: Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, RS.

Prevalência: 11,25 %

Intensidade Média de Infecção: 4,15 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,47 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 27 helmintos/hospedeiro

Comentários:

A superfamília Physalopteroidea, com a única família Physalopteridae, inclui nematóides que caracterizam-se pelos lábios laterais triangulares, armados com um ou mais dentes, a cutícula projetando-se sobre os lábios formando um colarete cefálico, esôfago dividido em duas porções, muscular e glandular, machos com asas caudais bem desenvolvidas, com papilas caudais sésseis e pedunculadas (YAMAGUTI 1961). Physalopteridae está dividida em três subfamílias, sendo as espécies da subfamília Physalopterinae as mais estudadas e as que têm ampla distribuição geográfica (ANDERSON 2000).

TRAVASSOS (1920b) re-distribuiu as espécies do gênero *Physaloptera* em outros cinco gêneros. CRAM (1927) revisando a subfamília Physalopterinae, considerou a proposta de Travassos injustificável, aceitando como válido somente o gênero tipo *Physaloptera*, com 21 espécies, destas, *Physaloptera acuticauda* Molin, 1860, *Physaloptera alata* Rudolphi, 1819, *Physaloptera inflata* (Molin, 1860) Stossich, 1889, *Physaloptera subalata* Schneider, 1866, *Physaloptera truncata* Schneider, 1866 e *Physaloptera strongylina* Rudolphi, 1819 foram descritas para aves no Brasil, e esta última espécie, em cuculídeos, *Cuculus melacoryphus* Vieillot, 1817 e *Cuculus seniculus* Linnaeus, 1766.

MORGAN (1943) registrou para o gênero *Physaloptera* oito espécies, sendo três, parasitas de aves na América do Norte, *Physaloptera mexicana* Caballero, 1937, *P. alata* e *P. acuticauda*, sendo esta última, descrita em Galliformes e Cuculiformes.

YAMAGUTI (1961) considerou dois gêneros para a família Physalopteridae como parasitos de aves, *Streptocara* Railliet, Henry e Sisoff, 1912 e *Physaloptera*. As larvas encontradas nos anus diferiam das características morfológicas do gênero *Streptocara*, onde o colarete cefálico apresenta a região anterior dentada, papila cervical com cinco ou seis denticulos, esôfago não dividido e precedido por um vestíbulo curto com paredes delicadas. Vinte e cinco espécies foram incluídas em *Physaloptera*, das quais cinco são citadas para o Brasil: *P. acuticauda*, sinônimo de *P. truncata* e *Physaloptera quadridentata* Walton, 1927, descrita em hospedeiros Falconiformes, Cuculiformes e Galliformes; *P. alata* sinônimo de *Spiroptera physalura* Dujardin, 1845; *Physaloptera megalostoma* Creplin, 1829; *Physaloptera alata chevreuxi* Seurat, 1914; *Physaloptera alata nouveli* Seurat, 1915 e *P. inflata* em Falconiformes; *Physaloptera saginata* Rudolphi, 1819 em Strigidae, Caprimulgidae, Falconidae e aves do gênero *Corvus* Linnaeus, 1758; *P. subalata*, em *Falco* sp.

CHABAUD (1975a) lista sete gêneros para a subfamília Physalopterinae, todos com espécies localizadas no sistema digestório de répteis, aves e mamíferos, eventualmente anfíbios e peixes, sendo as espécies do gênero *Physaloptera* essencialmente parasitas de aves predadoras e carnívoras, e acidentalmente em cobras e mamíferos que se alimentam de carne ou insetos.

VICENTE *et al.* (1995) registra nove espécies do gênero *Physaloptera* para o Brasil, incluindo as cinco espécies listadas por YAMAGUTI (1961), duas espécies indeterminadas e *Physaloptera losseni* Ortlepp, 1937, e *P. truncata*. *Physaloptera saginata* foi registrada parasitando o intestino de diversas espécies de aves, entre elas *C. ani* (YAMAGUTI 1961; VICENTE *et al.* 1995).

As larvas de nematóides encontradas no anu-preto e no anu-branco foram classificadas no gênero *Physaloptera*, baseado nas seguintes características morfológicas: colarete cefálico

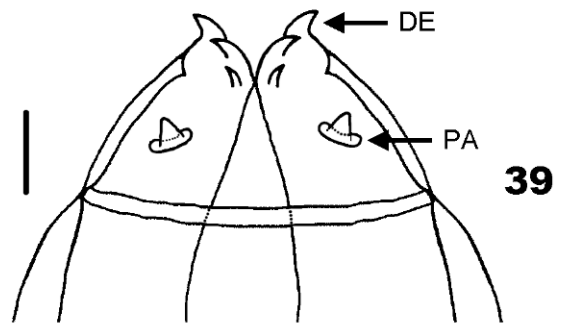
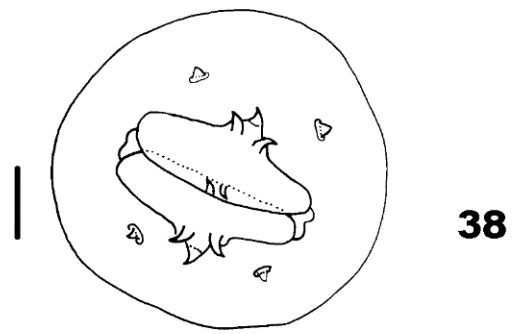
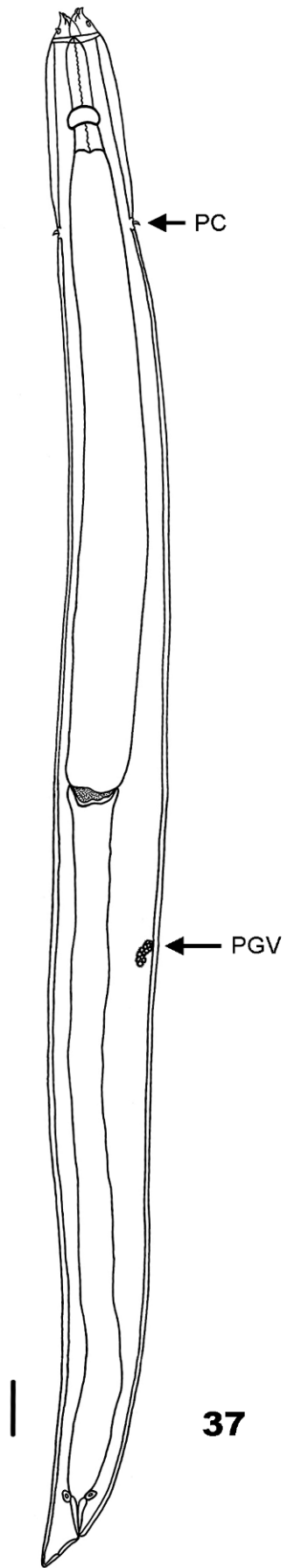
não apresenta a região marginal dentada, presença de papilas cervicais simples e o esôfago dividido em duas porções (YAMAGUTI 1961; VICENTE *et al.* 1995).

Os fisalopteríneos são encontrados parasitando a faringe, esôfago, papo, proventrículo, moela, intestino e a cavidade orbital das aves, eventualmente, formas imaturas são encontradas encistadas na musculatura do peito das aves (MORGAN 1943; VICENTE *et al.* 1995). Mas, geralmente são encontrados fixados na mucosa gástrica, presos com auxílio do grande pseudolábio dentado e do colarete cefálico. Estudos demonstram que os parasitos não se alimentam na mucosa gástrica, mas do alimento no estômago do hospedeiro, e no caso de não haver alimento, as larvas de terceiro estágio permanecem fixadas à mucosa gástrica. Observações experimentais realizadas com *Physaloptera maxillaris* Flores-Barroeta, 1957 e *Physaloptera turgida* Rudolphi, 1819 indicaram que estas espécies apresentam especificidade ao hospedeiro (ANDERSON 2000).

O desenvolvimento do ciclo biológico dos fisalopterídeos começa com os ovos, que apresentam casca grossa e lisa, contendo uma larva de terceiro estágio, que vão ao ambiente com as fezes. Havendo condições de umidade favoráveis, os ovos podem sobreviver por longos períodos (ANDERSON 2000). BASIR (1948) encontrou larvas de *Physaloptera* sp. na cavidade do corpo de baratas, *Blattella germanica* Linnaeus, 1758 onde estas larvas podem encistar. O hospedeiro definitivo adquire a infecção ingerindo o inseto contendo a larva infectante. A larva de terceiro estágio se fixa à parede do estômago, e dependendo da presença de alimento no órgão, há o desenvolvimento do adulto (BASIR 1948).

Hospedeiros paratênicos podem ser usados como forma de transmissão deste grupo, quando as larvas ingeridas por estes, se fixam à mucosa gástrica, permanecendo assim por longos períodos, ou até o hospedeiro paratênico ser predado pelo hospedeiro definitivo apropriado (ANDERSON 2000).

Figuras 37 – 39. Larva de *Physaloptera* sp., parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagrama incompleto: (37) helminto *in toto*, barra= 100µm; (38) extremidade anterior, vista *en face*, barra= 10µm; (39) extremidade anterior, vista dorsal, barra= 20µm. PGV – vestígio do poro genital; DE – dente; PA – papila; PC – papila cervical.



Superfamília Habronematoidea Chitwood & Wehr, 1932

Família Habronematidae (Chitwood & Wehr, 1932) Ivaschkin, 1961

Subfamília Habronematinae Chitwood & Wehr, 1932

Gênero *Cyrnea* Seurat, 1914

Cyrnea semilunaris (Molin, 1860) Seurat, 1914

(Figuras 40 – 43)

Descrição: Habronematidae, Habronematinae. Baseado em 19 espécimes, 10 machos e nove fêmeas montados *in toto*. Corpo com cutícula estriada transversalmente. Boca com quatro lábios, dois laterais, um dorsal e um ventral (Fig. 41).

Machos: Corpo com 10,2 – 13,19 mm ($11,46 \text{ mm} \pm 1 \text{ mm}$) de comprimento, 230 – 420 ($299 \pm 53,43$) de largura. Cápsula bucal (Fig. 41) 35 – 50 ($41,25 \pm 4,6$) de comprimento, 12,5 – 20 ($15,5 \pm 2,84$) de largura. Esôfago longo (Fig. 40), porção muscular 425 – 612,5 ($503 \pm 66,03$) de comprimento, 30 – 45 ($37 \pm 4,05$) de largura; porção glandular 3 – 4,35 mm ($3,64 \text{ mm} \pm 0,55 \text{ mm}$; 9) de comprimento, 95 – 132,5 ($112,5 \pm 13,5$) de largura. Anel nervoso e poro excretor (Fig. 40) distando 300 – 405 ($333,75 \pm 37,4$) e 370 – 505 ($412,25 \pm 37,31$), respectivamente, da extremidade anterior do corpo. Intestino retilíneo. Espículos desiguais (Fig. 42), o maior 0,98 – 1,15 mm ($1,05 \text{ mm} \pm 0,06 \text{ mm}$; 8) de comprimento, e o menor 387,5 – 575 ($444,44 \pm 53,43$; 9) de comprimento. Gubernáculo presente, 67,5 – 90 ($75,62 \pm 6,65$; 8) de comprimento. Asas caudais espessadas com estrias longitudinais, 445 – 487,5 ($473,05 \pm 19,03$; 9) de comprimento, 82,5 – 107,5 ($92,78 \pm 8,43$; 9) de largura. Nove pares de papilas caudais pedunculadas; três pares pré-cloacais e seis pós-cloacais; das papilas pós-cloacais, um par adcloacal, maior que o segundo e menor que o terceiro que é o par de papilas mais longas, e os três últimos pares menores e semelhantes (Fig. 42). Cloaca distando 175 – 237,5 ($196 \pm 18,8$) da extremidade posterior do corpo.

Fêmeas: Corpo com 13,15 – 19,45 mm ($16,92 \text{ mm} \pm 1,92 \text{ mm}$) de comprimento, 280 – 430 ($358,9 \pm 63,53$) de largura. Cápsula bucal 40 – 50 ($45,83 \pm 3,31$) de comprimento, 12,5 – 17,5 ($14,72 \pm 2,32$) de largura. Esôfago, porção muscular 542,5 – 650 ($591,67 \pm 40,21$) de comprimento, 37,5 – 50 ($42,5 \pm 3,95$) de largura; porção glandular 3,15 – 5,17 mm ($4,16 \text{ mm} \pm 0,59 \text{ mm}$) de comprimento, 112,5 – 150 ($134,17 \pm 13,58$) de largura. Anel nervoso e poro excretor (Fig. 40) distando 330 – 405 ($364,17 \pm 20,5$) e 450 – 515 ($477,5 \pm 20,27$), respectivamente, da extremidade anterior do corpo. Intestino retilíneo. Didelfas, anfidelfas, ovíparas, vulva (Fig. 43) situada na região posterior do corpo. Abertura vulvar circular distando 1,4 – 2,25 mm ($1,75 \text{ mm} \pm 0,29 \text{ mm}$) da extremidade posterior. Ovejeter 375 – 625 ($481,94 \pm 90,4$) de comprimento. Útero bem desenvolvido, repleto de ovos. Reto 142,5 – 187,5 ($165,28 \pm 14$) de comprimento. Cauda 205 – 287,5 ($241,67 \pm 30,31$) de comprimento. Ovos com 43,3 – 45 ($44,43 \pm 0,85$) de comprimento, 26 – 27,5 ($27 \pm 0,75$) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*.

Local de Infecção: moela.

Localidade: Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, RS.

Prevalência: 37,5 %

Intensidade Média de Infecção: 3,17 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 1,19 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 15 helmintos/hospedeiro

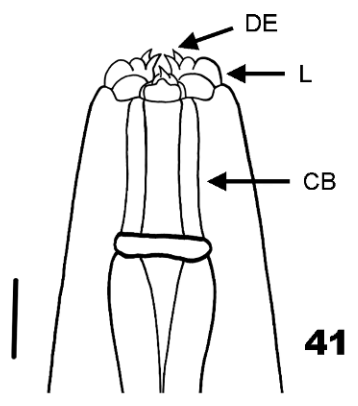
Comentários:

A superfamília Habronematoidea constitui um grupo biologicamente diverso, inclui parasitas de aves e mamíferos de importância econômica, e por isso é bem estudada. Está dividida em quatro famílias Hedruridae (Railliet, 1916), Tetrameridae Travassos, 1914,

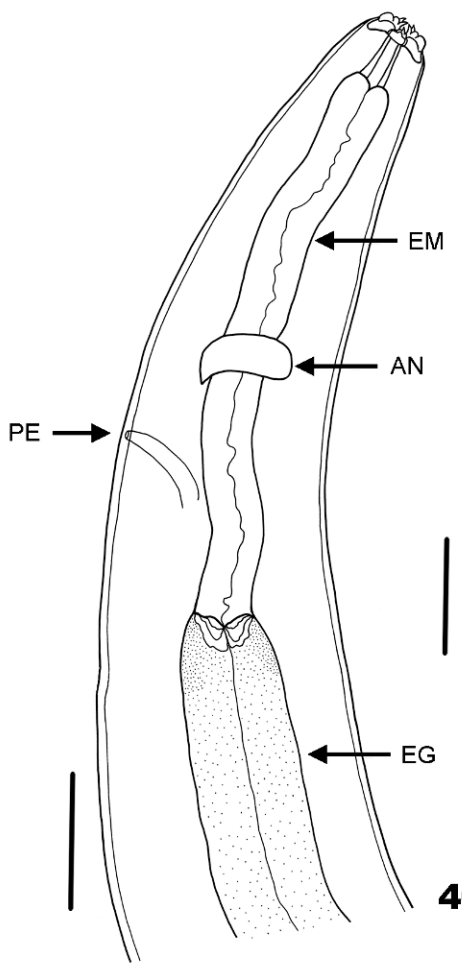
Cystidicolidae (Skrjabin, 1946) e Habronematidae, que caracteriza-se pela presença de lábios divididos em lobos (CHABAUD 1975b; ANDERSON 2000). A família Habronematidae divide-se em três subfamílias Parabronematinae Skrjabin, 1941, Hysterocephalinae Gendré, 1922 e Habronematinae (CHABAUD 1975b), esta última inclui nove gêneros *Hysterocephalus* Diesing, 1851, *Vigiera* Seurat, 1913, *Cyrnea*, *Torquatoides* Inglis, 1965, *Procyrnea* Chabaud, 1958, *Excisa* Gendré, 1928, *Odontospirura* Wehr, 1933, *Habronema* Diesing, 1861 e *Hadjelia* Seurat, 1916 (VICENTE *et al.* 1995), com espécies que parasitam aves e que apresentam ampla distribuição geográfica (ANDERSON 2000).

O gênero *Cyrnea* tem como sinônimo *Seurocyrnea* Strand, 1929, e inclui 11 espécies, entre as quais *Cyrnea eurycerca* Seurat, 1914, como espécie-tipo, registrada em diversas espécies de aves na África e na Europa. Em cuculídeos, foi registrada *Cyrnea piayae* Sandground, 1929 parasitando *Piaya cayana thermophila* Sclater, 1860 no México, e *C. semilunaris* em *Piaya cayana macroura* Gambel, 1849 no Paraguai (YAMAGUTI 1961). *Cyrnea leptoptera* (Rudolphi, 1819) Chabaud, 1958 na África, Ásia e Europa (BARUŠ 1966b). *Cyrnea colini* Cram, 1927 em Galliformes nos Estados Unidos, e *Cyrnea mansioni* (Seurat, 1914) em Falconiformes na África (ANDERSON 2000). No Brasil, quatro espécies do gênero *Cyrnea* permanecem indeterminadas, das quais duas foram encontradas nos cuculídeos *Crotophaga ani* e *Piaya cayana cabanisi* Allen, 1893 no Mato Grosso (VICENTE *et al.* 1995). *Cyrnea semilunaris* é a única espécie conhecida no Brasil, onde foi registrada em *Guira guira* no Mato Grosso, *Crotophaga major* no Pará (YAMAGUTI 1961; RODRIGUES & RODRIGUES 1981; VICENTE *et al.* 1995). *Cyrnea semilunaris* utiliza como hospedeiros intermediários no desenvolvimento do ciclo biológico, ortópteros (gafanhotos e grilos). As larvas se desenvolvem nos tecidos e na hemocele dos insetos, algumas podem encapsular. Durante o desenvolvimento ocorrem duas mudas, e a larva de terceiro estágio está apta à infecção, após ingestão do inseto pelo hospedeiro definitivo (ANDERSON 2000).

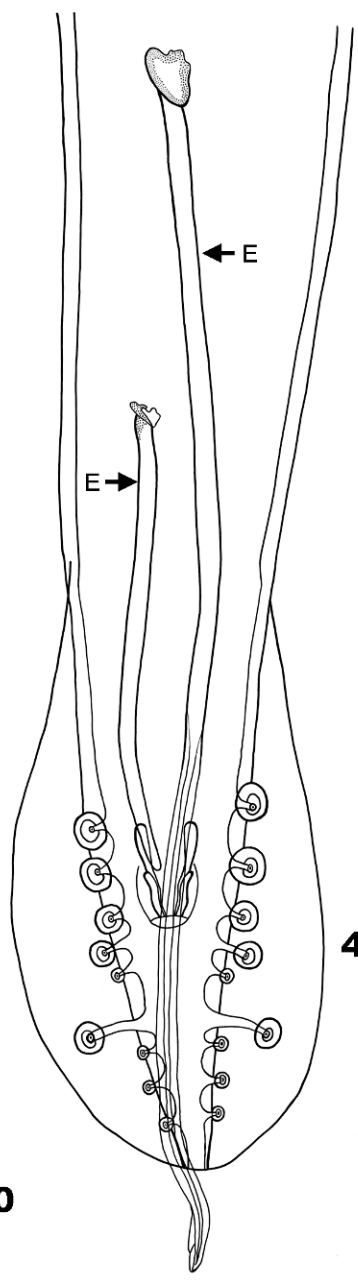
Figuras 40 – 43. *Cyrnea semilunaris*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagrama incompleto: (40) extremidade anterior, apresentando a cápsula bucal, esôfago muscular e porção proximal do esôfago glandular, anel nervoso e poro excretor, barra= 100µm; (41) extremidade anterior, apresentando os dentes e a cápsula bucal, barra= 25µm; (42) extremidade posterior do macho, apresentando os espículos, o gubernáculo e as papilas, barra= 100µm; (43) extremidade posterior da fêmea, apresentando a vulva, ovos e ânus, barra= 200µm. L – lábios; DE – dentes; CB – cápsula bucal; EM – esôfago muscular; EG – esôfago glandular; AN – anel nervoso; PE – poro excretor; E – espículo; VU – vulva; O – ovos; GR – glândulas retais; RT – reto; A – ânus.



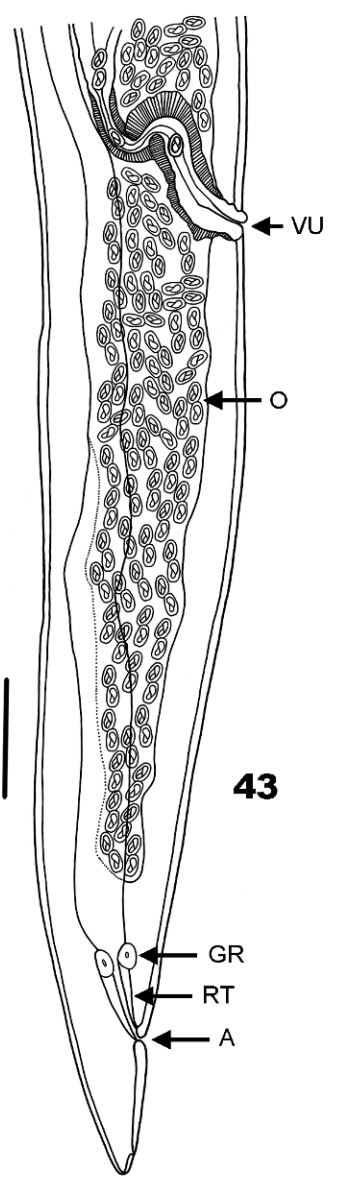
41



40



42



43

Gênero *Torquatoides* Inglis, 1965*Torquatoides crotophaga* (Williams, 1929) Inglis, 1965

(Figuras 44 – 47)

Descrição: Habronematidae, Habronematinae. Baseado em 20 espécimes, 10 machos e 10 fêmeas montados *in toto*. Corpo com cutícula estriada transversalmente. Extremidades atenuadas. Boca com dois lábios laterais pequenos (Fig. 44). Abaixo dos lábios apresentam um anel de placas espessadas, em dupla fileira circular, uma menor anterior e outra maior posterior. Machos: Corpo com 4,75 – 6,25 mm ($5,47 \text{ mm} \pm 0,55 \text{ mm}$) de comprimento, 67,5 – 82,5 ($75 \pm 6,12$) de largura. Cápsula bucal (Fig. 44) 80 – 90 ($83,75 \pm 3,38$) de comprimento, 2,5 ($2,5 \pm 0$) de largura. Esôfago longo; porção muscular 245 – 307,5 ($283 \pm 23,97$) de comprimento; porção glandular 1,16 – 1,29 mm ($1,21 \text{ mm} \pm 0,03 \text{ mm}$) de comprimento. Deirídios distando da região anterior 145 – 190 ($169 \pm 14,49$). Anel nervoso e poro excretor distando 145 – 180 ($164,75 \pm 10,64$) e 150 – 190 ($170 \pm 12,96$), respectivamente, da extremidade anterior do corpo. Espículos desiguais (Fig. 45), o maior com extremidade proximal mais larga e a distal afilada, 370 – 412,5 ($397,25 \pm 17,73$) de comprimento; o menor com a base alargada e a ponta arredondada, 127,5 – 150 ($138,5 \pm 8,51$) de comprimento. Gubernáculo levemente esclerotinado, 22,5 – 27,5 ($25,21 \pm 1,98$; 7) de comprimento. Asas caudais presente. Papilas caudais pedunculadas, equidistantes, 19 pares, sendo 16 pré-cloacais, um adcloacal e dois pós-cloacais. Cloaca distando 62,5 – 75 ($67,5 \pm 4,56$) da extremidade posterior do corpo.

Fêmeas: Corpo com 13,37 – 16,41 mm ($14,95 \text{ mm} \pm 1,03 \text{ mm}$) de comprimento, 115 – 135 ($120,75 \pm 7,07$) de largura. Cápsula bucal 87,5 – 107,5 ($99,25 \pm 7,07$) de comprimento, 2,5 ($2,5 \pm 0$) de largura. Esôfago, porção muscular 342,5 – 397,5 ($376 \pm 17,80$) de comprimento; porção glandular 1,53 – 1,99 mm ($1,85 \text{ mm} \pm 0,15 \text{ mm}$) de comprimento. Deirídios distando

da região anterior 182,5 – 210 ($200,5 \pm 8,56$). Anel nervoso e poro excretor distando 175 – 195 ($185,25 \pm 7,31$) e 185 – 212,5 ($195,75 \pm 7,91$), respectivamente, da extremidade anterior do corpo. Vulva (Fig. 46) situada na metade posterior do corpo. Abertura vulvar distando 4 – 4,3 mm ($4,22 \text{ mm} \pm 0,11 \text{ mm}$) da extremidade posterior. Ovejeter 137,5 – 180 ($153,75 \pm 15,47$) de comprimento, dirigido para a extremidade anterior do corpo. Ovíparas, com útero repleto de ovos. Reto 75 – 85 ($80,5 \pm 4,47$; 5) de comprimento. Cauda (Fig. 47) 90 – 110 ($97,75 \pm 7,02$) de comprimento. Ovos medindo 52 – 53 ($52,5 \pm 0,33$) de comprimento, 15 – 16,5 ($15,4 \pm 0,66$) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*.

Local de Infecção: sob a túnica da moela.

Localidade: Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, RS.

Prevalência: 75,42 %

Intensidade Média de Infecção: 6,52 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 4,92 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 46 helmintos/hospedeiro

Comentários:

O gênero *Torquatoides* é um dos nove gêneros listados para a família Habronematidae. Estes nematóides distinguem-se pelas estruturas cuticulares que formam uma dupla fileira circular após os lábios, na extremidade anterior do corpo. Apresentam distribuição mundial e são parasitos, sob a mucosa da moela (estômago), de diversas espécies das aves Cuculiformes e Coraciiformes (WILLIAMS 1929; VICENTE *et al.* 1995). ANDERSON (2000) não menciona a presença deste gênero.

A história da posição sistemática do gênero *Torquatoides* foi relatada por WILLIAMS (1929). Inicialmente, foi criado o gênero *Torquatella* Yorke & Maplestone, 1926 para agrupar os nematóides do gênero *Spiroptera* Rudolphi, 1819, com duas espécies *Torquatella torquata* (Gendre, 1922) e *Torquatella balanocephala* (Gendre, 1922) parasitos encontrados em aves na África (WILLIAMS 1929). A terceira espécie, *Torquatella conocephala* (Molin, 1860) sinônimo de *Spiroptera conocephala* Molin, 1860 foi descrita para *Cuculus cayanus* Linnaeus, 1766 no Brasil. A partir de nematóides coletados em *Crotophaga ani* no Panamá, WILLIAMS (1929) descreveu a espécie *Torquatella crotophaga* Williams, 1929. Devido às semelhanças morfológicas que aproximavam *T. torquata*, espécie-tipo, e *T. crotophaga*, e a afastavam de *T. balanocephala*, WILLIAMS (1929) propôs a divisão do gênero em dois subgêneros: *Torquatella* para as formas com asa lateral e com quatro papilas cefálicas, e *Torquatoides* para aquelas formas sem asa lateral e com oito papilas cefálicas. Assim, a família Acuariidae, subfamília Schistorophinae Travassos, 1918 e gênero *Torquatella*, incluíam as espécies *Torquatella (Torquatella) torquata* sinônimo de *Spiroptera torquata*; *Torquatella (Torquatella) crotophaga*; e *Torquatella (Torquatoides) balanocephala* sinônimo de *Spiroptera balanocephala*. *Torquatella conocephala* foi considerada por WILLIAMS (1929) como espécie *inquirenda*.

Chabaud (1960 *apud* INGLIS 1965) descreveu detalhadamente a estrutura da extremidade anterior das espécies descritas no gênero *Viguiera*, demonstrando que estas eram características da subfamília Habronematinae. Baseado nestas características, INGLIS (1965) propôs o gênero *Torquatoides*, na família Spiruridae Oerley, 1885 e na subfamília Habronematinae. Esta classificação foi utilizada para o registro de *Torquatoides crotophaga* em Cuculiformes por PENCE & CASTRO (1976).

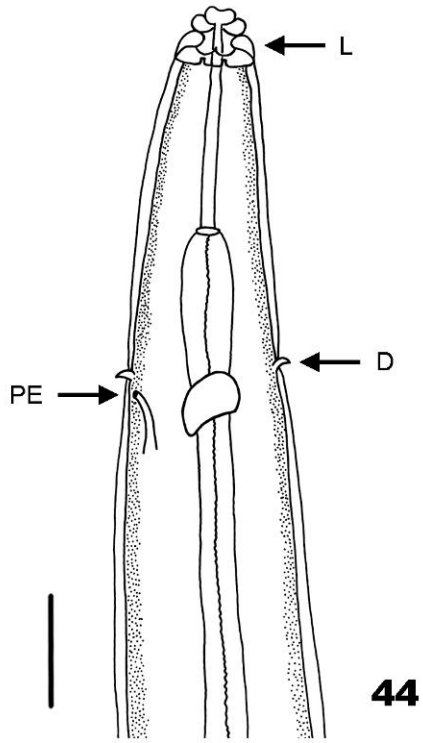
YAMAGUTI (1961) não aceitou o gênero *Torquatella*, propondo um novo gênero *Cathematella* Yamaguti, 1960 e sinonimizando-o ao anterior, porém, incluindo na família Ancyracanthidae Railliet, 1916 e subfamília Schistorophinae. No gênero *Cathematella*

ficaram cinco espécies, entre estas uma registrada para o Brasil em *C. cayanus*, *Cathematella conocephala* (Molin, 1860) e *C. crotophaga* (Williams, 1929) descrita para *C. ani* no Panamá e Paraguai. A classificação para gênero proposta por WILLIAMS (1929) e para família proposta por YAMAGUTI (1961), foram utilizadas por RODRIGUES & RODRIGUES (1981) ao registrarem a presença de *Torquatella crotophaga* no hospedeiro *Guira guira* no Rio de Janeiro.

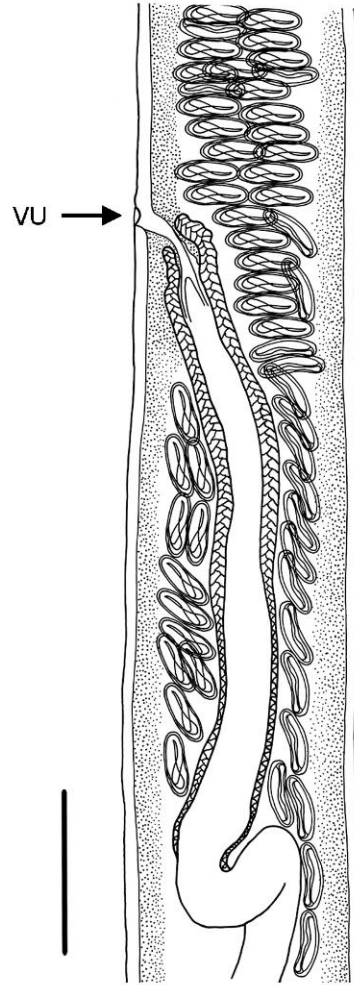
CHABAUD (1975b) considerou a família Habronematidae dividida em três subfamílias, incluindo o gênero *Torquatoides* na subfamília Hysterocephalinae Gendré, 1922.

A diversidade de hospedeiros para o gênero *Torquatoides* aumentou, com oito espécies descritas, *Torquatoides torquata* (Gendré, 1922) Inglis, 1965 em *Centropus monachus* Ruppell, 1837 na África; *Torquatoides balanocephala* (Gendré, 1922) Inglis, 1965 em *Merops malimbicus* Shaw, 1806 na África e *Merops orientalis* Latham, 1802 na Índia; *Torquatoides bengalensis* Nandi & Majumdar, 1987 em *Centropus sinensis* (Stephens, 1815) Inglis, 1965 na Índia; *Torquatoides longiovata* (Ali, 1957) Inglis, 1965 em *M. orientalis* na Índia; *Torquatoides singhi* (Rasheed, 1960) Inglis, 1965 em *Dicrurus macrocercus* Vieillot, 1817 na Índia; *Torquatoides conocephala* (Molin, 1861) Inglis, 1965 em *Piaya cayana* no Brasil; *Torquatoides crotophaga* em *C. ani* na América Central, *C. sulcirostris* e *Geococcyx californianus* no Texas, *G. guira* e *Rhea americana* no Brasil; e *Torquatoides trogoni* Zhang & Brooks, 2004 em *Trogon massena* Gould, 1838 na Costa Rica (GUPTA 1960; RODRIGUES & RODRIGUES 1981; VICENTE *et al.* 1995; ZHANG & BROOKS 2004; ZETTERMANN *et al.* 2005). O ciclo biológico das espécies do gênero *Torquatoides* ainda não foi estudado.

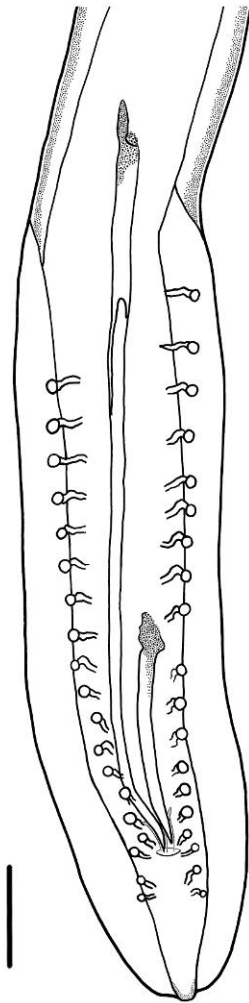
Figuras 44 – 47. *Torquatoides crotophaga*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagrama incompleto: (44) extremidade anterior, barra= 50µm; (45) extremidade posterior do macho, barra= 50µm; (46) região da vulva da fêmea, barra= 100µm; (47) extremidade posterior da fêmea, barra= 50µm. L – lábios; PE – poro excretor; D – deirídio; VU – vulva; A – ânus.



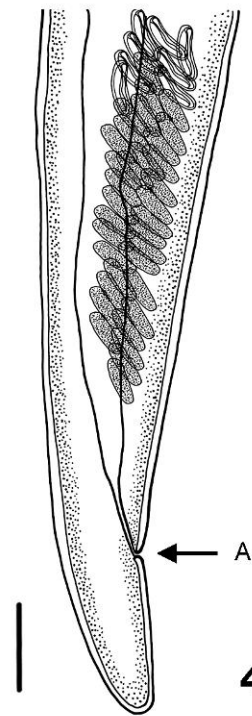
44



46



45



47

Família Tetrameridae Travassos, 1914

Subfamília Tetramerinae Travassos, 1914

Gênero *Microtetrameres* Travassos, 1917

Microtetrameres sp.

(Figuras 48 – 53)

Descrição: Tetrameridae, Tetramerinae. Baseado em 24 espécimes, 12 machos e 12 fêmeas montados *in toto*. Dimorfismo sexual evidente.

Machos: Corpo filiforme (Fig. 48), 3,03 – 3,74 mm (3,42 mm \pm 0,24 mm) de comprimento, 92,5 – 107,5 (101,42 \pm 5,26) de largura. Cutícula transversalmente estriada e sem espinhos. Cápsula bucal cilíndrica (Fig. 50), 20 – 22,5 (20,42 \pm 0,97) de profundidade, 5 – 7,5 (6,87 \pm 1,13) de largura. Esôfago muscular 860 – 957,5 (901,43 \pm 32,75; 7) de comprimento, 32,5 – 35 (33,93 \pm 1,34; 7) de largura. Esôfago glandular 1,76 – 1,91 mm (1,85 mm \pm 0,07 mm; 5) de comprimento, 52,5 – 65 (59,5 \pm 5,7; 5) de largura. Anel nervoso e poro excretor (Fig. 50) distando 162,5 – 182,5 (172,5 \pm 9,1; 11) e 187,5 – 202,5 (195,5 \pm 5,97; 5) da extremidade anterior do corpo, respectivamente. Espículos (Figs 48 e 51) com tamanhos diferentes, alongados, delgados; maior 1,91 – 2,52 mm (2,17 mm \pm 0,22 mm) de comprimento; menor 112,5 – 145 (123,3 \pm 8,41) de comprimento. Cloaca distando 187,5 – 220 (201,92 \pm 10,7) da extremidade posterior do corpo. Quatro pares de papilas caudais, sendo dois pré-cloacais e dois pós-cloacais (Fig. 51).

Fêmeas: Corpo arredondado de coloração avermelhada, formando uma espiral em torno do eixo central geralmente com duas voltas completas (Fig. 49), 1,44 – 1,82 mm (1,59 mm \pm 0,14 mm) de comprimento, 1,24 – 1,64 mm (1,42 mm \pm 0,14 mm) de largura. Cutícula com estriações transversais. Cápsula bucal em forma de barril (Fig. 52), 17,5 – 20 (18,64 \pm 1,31; 11) de profundidade, 7,5 – 10,5 (9,36 \pm 1,21; 11) de largura máxima. Esôfago muscular 190 –

237,5 (209,04 ± 14,87; 11) de comprimento, 27,5 – 32,5 (29,32 ± 2,26; 11) de largura. Anel nervoso e poro excretor (Fig. 52) distando 127,5 – 152,5 (136,14 ± 9,44; 11) e 150 – 157,5 (152,92 ± 3,32; 6) da extremidade anterior do corpo, respectivamente. Parte central do corpo ocupada pelo útero repleto de ovos. Vulva (Fig. 53) distando 255 – 302,5 (274,25 ± 17,08; 10) da extremidade posterior do corpo. Cauda (Fig. 53) 147,5 – 182,5 (163,44 ± 11,25; 8) de comprimento. Ovos, 51,3 – 55 (52,95 ± 1,08) de comprimento, 27,5 – 28,2 (27,62 ± 0,27) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*.

Local de Infecção: proventrículo.

Localidade: Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, RS.

Prevalência: 18,75 %

Intensidade Média de Infecção: 5,69 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 1,07 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 32 helmintos/hospedeiro

Comentários:

A família Tetrameridae está dividida em três subfamílias Crassicaudinae Yorke & Maplestone, 1926, Geopetitiinae Chabaud, 1951 e Tetramerinae. Esta última inclui os gêneros *Tetrameres* Creplin, 1846 e *Microtetrameres*, que são parasitos do proventrículo das aves. O gênero *Microtetrameres* caracteriza-se pelo corpo da fêmea em forma espiralada e pela ausência de espinhos no corpo do macho (CHABAUD 1975b). Este gênero é considerado por alguns autores como subgênero de *Tetrameres* (CHABAUD 1975b; VICENTE *et al.* 1995), mas as diferenças morfológicas dos estágios larvais e adulto justificam ser reconhecido como um gênero distinto (ANDERSON 2000).

Dezessete espécies foram descritas para o gênero *Microtetrimeres*, que tem como espécie tipo *Microtetrimeres cruzi* Travassos, 1914. Três espécies estão descritas para o Brasil, *Microtetrimeres minima* Travassos, 1914, *Microtetrimeres pusilla* Travassos, 1915 e *M. cruzi* (YAMAGUTI 1961). VICENTE *et al.* (1995) além das espécies acima, acrescentam *Microtetrimeres micropenis* Travassos, 1915 para o Brasil, mas nenhuma das espécies em Cuculiformes.

Os machos de *Microtetrimeres* sp. coletados nos anus, diferenciam-se das espécies registradas para o Brasil pelos seguintes caracteres: de *M. minima* e *M. cruzi*, pelo tamanho do corpo, dos espículos, e a posição das papilas caudais (TRAVASSOS 1914); de *Microtetrimeres pusilla*, pelo tamanho dos espículos, e o número e a localização das papilas caudais; e de *M. micropenis* pela presença de espinhos na região anterior do corpo, caráter descritos em machos do gênero *Tetrimeres* (TRAVASSOS 1915b; 1919).

MAWSON (1977) listou 20 espécies, sendo 15 novas descrições, de *Microtetrimeres* parasitos das aves Accipitriformes, Cuculiformes, Strigiformes, Caprimulgiformes e Passeriformes na Austrália. Entre os Cuculiformes, três novas espécies de *Microtetrimeres* foram descritas, baseado na forma e no tamanho dos espículos: *Microtetrimeres coracinae* Mawson, 1977 parasitando *Cuculus pallidus* (Latham, 1802); *Microtetrimeres cacomantis* Mawson, 1977 em *Cacomantis variolosus* (Vigors & Horsfield, 1827); e *Microtetrimeres* sp. em *Cacomantis pyrrhophanus* (Vieillot, 1817). A maioria das espécies apresentou um grau de especificidade ao hospedeiro, principalmente entre os Cuculiformes e Passeriformes (MAWSON 1977). Mas, nenhuma destas assemelha-se aos espécimes coletados dos anus. ANDERSON (2000) cita as espécies *Microtetrimeres centuri* Barus, 1966, *Microtetrimeres corax* Schell, 1953, *Microtetrimeres helix* Cram, 1927 e *Microtetrimeres inermis* (Linstow, 1879), porém, nenhuma para Cuculiformes, nem para o Brasil.

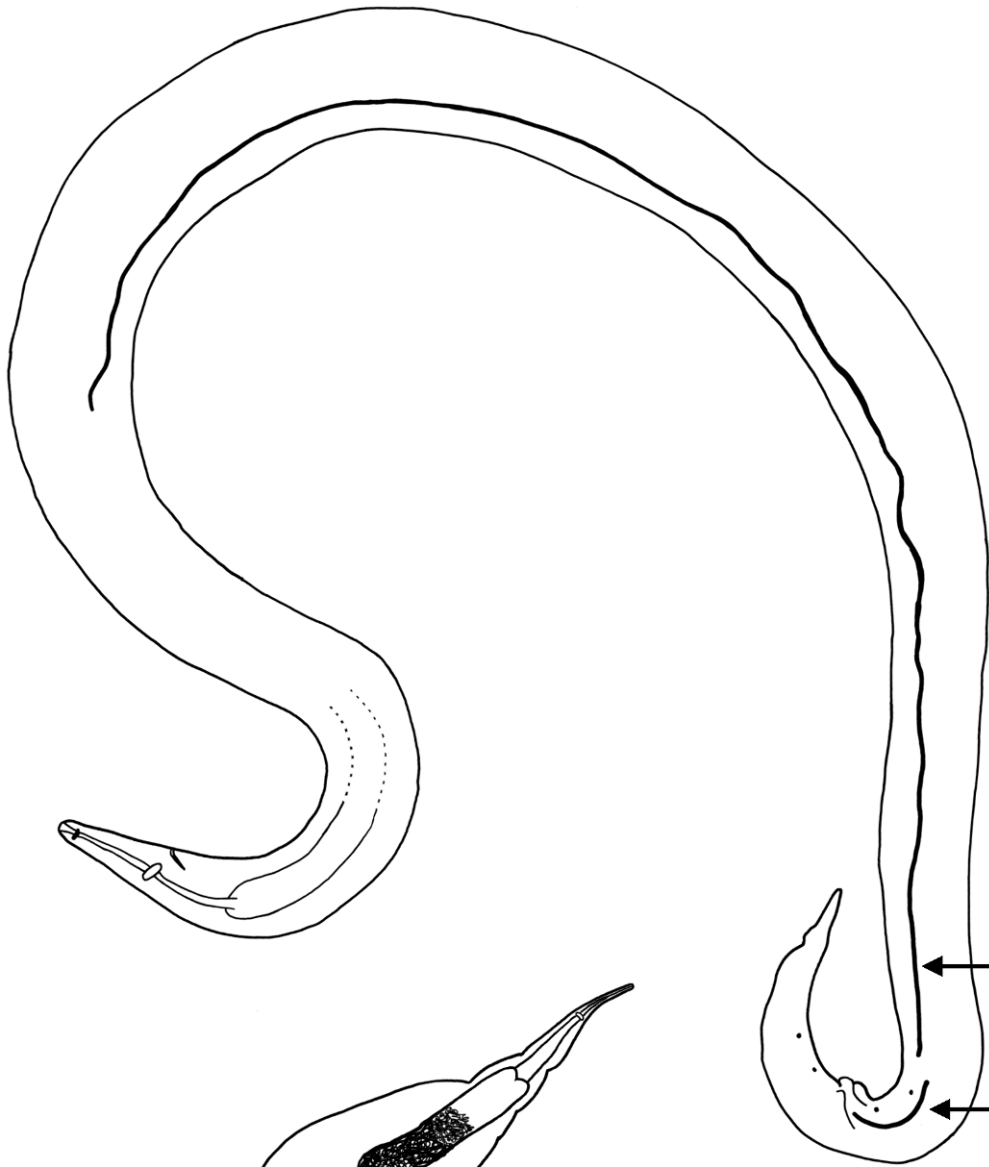
STUART *et al.* (1972) registraram a presença de *Microtetrimeres spiralis* (Seurat, 1915) em *Bubulcus ibis* (Linnaeus, 1758), garça-vaqueira, nos EUA. Na Espanha,

NOGUESEROLA *et al.* (2002) encontraram o mesmo nematóide parasitando a garça-vaqueira. Para o Brasil não há registro desta espécie. Nós examinamos dois espécimes de *B. ibis* (garça-vaqueira) da mesma região de coleta dos anus, e encontramos o nematóide no proventrículo das garças-vaqueiras. Ao comparar com os espécimes de *Microtetrameres* sp. coletados nos anus, foram morfológicamente distintos, portanto, não se trata da mesma espécie, embora estivessem na mesma região. Assim, será necessário mais estudo para a identificação desta espécie.

MAWSON (1979) menciona a proposta da criação de um subgênero *Gubernacules* Rasheed, 1960, para o gênero *Microtetrameres*, baseado na presença do gubernáculo. O gubernáculo é uma estrutura geralmente distinta, mas em alguns casos pode ser indefinida, sendo assim, esta subdivisão é insatisfatória e foi rejeitada (MAWSON 1979; DIGIANI 2000).

No desenvolvimento do ciclo biológico destes nematóides estão envolvidos insetos, principalmente ortópteros (grilos e gafanhotos) como hospedeiros intermediários de *Microtetrameres* (QUENTIN *et al.* 1986; ANDERSON 2000).

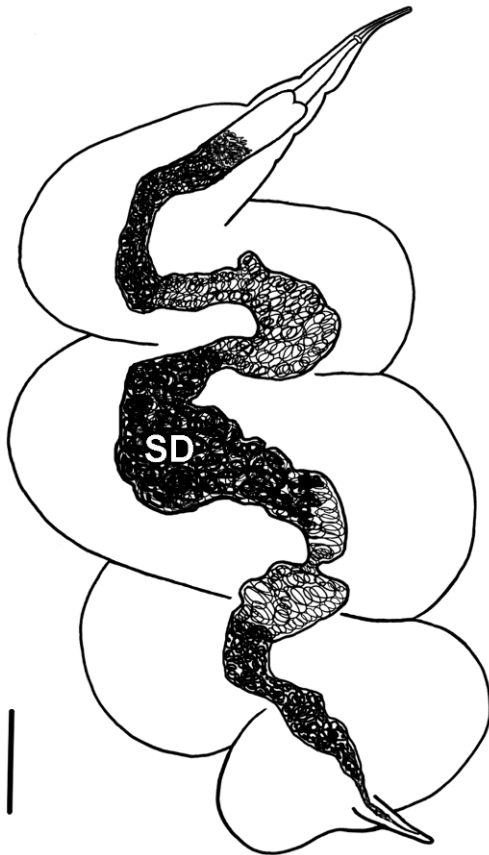
Figuras 48 – 49. Espécime *Microtetrimeres* sp., parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagrama incompleto: (48) macho *in toto*, barra= 150µm; (49) fêmea *in toto*, barra= 250µm. E – espículo; SD – sistema digestório.



48

E

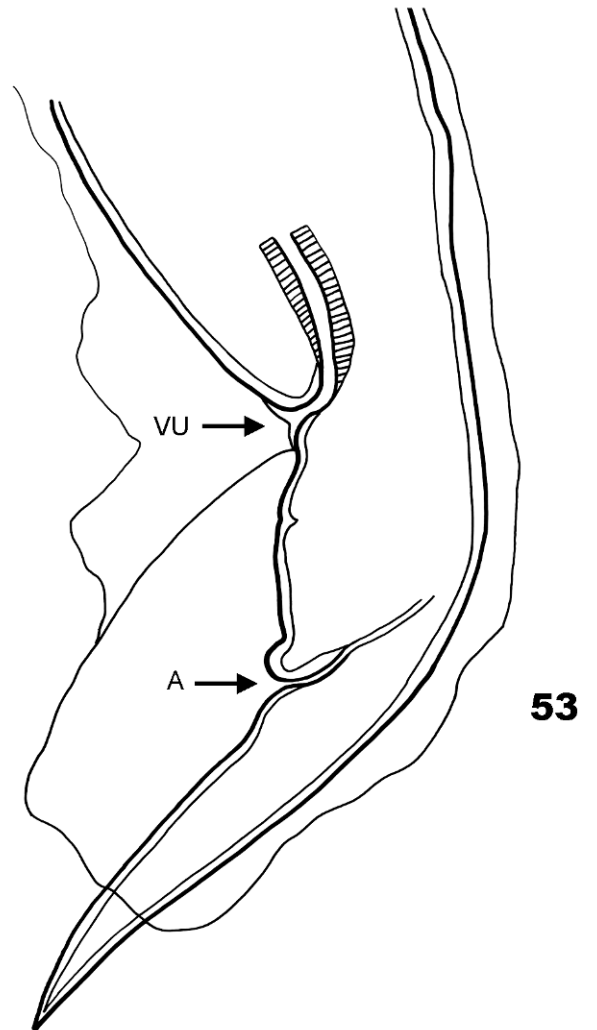
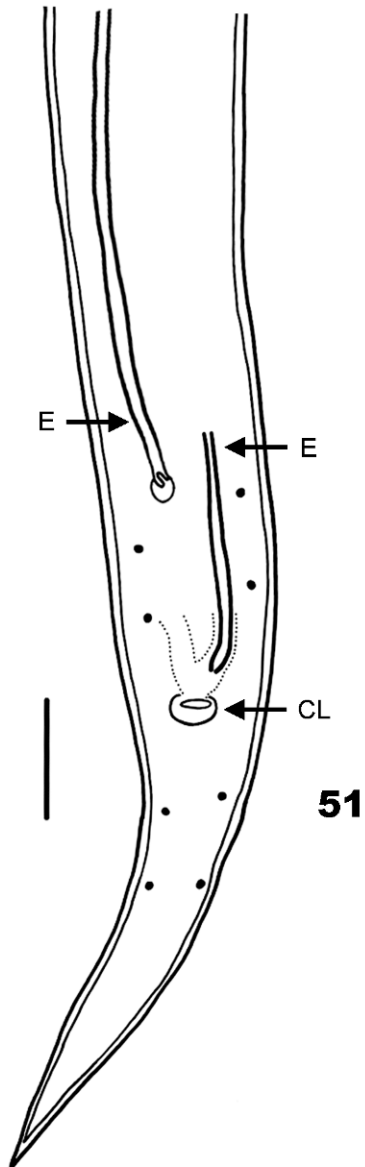
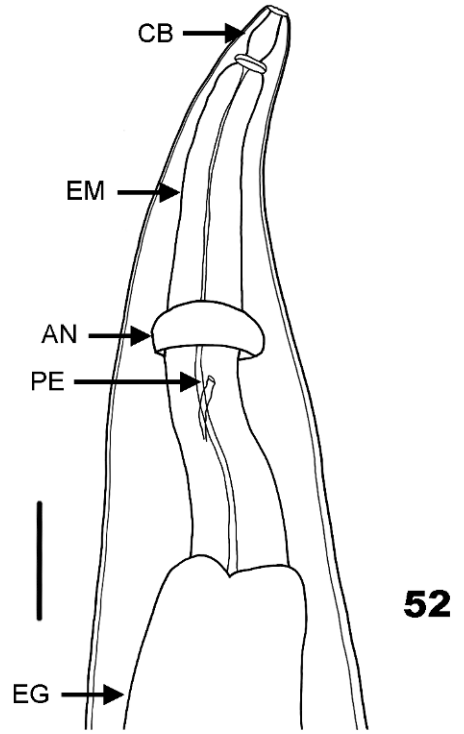
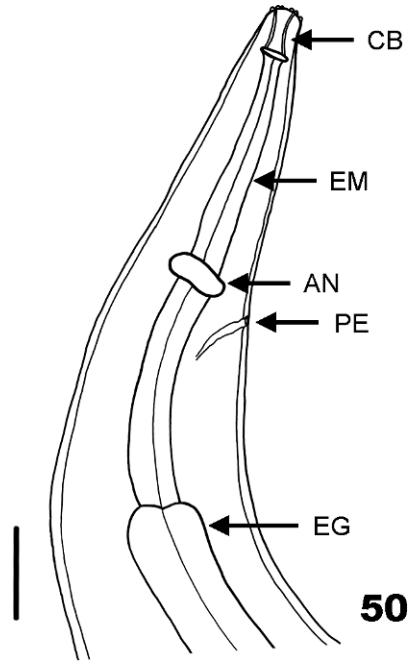
E



SD

49

Figuras 50 – 53. Espécime *Microtetrameres* sp., parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagrama incompleto: (50) extremidade anterior do macho, apresentando a cápsula bucal, esôfago muscular e porção proximal do esôfago glandular, anel nervoso e poro excretor, barra= 50 μ m; (51) extremidade posterior do macho, apresentando o espículo menor, porção distal do espículo maior, cloaca e papilas, barra= 75 μ m; (52) extremidade anterior da fêmea, apresentando a cápsula bucal, esôfago muscular e porção proximal do esôfago glandular, anel nervoso e poro excretor, barra= 50 μ m; (53) extremidade posterior da fêmea, apresentando a vulva e o ânus, barra= 50 μ m. CB – cápsula bucal; EM – esôfago muscular; EG – esôfago glandular; AN – anel nervoso; PE – poro excretor; VU – vulva; A – ânus; E – espículo; CL – cloaca.



Superfamília Acuarioidea Railliet, Henry & Sisoff, 1912

Família Acuariidae Railliet, Henry & Sisoff, 1912

Subfamília Acuariinae Railliet, Henry & Sisoff, 1912

Gênero *Dispharynx* Railliet, Henry & Sisoff, 1912

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

(Figuras 54 – 59)

Descrição: Acuariidae, Acuariinae. Baseado em 48 espécimes, 24 machos e 24 fêmeas, montados *in toto*. Nematóides com dimorfismo sexual, fêmeas maiores que os machos. Cutícula estriada transversalmente. Lábios pequenos e cônicos. Quatro cordões distintos (Fig. 54), recorrentes, não anastomosados iniciando na superfície dorsal e ventral da abertura oral, estendendo-se até a porção posterior do esôfago muscular.

Machos: Corpo filiforme, 7,64 – 11,4 mm (9,15 mm \pm 1,28 mm) de comprimento, 0,28 – 0,37 mm (0,30 mm \pm 0,037 mm) de largura. Cordões cefálicos 1,08 – 1,45 mm (1,18 mm \pm 0,16 mm) de comprimento, 25 – 27,5 (26,75 \pm 1,21; 10) de largura. Anel nervoso na porção anterior do esôfago muscular e o poro excretor posterior ao anel nervoso (Fig. 54), distando 285 – 357,5 (312,8 \pm 32,76) e 577,5 – 685 (597,9 \pm 61,5; 17), respectivamente, da extremidade anterior. Papila cervical bífida ao nível do poro excretor, distando 710 – 960 (751,77 \pm 104,53) da extremidade anterior. Distância entre o início do esôfago muscular e a papila cervical, 65 – 212,5 (132,73 \pm 46,79; 22). Cápsula bucal estriada transversalmente, 207,5 – 275 (236,04 \pm 24,86) de comprimento, 15 – 17,5 (16,25 \pm 1,32; 10) de largura. Distância entre o final da cápsula bucal e o anel nervoso 52,5 – 65 (55,42 \pm 6,18). Esôfago dividido em duas porções: anterior muscular, 540 – 830 (642,08 \pm 87,08) de comprimento, 85 – 117,5 (95,31 \pm 13,52) de largura; e posterior glandular 2,22 – 3,44 mm (2,72 mm \pm 0,33 mm) de comprimento, 140 – 200 (158,3 \pm 23,67) de largura, respectivamente. Extremidade

caudal enrolada (Fig. 55), com a abertura da cloaca distando 390 – 545 ($446,98 \pm 55,07$) da extremidade posterior do corpo. Nove pares de papilas caudais, quatro pares pré-cloacais e cinco pares pós-cloacais pedunculares. Distância entre a cloaca e o primeiro par de papilas pós-cloacais 100; entre o primeiro par de papilas pós-cloacais e o segundo 57,5; entre o segundo par e o terceiro par de papilas 137,5; entre o terceiro e o quarto par de papilas 50; entre o quarto e o quinto par de papilas 92,5; e entre o quinto par de papilas pós-cloacais e a extremidade posterior da cauda 45. Espículos (Figs 55 e 56) desiguais e dissimilares; maior e mais fino, 800 – 912,5 ($842,19 \pm 38,41$) de comprimento; menor 280 – 322,5 ($294,27 \pm 19,47$) de comprimento.

Fêmeas: Corpo com 6,12 – 13,63 mm ($9,91 \text{ mm} \pm 2,16 \text{ mm}$) de comprimento, 280 – 650 ($442,92 \pm 117,64$) de largura. Cordões cefálicos 1,15 – 2,48 mm ($1,92 \text{ mm} \pm 0,39 \text{ mm}$) de comprimento, 20 – 25 ($22,71 \pm 1,29$; 12) de largura. Anel nervoso e o poro excretor distando 235 – 422,5 ($344,02 \pm 50,30$; 23) e 540 – 1030 ($675,67 \pm 133,97$; 15), respectivamente, da extremidade anterior. Papila cervical bífida distando 630 – 1130 ($923,75 \pm 155,47$) da extremidade anterior. Distância entre o início do esôfago muscular e a papila cervical, 120 – 232,5 ($157,12 \pm 31$; 20). Cápsula bucal 215 – 325 ($263,23 \pm 27,28$) de comprimento, 15 – 22,5 ($19,17 \pm 3,08$) de largura. Distância entre o final da cápsula bucal e o anel nervoso 52,5 – 77,5 ($67,11 \pm 7,92$; 19). Esôfago, porção muscular 460 – 970 ($743,18 \pm 116,43$; 22) de comprimento, 65 – 162,5 ($108,52 \pm 25,02$; 22) de largura; porção glandular 2,38 – 4,62 mm ($3,03 \text{ mm} \pm 0,59 \text{ mm}$; 13) de comprimento, 140 – 230 ($177,37 \pm 24,26$; 20) de largura, respectivamente. Útero bem desenvolvido, com muitos ovos. Ovejeter (Fig. 58) 262,5 de comprimento. Vulva (Fig. 57), 1,79 – 3,05 mm ($2,50 \text{ mm} \pm 0,39 \text{ mm}$) da extremidade posterior do corpo. Cauda (Fig. 57) 110 – 165 ($141,46 \pm 14,91$) de comprimento. Ovos (Fig. 59), 35 – 37,5 ($35,79 \pm 1,19$; 19) de comprimento, 22,5 de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*.

Local de Infecção: proventrículo.

Localidade: Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, RS.

Prevalência: 25,83 %

Intensidade Média de Infecção: 6,95 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 1,80 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 82 helmintos/hospedeiro

Espécimes depositados. CHIOC nº 35605; 35606; 35607 e 35608.

Comentários:

Os nematóides da superfamília Acuarioidea apresentam ampla distribuição geográfica e parasita o sistema digestório de Procellariiformes, Pelecaniformes, Ciconiiformes, Anseriformes, Charadriiformes, Coraciiformes que vivem em ambientes aquáticos, e dos Falconiformes, Galliformes, Passeriformes, Cuculiformes, em ambientes terrestres (BARUŠ 1966a; MACKO *et al.* 1974a; ANDERSON 2000; BARTMANN & AMATO 2009).

Acuariidae é a única família reconhecida dentro de Acuarioidea, agrupando nematóides que apresentam como característica a complexidade das estruturas cefálicas de fixação, conhecidas como cordões cefálicos (ANDERSON 2000). Três subfamílias Acuariinae, Seuratiinae Chitwood & Wehr, 1932 e Schistorophinae Travassos, 1918 representam esta família (CHAUBAUD 1975b; ANDERSON 2000).

Dezessete gêneros são listados na família Acuariidae, sendo *Acuaria* Bremser, 1811 o gênero tipo; *Cheilospirura* Diesing, 1861; *Chordatortilis* Mendonça & Rodrigues, 1965; *Dispharynx*; *Deliria* Vicente, Pinto & Noronha, 1980; *Echinuria* Soloviev, 1912; *Skrjabinoclava* Sobolev, 1943; *Cosmocephalus* Molin, 1858; *Synhimanthus* Railliet, Henry & Sisoff, 1912; *Desportesius* Chabaud & Campana, 1949; *Ancyracanthopsis* Diesing, 1861;

Sciadiocara Skrjabin, 1916; *Streptocara* Railliet & Sisoff, 1912; *Schistorophus* Railliet, 1916; *Viktorocara* Gushanskaya, 1950; *Stegophorus* Wehr, 1934; e *Seuratia* Skrjabin, 1912 (VICENTE *et al.* 1995).

O gênero *Dispharynx* caracteriza-se pela presença de cordões recorrentes, não anastomosados, com uma pequena papila cervical, machos com espículos desiguais e dissimilares, geralmente, com cinco pares de papilas pós-cloacais (CRAM 1927). Em Cuba, MACKO *et al.* (1974b) investigaram as variabilidades morfológicas de *D. nasuta* parasitos do proventrículo de patos domésticos e aves de vida livre, descreveram variações com relação ao comprimento dos nematóides juvenis e adultos, ao comprimento dos cordões cefálicos, ao comprimento dos ramos descendentes dos cordões em relação ao comprimento do esôfago muscular e a localização da papila cervical, como um indicador da idade dos nematóides. CHABAUD (1975b) e ZHANG *et al.* (2004) consideraram *Dispharynx* como subgênero de *Synhimantus* Railliet, Henry & Sisoff, 1912, enquanto BARUŠ (1966a), BRASIL & AMATO (1992) e VICENTE *et al.* (1995) consideraram como um gênero distinto.

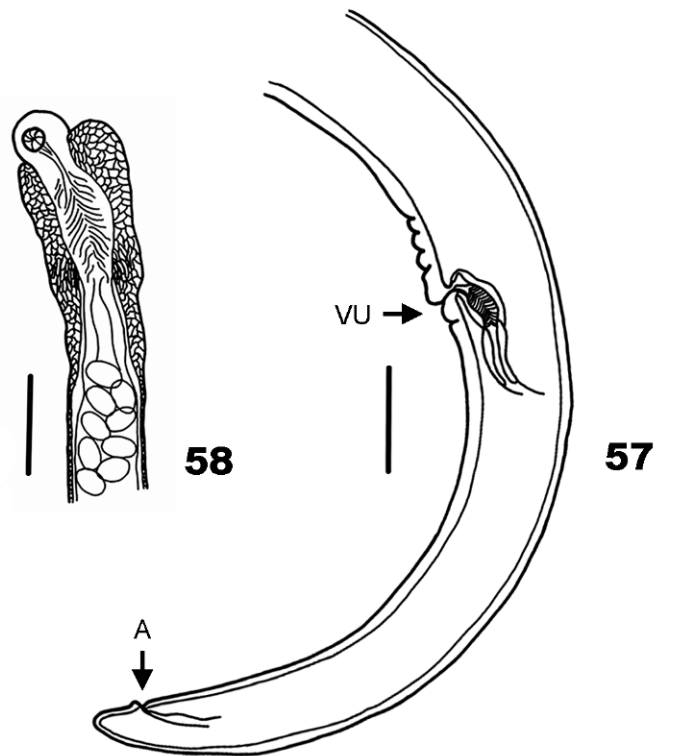
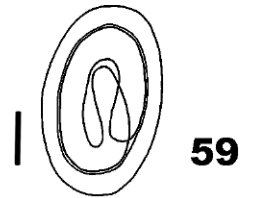
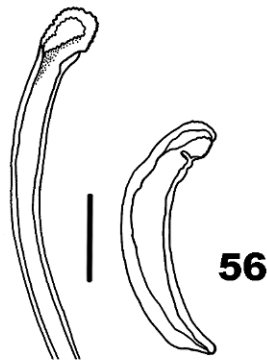
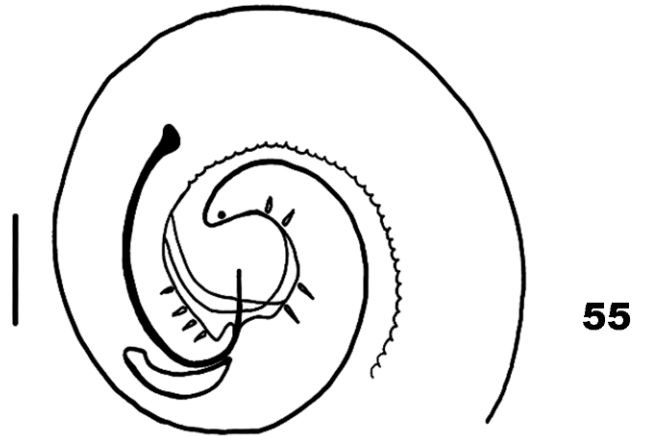
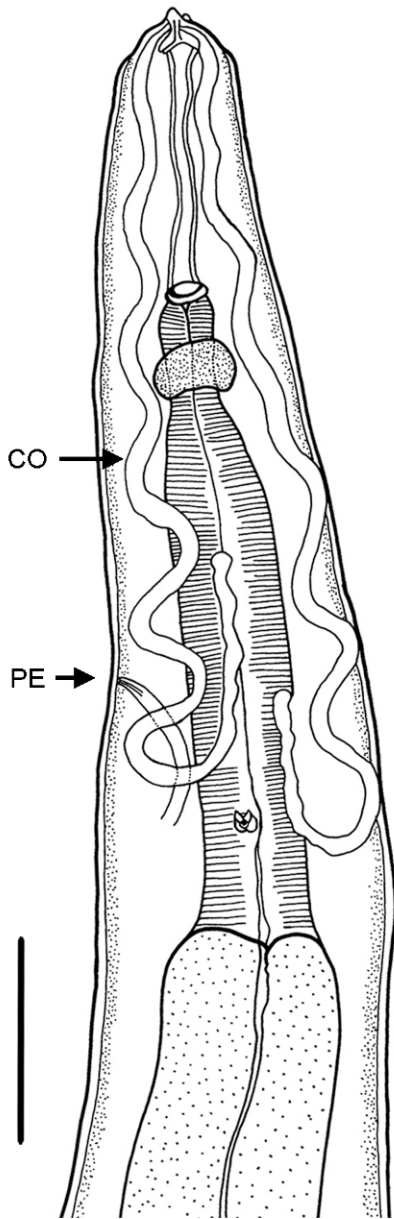
YAMAGUTI (1961) registra três espécies para o Brasil, *D. nasuta* espécie tipo encontrada em diversas aves, *Dispharynx capitata* (Molin, 1860) Cram, 1927 em *Falco minutus* Linné, 1766, *Dispharynx crassissima* (Molin, 1860) Cram, 1927 em *Rhamphastos vitellinus* Lichtenstein, 1823, *Dispharynx magnilabiata* (Molin, 1860) Gendre, 1920 em *Platalea ajaja* Linnaeus, 1758. VICENTE *et al.* (1995) aceitaram a classificação anterior, acrescentando *Dispharynx* sp. em *Crotophaga major* no Mato Grosso do Sul, e *Dispharynx spiralis* (Molin, 1858) Skrjabin, 1916, sendo esta última sinônimo júnior de *Dispharynx nasuta* (Rudolphi, 1819) Stiles & Hassall, 1920 (GOBLE & KUNZ 1945). Além de *D. spiralis*, existem outros sinônimos *Spiroptera nasuta* Rudolphi, 1819; *Dispharagus nasutus* (Rudolphi, 1819) Dujardin, 1844; *Dispharagus spiralis* Molin, 1858; *Filaria nasuta* (Rudolphi, 1819) Schneider, 1866; *Dispharagus tentaculatus* Colucci, 1893; *Dispharagus spiralis columbae* Bridré, 1910; *Acuaria (Dispharynx) nasuta* (Rudolphi, 1819) Railliet, Henry & Sisoff, 1912;

Acuaria (Dispharynx) spiralis (Molin, 1858) Railliet, Henry & Sisoff, 1912; *Cheilospirura nasuta* (Rudolphi, 1819) Ransom, 1916; *Dispharynx stonae* Harwood, 1933 (GOBLE & KUNZ 1945).

O gênero *Dispharynx* foi registrado pela primeira vez em Cuculiformes, com a espécie *Dispharynx resticula* Canavan, 1929 encontrada em *Crotophaga sulcirostris* no Zoológico da Filadélfia, EUA (CANAVAN 1929). Posteriormente, a espécie *D. resticula* foi encontrada parasitando o esôfago e o proventrículo de *Crotophaga ani*, em Cuba, considerada uma espécie muito próxima de *D. nasuta*. A distinção proposta para as duas espécies, *D. nasuta* e *D. resticula*, baseou-se nas larguras dos cordões cefálicos e dos espículos, e algumas características da espécie (MACKO *et al.* 1974a; b).

No Brasil, foi registrado em aves com importância econômica (galinhas, galinhas d'angola, perus), devido às lesões que provoca no órgão (BARTMANN & AMATO 2009). BARTMANN & AMATO (2009) registraram a presença de *D. nasuta* parasitando os cuculídeos, *C. ani* e *Guira guira* no Rio Grande do Sul. Este nematóide é um parasito das glândulas de Lieberkühn, do proventrículo das aves, onde mantém a região anterior presa na glândula e a posterior livre no lúmen do órgão (MACKO *et al.* 1974b; BRASIL & AMATO 1992; MENEZES *et al.* 2001), e da moela (SPALDING *et al.* 1996; BITZ *et al.* 1997). Em criações extensivas, comum no sul do país, várias espécies de artrópodes, isópodos terrestres, ortópteros, coleópteros e diplópodos podem atuar como hospedeiros intermediários de *D. nasuta* (GOBLE & KUNZ 1945; ANDERSON 2000).

Figuras 54 – 59. *Dispharynx nasuta*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagrama incompleto: (54) extremidade anterior, apresentando cápsula bucal, esôfago muscular e porção proximal do esôfago glandular, anel nervoso, poro excretor, papila cervical e os cordões cefálicos, barra= 200µm; (55) extremidade posterior do macho, apresentando o espículo maior, espículo menor e as papilas, barra= 300µm; (56) extremidade proximal do espículo maior e detalhe do espículo menor, barra= 100µm; (57) extremidade posterior da fêmea, mostrando a vulva e o ânus, barra= 200µm; (58) forma do ovejetor, barra= 100µm; (59) ovo, barra= 10µm. PE – poro excretor; CO – cordões cefálicos; VU – vulva; A – ânus.



Subfamília Schistorophinae Travassos, 1918

Schistorophinae (Larvas)

(Figuras 60 – 61)

Descrição: Acuariidae, Schistorophinae. Baseado em três espécimes montados *in toto*, e parte de um espécime incluindo a região posterior. Larvas de terceiro estágio, não apresentando diferenciação sexual. Corpo filiforme, 4,15 – 5,75 mm ($4,97 \text{ mm} \pm 0,8 \text{ mm}$; 3) de comprimento, 70 de largura. Projeções cuticulares na extremidade anterior do corpo (Fig. 60). Cápsula bucal evidente 37,5 de comprimento, 6 – 7,5 ($6,5 \pm 0,87$; 3) de largura. Esôfago (Fig. 60) dividido em duas partes: uma anterior muscular, 237,5 – 275 ($254,17 \pm 19,09$; 3) de comprimento, 17,5 – 20 ($19,17 \pm 1,44$; 3) de largura, e outra posterior glandular 1,275 – 1,28 mm ($1,28 \text{ mm} \pm 0,003 \text{ mm}$; 3) de comprimento, 45 – 60 ($51,67 \pm 7,64$; 3) de largura. Anel nervoso distando 145 – 162,5 ($152,5 \pm 9,01$; 3) e os deirídios a 150 – 187,5 ($169,17 \pm 18,76$; 3) da extremidade anterior do corpo; distância do anel nervoso ao início do esôfago glandular 150 – 170 ($160 \pm 14,14$; 2). Reto 55 – 62,5 ($60 \pm 4,33$; 3) de comprimento. Cauda (Fig. 61) 87,5 – 125 ($100 \pm 17,68$; 4) de comprimento.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*.

Local de Infecção: sob a mucosa da moela.

Localidade: Jaguari, RS.

Prevalência: 0,83 %

Intensidade Média de Infecção: 2 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,017 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 3 helmintos/hospedeiro

Comentários:

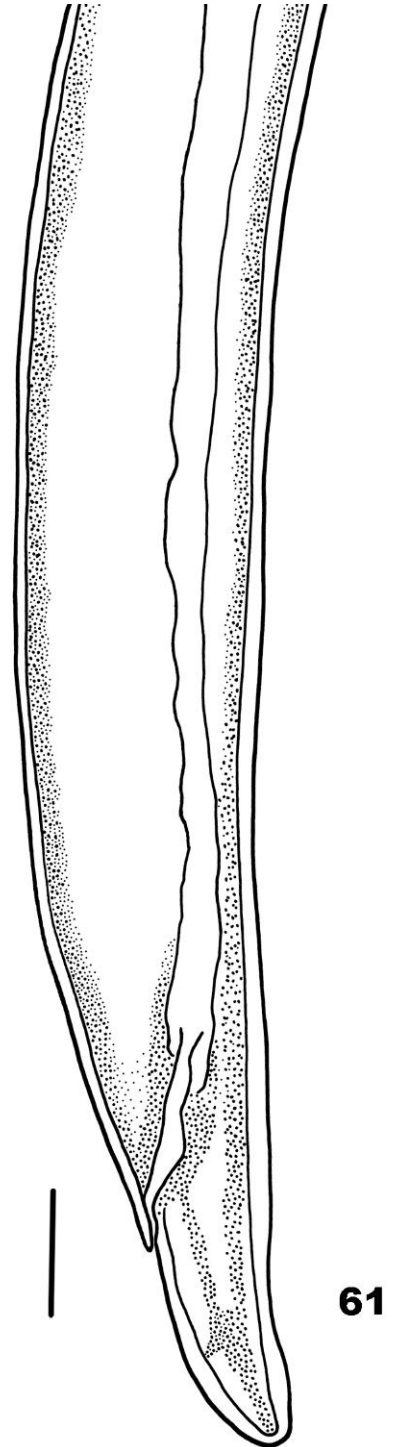
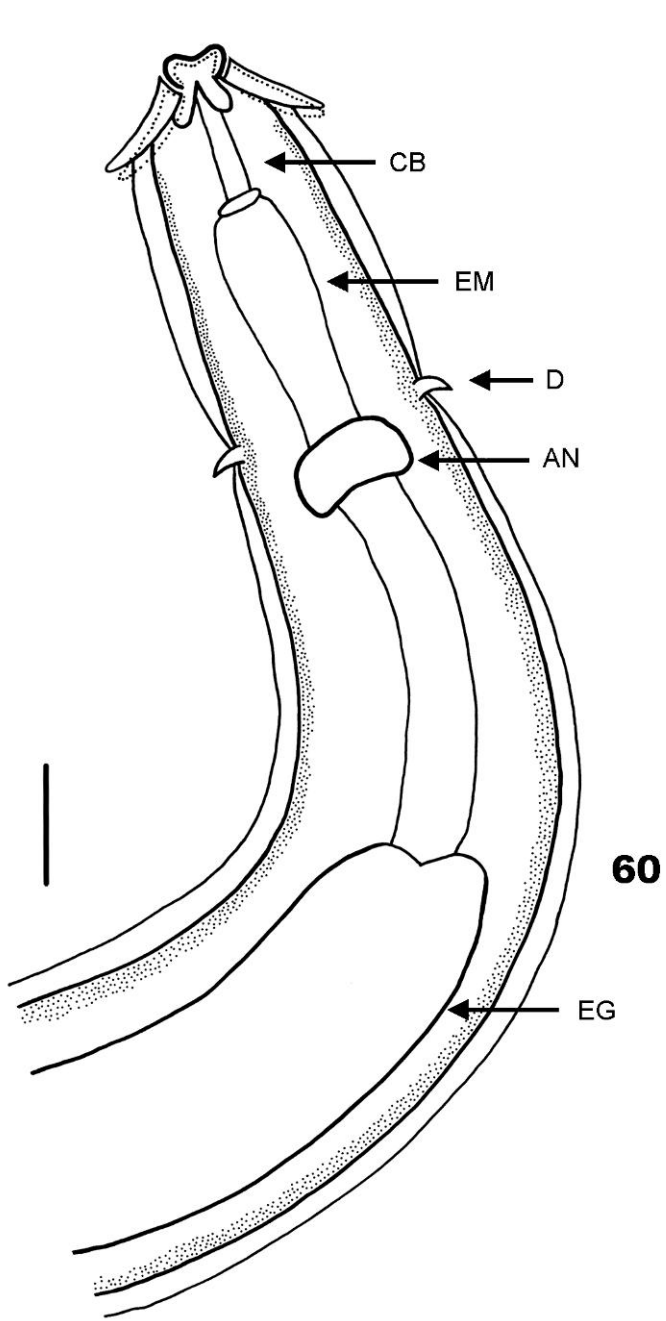
A subfamília Schistorophinae inclui cinco gêneros: *Schistogendra* Chabaud & Rousselot, 1956; *Schistorophus* Railliet, 1916; *Sciadiocara*; *Viktorocara*; e *Ancyracanthopsis* Diesing, 1861 (CHABAUD 1975b). Historicamente, *Schistorophus* foi sinonimizado à *Quasithelazia* Maplestone, 1932. Ainda, *Quasithelazia* e *Schistogendra* também foram sinonimizados à *Viktorocara*. Posteriormente, *Quasithelazia* tornou-se gênero válido, e *Schistogendra* permaneceu como sinônimo. *Viktorocara* foi considerado gênero distinto (WONG & LANKESTER 1984). VICENTE *et al.* (1995) listam como gêneros válidos *Ancyracanthopsis*, *Sciadiocara*, *Schistorophus*, e *Viktorocara*.

As larvas coletadas na moela do anu-preto e do anu-branco apresentam características morfológicas similares a dois gêneros da subfamília Schistorophinae, *Sciadiocara* e *Viktorocara*. Espécimes destes gêneros distinguem-se principalmente pela forma das quatro projeções cuticulares na extremidade anterior do corpo, que no primeiro, são arredondadas e no segundo, pontiagudas (CHABAUD 1975b). Outras características como a forma da boca, cápsula bucal e esôfago, são distintas entre os gêneros quando observadas em espécimes adultos, mas quando são observadas em larvas tornam-se indefinidas (VICENTE *et al.* 1995).

Espécies de ambos os gêneros apresentam ampla distribuição geográfica, inclusive parasitando aves no Brasil. WONG & LANKESTER (1984) revisaram o gênero *Viktorocara*, e quatro espécies foram consideradas válidas *Viktorocara capillaris* (Molin, 1860) Wong & Lankester, 1984, *Viktorocara limosae* Daiya, 1966, *Viktorocara garridoi* Baruš, 1968 e *Viktorocara charadrii* Belopolskaya, 1953, parasitando aves das famílias Charadriidae, Icteridae, Corvidae, Scolopacidae. No Brasil, foi encontrado *Viktorocara* sp. em *Syrigma sibilatrix* Temminck, 1815 (VICENTE *et al.* 1995). *Viktorocara brasiliensis* Pinto, Vicente & Noronha, 1997 foi registrada em *Cyanocorax chrysops* (Vieillot, 1818) e *Cyanocorax cyanomellas* (Vieillot, 1818) no Mato Grosso do Sul (PINTO *et al.* 1997).

WONG & LANKESTER (1985) revisaram o gênero *Sciadiocara*, e sete espécies foram consideradas válidas, entre as quais, *Sciadiocara umbellifera* (Molin, 1860) Skrjabin, 1916 parasitando *Ibis rubra* Linnaeus, 1758, *Totanus melanoleucus* Vieillot, 1818, *Scolopax major* Gmelin, 1789, *Eudocimus ruber* Linnaeus, 1758 e *Tringa melanoleuca* Gmelin, 1789 no Brasil (VICENTE *et al.* 1995). CREMONTE *et al.* (1999) descreveram *Sciadiocara haematopodi* Cremonte, Navone & Etchegoin, 1999 para a América do Sul, em aves da família Laridae.

Figuras 60 – 61. Larva da subfamília Schistorophinae, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagrama incompleto: (60) extremidade anterior, apresentando a cápsula bucal, esôfago muscular e porção proximal do esôfago glandular, anel nervoso e os deirídios, barra= 50µm; (61) extremidade posterior, abertura do ânus, barra= 50µm. CB – cápsula bucal; EM – esôfago muscular; EG – esôfago glandular; D – deirídio; AN – anel nervoso.



Superfamília Filarioidea Weinland, 1858

Família Onchocercidae Leiper, 1911

Subfamília Splendidofilariinae Chabaud & Choquet, 1953

Gênero *Aproctella* Cram, 1931

Aproctella stoddardi Cram, 1931

(Figuras 62 – 65)

Descrição: Onchocercidae, Splendidofilariinae. Baseado em 28 espécimes, 14 machos e 14 fêmeas, montados *in toto*. Na extremidade anterior, há um par de minúsculas elevações cuticulares que partem da cavidade bucal.

Machos: Corpo filiforme, 6,3 – 9,17 mm ($7,85 \text{ mm} \pm 0,82 \text{ mm}$) de comprimento, 120 – 200 ($171,43 \pm 26,27$) de largura. Esôfago (Fig. 62) curto, não dividido, 310 – 407,5 ($360,9 \pm 32,78$) de comprimento. Anel nervoso (Fig. 62) distando 140 – 170 ($160,18 \pm 8,63$) e poro excretor a 205 – 207,5 ($206,25 \pm 1,77$; 2) da extremidade anterior. Espículos (Fig. 64) recurvados; maior 87,5 – 107,5 ($96,07 \pm 6,18$) de comprimento, apresentando a extremidade distal arredondada; menor 62,5 – 90 ($76,78 \pm 8,8$) de comprimento, com a extremidade distal em forma triangular. Cauda (Fig. 63) 62,5 – 75 ($68,39 \pm 3,48$) de comprimento.

Fêmeas: Corpo com 10,75 – 15,57 mm ($12,52 \text{ mm} \pm 1,32 \text{ mm}$) de comprimento, 230 – 320 ($263,57 \pm 28,72$) de largura. Esôfago 360 – 475 ($390,18 \pm 28,54$) de comprimento. Anel nervoso distando 150 – 202,5 ($178,64 \pm 15,19$) e o poro excretor a 235 da extremidade anterior. Vivíparas, vulva (Fig. 62) localizada a 1,27 – 1,62 mm ($1,41 \text{ mm} \pm 0,1 \text{ mm}$) da extremidade anterior do corpo. Cauda (Fig. 65) 100 – 167,5 ($136,43 \pm 17,6$) de comprimento. Microfilárias coletadas internamente, na região da vagina, 172,5 – 212,5 ($193,22 \pm 15,02$; 20) de comprimento e 3,5 – 4 ($3,82 \pm 0,24$; 20) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*.

Local de Infecção: cavidade abdominal.

Localidade: Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, RS.

Prevalência: 27,92 %

Intensidade Média de Infecção: 1,98 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,55 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 15 helmintos/hospedeiro

Comentários:

A superfamília Filarioidea distingue-se pelas estruturas cefálicas consideradas simples, incluindo parasitos dos tecidos e espaços teciduais de todas as classes de vertebrados (ANDERSON 2000). A família Onchocercidae está dividida em oito subfamílias, onde Splendidofilariinae está composta por 16 gêneros, com espécies parasitas de répteis, mamíferos e aves, e ainda, algumas espécies que apresentam baixa especificidade ao hospedeiro, contribuindo para uma ampla distribuição geográfica (ANDERSON & BAIN 1976; ANDERSON 2000). Uma nova chave específica para filarídeos de aves foi proposta por BARTLETT & ANDERSON (1987) incluindo novas sinonímias e número de espécies válidas para cada gênero.

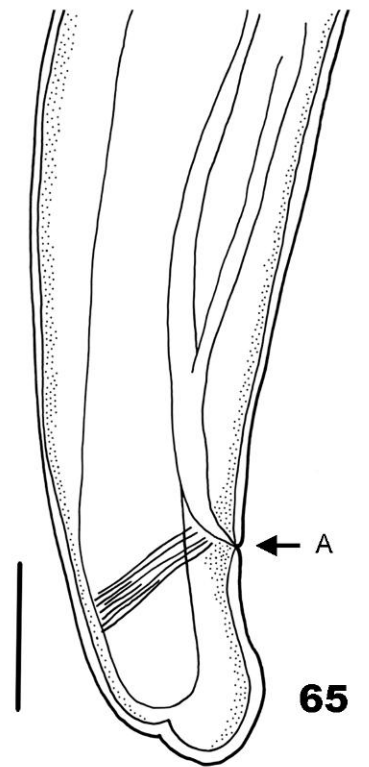
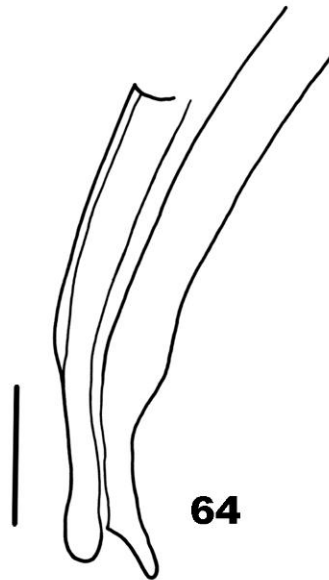
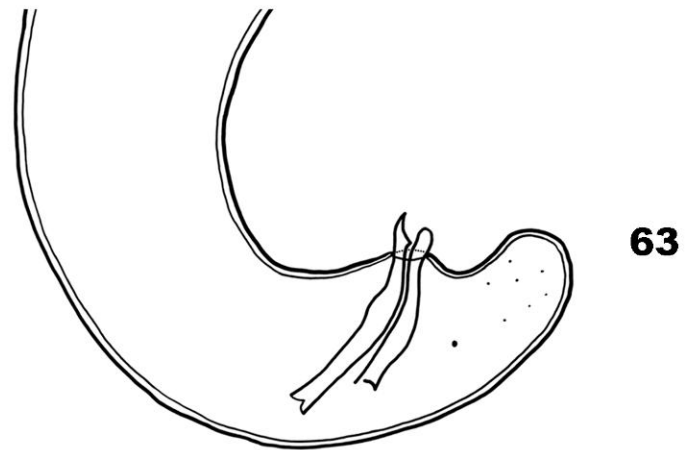
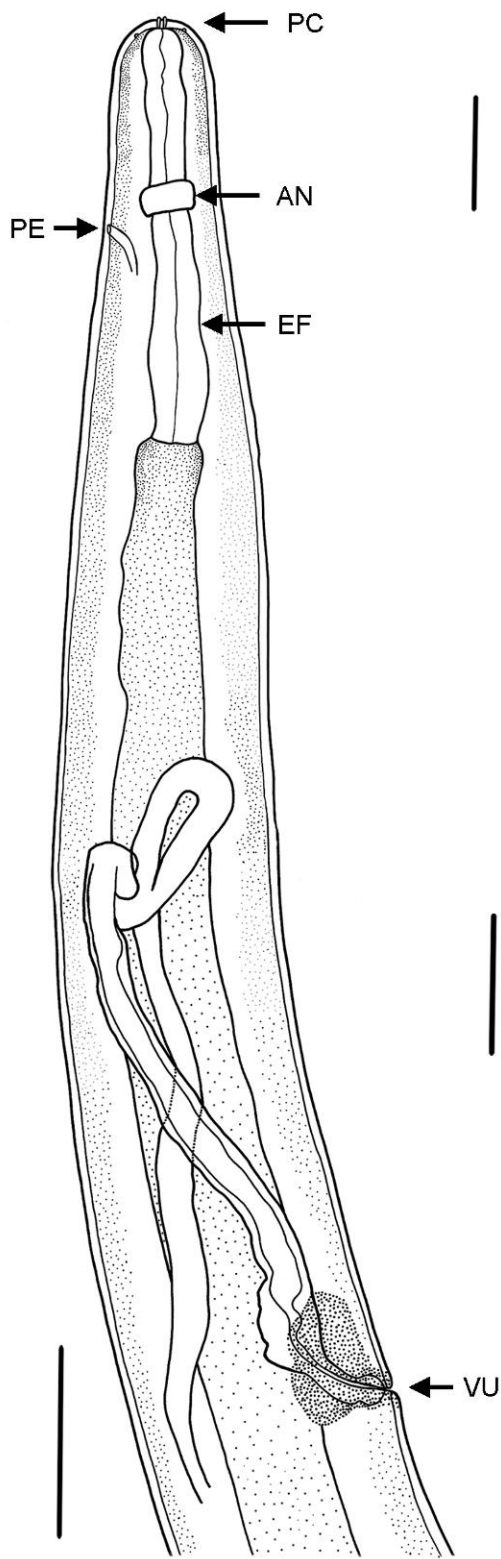
Os gêneros da família Onchocercidae mais comumente encontrados em aves são *Splendidofilaria* Skrjabin, 1923, *Chandlerella* Yorke & Maplestone, 1926, *Aproctella* e *Cardiofilaria* Shtrom, 1937. Estes quatro gêneros são facilmente identificados pela posição da vulva. Em *Splendidofilaria* e *Chandlerella* a vulva está localizada na região esofagiana, geralmente bem anterior à porção final do esôfago. *Aproctella* e *Cardiofilaria* são gêneros muito próximos, e a vulva está posicionada bem abaixo da porção terminal do esôfago. *Aproctella* distingue-se pela presença de um par de minúsculas elevações cuticulares laterais

que partem da cavidade bucal reduzida. Estas elevações estão ausentes em *Cardiofilaria*, e as microfilárias são muito mais longas do que em *Aproctella* (ANDERSON & FREEMAN 1969).

Os nematóides do gênero *Aproctella* geralmente são encontrados na cavidade abdominal, mas também podem ocorrer no pericárdio e rins do hospedeiro. Na América do Norte, espécies deste gênero foram encontradas em aves das famílias *Perdiciidae*, *Tetraonidae*, *Ptilogonatidae*, *Fringillidae*, *Turdidae*, *Compsothlypidae* e *Alcedinidae* (ANDERSON & FREEMAN 1969). *Aproctella* apresenta como sinônimo o gênero *Carinema* Pereira & Vaz, 1933 (ANDERSON & BAIN 1976), com sete espécies válidas (ANDERSON 2000), entre as quais duas são registradas para o Brasil: *Aproctella stoddardi* em *Thraupis sayaca* (Linnaeus, 1766) no Mato Grosso do Sul e *Aproctella carinii* (Pereira & Vaz, 1933) Anderson, 1957 parasitando *Xanthornus* sp. em São Paulo (VICENTE *et al.* 1995), mas, nenhuma registrada em Cuculiformes. Uma diferença importante entre *A. stoddardi* e *A. carinii* é o tamanho das microfilárias, que na primeira variam entre 170 a 217 μ m (ANDERSON 1957), e 230 a 250 μ m (PINTO *et al.* 1991), e na segunda entre 124 a 165 μ m (PEREIRA & VAZ 1933).

ANDERSON (1957) redescreveu *A. stoddardi* a partir de espécimes coletados de aves provenientes de Ontário, Canadá. Nestes espécimes, o ânus das fêmeas estava presente e distava 133 da extremidade posterior, e não era atrofiado ou ausente, como foi mencionado na descrição original de Cram, em 1931. PINTO *et al.* (1991) redescreveram *A. stoddardi* a partir de espécimes coletados de aves brasileiras, onde o comprimento da cauda foi 100. Fêmeas desta espécie eliminam microfilárias no sangue dos hospedeiros, ficando disponíveis para os artrópodes vetores hematófagos, que atuam como hospedeiros intermediários (ANDERSON 2000).

Figuras 62 – 65. *Aproctella stoddardi*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagrama incompleto: (62) extremidade anterior da fêmea, apresentando o esôfago, anel nervoso, poro excretor e a vulva, barra= 200µm; (63) extremidade posterior do macho, barra= 50µm; (64) espículos, barra= 20µm; (65) extremidade posterior da fêmea, apresentando o ânus, barra= 100µm. AN – anel nervoso; PE – poro excretor; EF – esôfago; PC – projeções cuticulares; VU – vulva; A – ânus.



62

63

64

65

Infraordem Ascaridomorpha Ley & Blaxter *in* Lee, 2002

Superfamília Heterakoidea Railliet & Henry, 1914

Família Heterakidae Railliet & Henry, 1912

Subfamília Heterakinae Railliet & Henry, 1912

Gênero *Heterakis* Dujardin, 1845

Heterakis brevispiculum Gendre, 1911

(Figuras 66 – 68)

Descrição: Heterakidae, Heterakinae. Baseado em sete espécimes, cinco machos e duas fêmeas juvenis, montados *in toto*. Uma fêmea adulta foi coletada, mas, a região posterior do corpo foi perdida, possibilitando apenas o registro dos ovos. Cutícula transversalmente estriada. Asas cervicais (Fig. 66) bem desenvolvidas, iniciando na região distal de cabeça, estendendo-se aproximadamente ao final do primeiro terço do corpo. Boca com três lábios pequenos e semelhantes, sem dentes.

Machos: Corpo pequeno, 4,94 – 5,25 mm (5,05 mm \pm 0,14 mm) de comprimento, 230 – 240 (236 \pm 5,48) de largura. Asas cervicais 1,95 – 2,1 mm (2,05 mm \pm 0,09 mm; 3) de comprimento. Cápsula bucal (Fig. 66), 50 de comprimento, 25 – 27,5 (27 \pm 1,12) de largura. Esôfago (Fig. 66) bem desenvolvido, 580 – 625 (600,5 \pm 20,8) de comprimento total, 45 – 52,5 (50 \pm 3,53) de largura na porção retilínea. A extremidade distal do esôfago forma um bulbo (Fig. 66), 167,5 – 175 (170,5 \pm 2,74) de comprimento, 140 – 157,5 (148,5 \pm 6,52) de largura. Anel nervoso e poro excretor (Fig. 66) distando 198 – 210 (204,6 \pm 4,77) e 328 – 350 (339,6 \pm 8,56) da extremidade anterior, respectivamente. Asas caudais (Fig. 67) unidas ventralmente. Ventosa pré-cloacal, circular com anel esclerotizado, 62,5 – 70 (65 \pm 3,53) de diâmetro. Borda da ventosa distando 87,5 – 100 (92,5 \pm 5) da cloaca. Onze pares de papilas caudais pedunculadas (Fig. 67), distribuídas em dois pares pré-cloacal, seis adcloacal, três

pós-cloacal. Dois espículos (Fig. 67) subiguais, um medindo 280 – 302,5 ($294 \pm 9,8$) e outro 255 – 292,5 ($269 \pm 16,07$) de comprimento. Cloaca distando 342,5 – 362,5 ($356 \pm 9,3$) da extremidade posterior do corpo.

Fêmeas: Corpo com 3,02 – 3,1 mm ($3,06 \text{ mm} \pm 0,05 \text{ mm}$) de comprimento, 140 – 150 ($145 \pm 7,07$) de largura nas juvenis. Cápsula bucal 42,5 de comprimento, 25 de largura. Esôfago 542,5 – 550 ($546,25 \pm 5,3$) de comprimento e 37,5 – 40 ($38,75 \pm 1,77$) de largura. A extremidade distal do esôfago forma um bulbo, 117,5 – 122,5 ($120 \pm 3,53$) de comprimento, 92,5 – 95 ($93,75 \pm 1,77$) de largura. Anel nervoso e poro excretor (Fig. 66) distando 205 – 225 ($215 \pm 14,14$) e 272,5 – 280 ($276,25 \pm 5,3$) da extremidade anterior, respectivamente. Vulva não saliente, situada próximo à metade do corpo, 1,22 – 1,29 mm ($1,25 \text{ mm} \pm 0,05 \text{ mm}$) da extremidade posterior. Reto (Fig. 68) 67,5 – 75 ($71,25 \pm 5,3$) de comprimento. Cauda 350 de comprimento. Ovos elípticos, 58,5 – 61,5 ($59,45 \pm 1,23$; 10) de comprimento e 37,5 – 40 ($38,1 \pm 1,05$; 10) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*.

Local de Infecção: porção final do jejuno-íleo e cecos.

Localidade: Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, RS.

Prevalência: 1,67 %

Intensidade Média de Infecção: 4,25 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,07 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 10 helmintos/hospedeiro

Comentários:

A superfamília Heterakoidea caracteriza-se pela presença de uma ventosa pré-cloacal circular com anel esclerotizado (CHABAUD 1978). Duas famílias representam esta

superfamília, Ascaridiidae Travassos, 1919 com único gênero *Ascaridia* Dujardin, 1845 parasitos de aves; e Heterakidae, representada pelas subfamílias Spinicaudinae Travassos, 1920 com parasitos de anfíbios e répteis, e Heterakinae parasitos de aves, raramente mamíferos. Esta última inclui os gêneros *Odontoterakis* Skrjabin & Shikhobalova, 1947 e *Heterakis* (CHABAUD 1978; VICENTE *et al.* 1995; ANDERSON 2000).

FREITAS (1956) revisou a família Heterakidae, e baseado na proporção do comprimento dos dois espículos, dividiu o gênero em dois subgêneros: *Heterakis* quando a diferença entre o comprimento dos espículos era no mínimo de 1/3; e *Raillietakis* Freitas, 1956 quando esta diferença era menor a 1/3, considerados como subiguais. Seguindo esta classificação, *Heterakis (Raillietakis) brevispiculum* foi incluída entre as espécies que apresentavam espículos curtos (até 0,65 mm de comprimento).

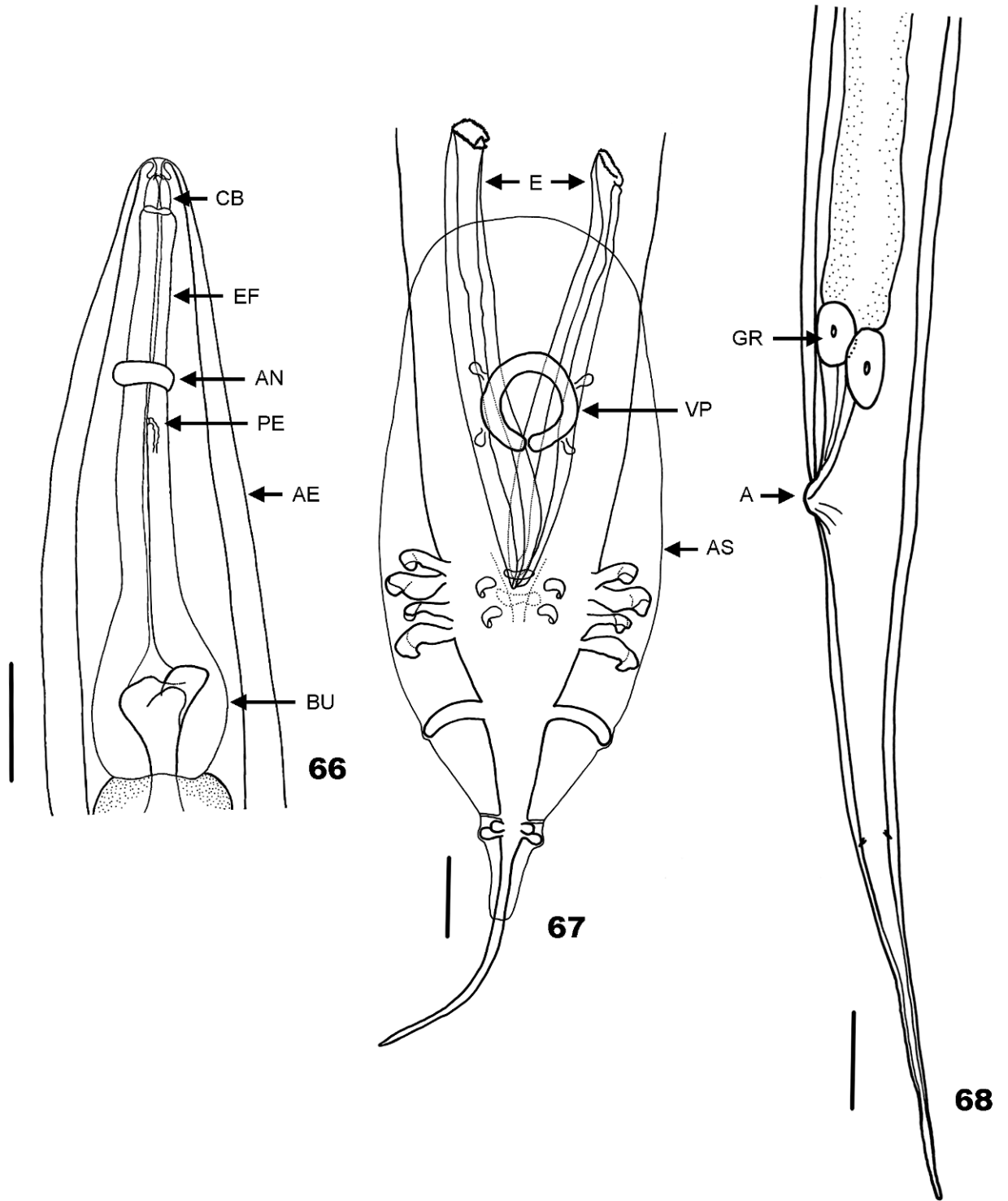
Os nematóides do gênero *Heterakis* são parasitos do intestino das aves, apresentam distribuição mundial, e 21 espécies estão registradas no Brasil, das quais, sete permanecem indeterminadas, e *H. brevispiculum* e *Heterakis gallinarum* (Schrank, 1788) Freeborn, 1923 foram registradas para o Rio Grande do Sul, ambas encontradas nos cecos intestinais das aves, principalmente de importância econômica, *Gallus gallus*, *Meleagris gallopavo*, *Phasianus colchichus torquatus* Gmelin, 1789, *Crysolophus pictus* Linnaeus, 1758, *Pavo cristatus* Linnaeus, 1758, *Nothura maculosa* Temminck, 1815, *Rhynchotus rufescens* Temminck, 1815, *Cairina moschata domestica* Linnaeus, 1758 e *Numida meleagris* Linnaeus, 1758 (TRAVASSOS 1913; VICENTE *et al.* 1995), mas nenhuma espécie para Cuculiformes. *Heterakis brevispiculum* tem como sinônimo as seguintes espécies: *Heterakis vesicularis* Froelich, 1791, *Heterakis travassosi* Khalil, 1932, *Ganguleterakis brevispiculum* Skrjabin, Shikhobalova & Lagodovskaya, 1961 (VICENTE *et al.* 1995).

Revisando a literatura, *H. gallinarum* é a mais estudada e amplamente difundida por ser parasita de diversas ordens de aves, principalmente Galliformes, Anseriformes e Tinamiformes (LALITHA & ALWAR 1960; JANSEN JR. & BROEK 1963; BARUŠ 1966a; LONE *et*

al. 1971; SSENYONGA 1982; PINTO *et al.* 2006; GAULY *et al.* 2008). Embora seja considerado um nematóide não-patogênico, estudos demonstraram a associação entre a infecção por *H. gallinarum* e lesão nos cecos intestinais, onde se encontra o protozoário *Histomonas meleagridis* (Smith, 1895) que pode ser transmitido entre as aves no ovo de *H. gallinarum* ou em minhocas parasitadas (ANDERSON 2000; BRENER *et al.* 2006). *Heterakis gallinarum* pode também, estar envolvido na possível transmissão de alguns vírus (JOHN 1995).

Os ovos do nematóide passam ao exterior através das fezes contendo o zigoto, a primeira muda ocorre no interior do ovo já no ambiente. A partir da segunda muda, os ovos são ingeridos pelo hospedeiro, as larvas eclodem, fixam-se no estômago e intestino da ave, migram até o ceco e permanece no lúmen, ou migram entre as criptas CHENG (1973). Ovos larvados de *H. gallinarum* podem permanecer viáveis no ambiente por longo período de tempo, pois são resistentes a temperaturas extremas e variadas condições de umidade. As minhocas podem transportar os ovos no intestino, ou as larvas nos tecidos, onde permaneceram até a ingestão pela ave (ANDERSON 2000).

Figuras 66 – 68. *Heterakis brevispiculum*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagrama incompleto: (66) extremidade anterior, barra= 150µm; (67) extremidade posterior do macho, espículos, papilas, barra= 50µm; (68) extremidade posterior da fêmea, barra= 50µm. CB – cápsula bucal; EF – esôfago; AN – anel nervoso; PE – poro excretor; AE – asa cefálica; BU – bulbo esofagiano; E – espículo; VP – ventosa pré-cloacal; AS – asa caudal; GR – glândula retal; A – ânus.



Superfamília Subuluroidea Travassos, 1914

Família Subuluridae Travassos, 1914

Subfamília Subulurinae Travassos, 1914

Gênero *Subulura* Molin, 1860

Subulura forcipata (Rudolphi, 1819) Railliet & Henry, 1914

(Figuras 69, 70, 74, 77, 78, 79, 80, 82)

Descrição: Subuluridae, Subulurinae. Baseado em 59 espécimes, 31 machos e 28 fêmeas, montados *in toto*. Cutícula estriada transversalmente, com asas cefálicas atingindo o limite posterior do bulbo (Fig. 69). Boca com três lábios pequenos, um dorsal e dois latero-ventrais, com seis papilas colocadas lateralmente em duas séries de três. Três dentes pontiagudos situados no fundo da cápsula bucal (Fig. 70), 20 – 22,5 ($21,43 \pm 1,34$; 7) de comprimento. Intestino retilíneo, alargado anteriormente.

Machos: Corpo com a região anterior enrolada ventralmente, a posterior curvada, 10,27 – 15,31 mm ($12,5 \text{ mm} \pm 1,25 \text{ mm}$) de comprimento, 220 – 320 (270 ± 24) de largura. Asas cefálicas 1,1 – 1,8 mm ($1,36 \text{ mm} \pm 0,16 \text{ mm}$; 23) de comprimento, 40 – 70 (50 ± 6 ; 23) de largura. Cápsula bucal cilíndrica (Fig. 70), 27,5 – 37,5 ($34,19 \pm 3,19$; 28) de comprimento, 25 – 35 ($31,87 \pm 3,09$; 28) de largura. Esôfago com bulbo posterior, 1,05 – 1,54 mm ($1,28 \text{ mm} \pm 0,09 \text{ mm}$; 28) de comprimento total. Bulbo posterior arredondado com três válvulas (Fig. 69), 190 – 250 ($220,7 \pm 14,38$; 28) de comprimento, 150 – 207,5 ($171,78 \pm 15,95$; 28) de diâmetro. Anel nervoso e poro excretor (Fig. 69) distando 270 – 312,5 ($296,57 \pm 11,83$; 27), e 375 – 470 ($434,27 \pm 24,81$; 24), respectivamente, da extremidade anterior. Extremidade caudal recurvada (Fig. 74). Abertura da cloaca distante 212,5 – 300 ($261,7 \pm 19,14$) da extremidade posterior. Ventosa pré-cloacal (Fig. 77) elíptica, pouco saliente, 150 – 210 ($183,6 \pm 15,58$; 28) de diâmetro ântero-posterior, distando 600 – 830 ($722,24 \pm 61,14$; 29) da extremidade

posterior. Asas caudais pouco desenvolvidas. Dez pares de papilas caudais pedunculadas (Fig. 77); três pares pré-cloacais iguais e ventrais, estando uma situada ao nível médio do rebordo da ventosa pré-cloacal, distando 237,5 – 300 ($265,23 \pm 22,76$; 11) da segunda papila, situada à meia distância entre a ventosa e a cloaca, distando 175 – 225 ($196,82 \pm 15,49$; 11) da terceira papila, situada próxima à cloaca. Dois pares de papilas adcloacais laterais e iguais. Cinco pares pós-cloacais; quatro ventrais: duas maiores, próximo à cloaca, e duas menores próximas à extremidade caudal; uma lateral entre os dois grupos acima. A distância entre a localização da última papila pós-cloacal e a extremidade posterior da cauda 75 – 100 ($86,18 \pm 9,94$; 19). Espículos (Fig. 78) iguais, delgados, levemente curvilíneos, 687,5 – 887,5 ($766,8 \pm 41,08$) de comprimento, com extremidade proximal 20 – 30 ($24,68 \pm 3,64$) de largura, e extremidade distal recurvada em forma de gancho. Gubernáculo retilíneo (Fig. 79), 112,5 – 150 ($129,48 \pm 8,47$).

Fêmeas: Corpo com a região anterior enrolada ventralmente e a posterior reta, 11,8 – 23,7 mm ($17,71 \text{ mm} \pm 3,04 \text{ mm}$) de comprimento, 220 – 390 (310 ± 50) de largura. Asas cefálicas 1,1 – 1,8 mm ($1,37 \text{ mm} \pm 0,19 \text{ mm}$; 12) de comprimento, 40 – 90 (60 ± 10 ; 12) de largura. Cápsula bucal 32,5 – 42,5 ($38,75 \pm 3,34$; 22) de comprimento, 30 – 37,5 ($35,23 \pm 2,77$; 22) de largura. Esôfago com bulbo posterior, 1,15 – 1,75 mm ($1,43 \text{ mm} \pm 0,13 \text{ mm}$; 20) de comprimento total. Bulbo esofagiano, 217,5 – 300 ($243,8 \pm 19,84$; 23) de comprimento, 137,5 – 195 ($171,41 \pm 17,41$; 23) de diâmetro. Anel nervoso e poro excretor distando 270 – 375 ($312,92 \pm 24,27$; 18), e 460 – 520 ($489,03 \pm 21,99$; 18), respectivamente, da extremidade anterior. Ovíparas, didelfas. Útero desenvolvido preenchido por ovos, com circunvoluções estendida a partir da vulva até o bulbo esofagiano, 4,05 – 8,69 mm ($6,03 \text{ mm} \pm 1,38 \text{ mm}$; 23) e da vulva além do ânus, 4,5 – 12,34 mm ($8,48 \text{ mm} \pm 2,19 \text{ mm}$; 23) do corpo da fêmea. Vulva (Fig. 80) pequena, localizada a 5,73 – 10,27 mm ($7,89 \text{ mm} \pm 1,24 \text{ mm}$; 23) da extremidade anterior. Ovejeter (Fig. 80), 400 – 690 ($566,25 \pm 85,79$; 16) de comprimento. Cada uma das estruturas que compõem o ovejeter tem o seguinte comprimento: vagina 112,5 – 162,5 ($132,66 \pm 16,14$;

16); vestíbulo 137,5 – 195 (165,16 ± 20,48; 16); esfíncter 62,5 – 92,5 (75,62 ± 10,35; 16); trompa 175 – 287,5 (228,68 ± 49,95; 17). Cauda (Fig. 82), 540 – 775 (667,06 ± 64,84; 23). Ovos, 65 – 66,3 (65,51 ± 0,54; 20) de comprimento, 47,5 – 53,3 (51,73 ± 1,87; 20) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*.

Local de Infecção: porção final do jejuno-íleo, cecos e intestino grosso.

Localidade: Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, RS.

Prevalência: 43,75 %

Intensidade Média de Infecção: 7,82 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 3,42 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 60 helmintos/hospedeiro

Comentários:

A superfamília Subuluroidea está dividida em duas famílias Maupasinidae (Lopez-Neyra, 1945) Inglis, 1959 com espécies parasitas de elefantes africanos, e Subuluridae que inclui parasitos do intestino, principalmente dos cecos, de aves, mamíferos e répteis. Cinco subfamílias representam à família Subuluridae, entre as quais está Subulurinae (CHABAUD 1978; ANDERSON 2000).

O gênero *Subulura* foi criado para incluir nematóides encontrados no intestino de uma ave da família Strigidae, e a espécie foi denominada *Subulura acutissima* Molin, 1860. A partir deste momento, várias espécies anteriormente pertencentes ao gênero *Ascaris* Linnaeus, 1756 e, posteriormente, consideradas no gênero *Heterakis* Dujardin, 1845 foram incluídas no gênero *Subulura*. *Allodapa* Diesing, 1861 foi o novo gênero criado para *Allodapa allodapa* Diesing, 1861, nematóide do ceco de *Cariama cristata* Linnaeus, 1766 e *Oxyuris allodapa* Creplin, 1853, considerado muito próximo de *S. acutissima*. Mais tarde, os gêneros *Subulura*

e *Allodapa* foram desconsiderados, e as espécies *S. acutissima* e *A. allodapa* semelhantes ao *Ascaris strongylina* Rudolphi, 1819, foram incluídas no gênero *Heterakis*, com as espécies denominadas *Heterakis acutissima* Schneider, 1866 e *Heterakis allodapa* Schneider, 1866. Ainda, houve a necessidade de dividir o gênero *Heterakis*, quando foram propostos os gêneros *Cheilostomi* Stossich, 1888 e *Acheilostomi* Stossich, 1888, estando o gênero *Subulura* incluído neste último. Revisando a superfamília Ascaroidea, Railliet & Henry, 1913, restabeleceram o gênero *Subulura* (BARRETO 1919).

YAMAGUTI (1961) lista 54 espécies no gênero *Subulura* parasitas de aves. Destas, 20 espécies foram registradas para o Brasil e seis já foram descritas em *G. guira* e/ou *C. ani*, *S. forcipata*, *Subulura reclinata* (Rudolphi, 1819) Barreto, 1917 e *Subulura rudolphii* Santos, 1970, e três espécies permaneceram indeterminadas. A mesma classificação foi adotada por VICENTE *et al.* (1995), acrescentando *S. acutissima* e *Subulura carlosi* Barreto, 1919 nos cuculídeos *Coccyzus melacoryphus* Vieillot, 1817 e *Piaya cayana*, e ainda, *Subulura differens* (Sonsino, 1890) Railliet & Henry, 1913 parasitando *Gallus gallus* no Rio Grande do Sul. Após a primeira citação de *S. forcipata* como parasito de aves, outras sinonímias surgiram *Ascaris forcipata* Rudolphi, 1819, *Ascaris subulata* Diesing, 1851, *Heterakis forcipata* Schneider, 1866, *Heterakis forciparia* Stossch, 1888, *Subulura strongylina* Railliet & Henry, 1913 e *S. acutissima* (VICENTE *et al.* 1995).

Este grupo de nematóides apresenta ampla distribuição geográfica, em diversas espécies de aves, onde a maioria dos registros é de novos hospedeiros e prevalência (RODRIGUES & RODRIGUES 1981; NASCIMENTO *et al.* 1992; MAPELI *et al.* 2003; PINTO *et al.* 2006), poucos em descrições (BARRETO 1919; CRAM 1927; CUCKLER & ALICATA 1944; SANTOS & VICENTE 1970; SANTOS 1970; PINTO *et al.* 2004a).

Nas fêmeas de *S. forcipata*, as medidas do ovejetor e suas estruturas, citadas por BARRETO (1919) e CRAM (1927) são controversas. Estes autores descrevem o ovejetor com o mesmo tamanho, atribuindo os termos “curto” e “longo” para esta estrutura presente em duas

espécies diferentes. Segundo eles, *S. forcipata* apresenta o ovejetor “curto”, medindo 1,285 mm, e *S. reclinata* apresenta o ovejetor “longo” medindo, também, 1,285 mm. As medidas do ovejetor das fêmeas de *S. forcipata* encontradas nos anus, do presente trabalho, diferenciam-se das citadas por BARRETO (1919) e CRAM (1927). Porém, a morfologia da estrutura do ovejetor de *S. forcipata* apresentada por estes autores, assemelha-se as visualizadas nos nossos espécimes, e também, a morfologia da região posterior dos machos e da região anterior de ambos, machos e fêmeas, são compatíveis com as descrições de *S. forcipata*.

Estudos sugerem a baixa especificidade deste grupo de nematóides ao hospedeiro intermediário, insetos, ortópteros (gafanhotos e grilos), dermápteros (tesourinhas) ou coleópteros (besouros). Os ovos vão ao ambiente através das fezes, são ingeridos pelo inseto, onde a larva de primeiro estágio inicia a formação de uma cápsula, dentro da qual evolui até o terceiro estágio, permanecendo apta à infecção quando ingerida pelo hospedeiro definitivo apropriado. No intestino ou cecos intestinais do hospedeiro definitivo a larva escapa da cápsula, desenvolvendo-se até a fase adulta na luz do órgão (ANDERSON 2000).

Subulura reclinata (Rudolphi, 1819) Barreto, 1917

(Figuras 71, 72, 75, 81, 83)

Descrição: Subuluridae, Subulurinae. Baseado em seis espécimes, um machos e cinco fêmeas, montados *in toto*. Boca com lábios pequenos, com seis papilas lateralmente em duas séries de três. Três dentes (Fig. 72) retangulares situados no fundo da cápsula bucal, 17,5 (17,5 ± 0; 2) de comprimento. Intestino retilíneo, alargado anteriormente (Fig. 71).

Machos: Corpo com 15,29 mm de comprimento, 350 de largura. Asas cefálicas atingindo a porção inicial do intestino, 1,25 mm de comprimento, 60 de largura. Cápsula bucal cilíndrica (Fig. 72), 25 de comprimento, 12,5 de largura. Esôfago com bulbo posterior (Fig. 71), 1,29 mm de comprimento total. Bulbo esofagiano com três válvulas (Fig. 71), 260 de comprimento, 200 de diâmetro. Anel nervoso e poro excretor distando 350 e 487,5, respectivamente, da extremidade anterior. Extremidade caudal curvada (Fig. 75), com a abertura da cloaca distando 345 da extremidade posterior. Ventosa pré-cloacal elíptica, pouco saliente, 200 de diâmetro ântero-posterior, distando 375 da cloaca, e 720 da extremidade posterior. Asas caudais ausentes. Onze pares de papilas caudais pedunculadas; três pares pré-cloacais, onde a distância entre a papila proximal e a segunda papila é 312,5; a distância entre a segunda e a terceira papila pré-cloacal é 125; estando esta última situada próxima à cloaca. Dois pares adcloacais iguais. Seis pares pós-cloacais; quatro ventrais: duas maiores, próximo à cloaca, duas menores próximas à extremidade caudal; uma lateral entre os dois grupos acima. A distância entre a localização da última papila pós-cloacal e a extremidade posterior da cauda é 115. Espículos (Fig. 75) desiguais, delgados, levemente curvilíneos; menor, 1,2 mm de comprimento; maior, 1,66 mm de comprimento; a extremidade proximal de cada espículo mede 37,5 de largura. Gubernáculo retilíneo, 157,5 de comprimento. Reto, 112,5 de comprimento. Glândulas retais evidentes (Fig. 75), piriformes, com núcleo centralizado, 167,5 de comprimento e 50 de largura.

Fêmeas: Corpo com 17,28 – 23,03 mm ($19,64 \text{ mm} \pm 2,1 \text{ mm}$) de comprimento, 350 – 434,5 ($379,1 \pm 36,97$) de largura. Asas cefálicas 1,55 – 1,6 mm ($1,58 \text{ mm} \pm 0,029 \text{ mm}$; 3) de comprimento, 57,5 – 70 ($64,17 \pm 6,29$; 3) de largura. Cápsula bucal 32,5 – 45 ($37 \pm 5,13$) de comprimento, 25 – 37,5 ($31,5 \pm 4,54$) de largura. Esôfago com bulbo posterior, 1,49 – 1,62 mm ($1,55 \text{ mm} \pm 0,05 \text{ mm}$) de comprimento total. Bulbo esofágiano, 260 – 312,5 ($282 \pm 20,72$) de comprimento, 180 – 230 ($194,5 \pm 20,42$) de diâmetro. Anel nervoso e poro excretor distando 375 – 425 ($399 \pm 17,82$), e 587,5 – 692,5 ($638,5 \pm 43,9$), respectivamente, da extremidade anterior. Ovíparas, didelfas. Útero desenvolvido preenchido por ovos com circunvoluções estendida a partir da vulva até o bulbo esofágiano, 5,13 – 6,81 mm ($6,03 \text{ mm} \pm 0,63 \text{ mm}$), e da vulva em direção a extremidade posterior do corpo, 6,32 – 12,41 mm ($9,35 \text{ mm} \pm 2,17 \text{ mm}$) do corpo da fêmea. Vulva saliente (Fig. 81), localizada a 6,81 – 8,99 mm ($7,86 \text{ mm} \pm 0,78 \text{ mm}$) da extremidade anterior. Ovejeter (Fig. 81), 1,21 – 1,41 mm ($1,31 \text{ mm} \pm 0,09 \text{ mm}$) de comprimento. Cada uma das estruturas que compõem o ovejeter tem o seguinte comprimento: vagina 187,5 – 212,5 ($200 \pm 12,5$); vestíbulo 125 – 162,5 ($148,5 \pm 16,64$); esfíncter 95 – 110 ($103 \pm 6,47$); trompa 732,5 – 787,5 ($768,5 \pm 23,09$). Cauda (Fig. 83), 1,2 – 1,37 mm ($1,29 \text{ mm} \pm 0,08 \text{ mm}$). Reto 242,5 – 275 ($260,62 \pm 16,88$; 4) de comprimento. Glândulas retais de forma oval, com núcleo centralizado, 80 – 107,5 ($92,5 \pm 13,92$; 3) de comprimento, 47,5 – 55 ($50,83 \pm 3,82$; 3) de largura. Ovo, 65 – 67,5 ($65,5 \pm 1,12$) de comprimento, 57,5 – 60 ($59 \pm 1,37$) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*.

Local de Infecção: cecos.

Localidade: Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, RS.

Prevalência: 5 %

Intensidade Média de Infecção: 1,2 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,05 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 2 helmintos/hospedeiro

Comentários:

No Brasil, *Subulura reclinata* foi descrito parasitando o intestino de *Crotophaga ani* e *C. major* (BARRETO 1919), *Piaya caiana* (CRAM 1927), e *C. ani* (ONIKI *et al.* 2002). Este nematóide apresenta como sinonímias *Ascaris reclinata* Rudolphi, 1819 e *Travassalodapa reclinata* Lopez-Neyra, 1945 (VICENTE *et al.* 1995).

A morfologia de *S. reclinata* foi melhor descrita por BARRETO (1919) e CRAM (1927). Onde, as medidas do ovejeter das fêmeas de *S. reclinata* encontradas nos anus-preto, do presente trabalho, são semelhantes às citadas por BARRETO (1919) e CRAM (1927). Além do tamanho do ovejeter, realizamos medidas de cada uma das estruturas que o compõem, e a descrição morfológica realizada por BARRETO (1919) assemelha-se a encontrada nos nossos espécimes.

Subulura sp.

(Figuras 73 e 76)

Descrição: Subuluridae, Subulurinae. Baseado em um espécime macho, montado *in toto*. Corpo com a região anterior e a posterior curvada, 9,14 mm de comprimento, 375,2 de largura. Cutícula estriada transversalmente. Asas cefálicas atingindo a região do intestino, 1,7 mm de comprimento, 70 de largura. Cápsula bucal cilíndrica, 30 de comprimento, 27,5 de largura. Três dentes pontiagudos situados no fundo da cápsula bucal, 17,5 de comprimento. Esôfago com bulbo posterior (Fig. 73), 1,12 de comprimento total. Bulbo esofagiano arredondado com três válvulas, 250 de comprimento, 230 de diâmetro. Intestino retilíneo, alargado anteriormente. Anel nervoso e poro excretor (Fig. 73) distando 300 e 500, respectivamente, da extremidade anterior. Abertura da cloaca distando 325 da extremidade posterior. Ventosa pré-cloacal (Fig. 76) elíptica, pouco saliente, 175 de diâmetro ântero-posterior, distando 475 da cloaca, e 800 da extremidade posterior. Asas caudais pouco desenvolvidas. Onze pares de papilas caudais pedunculadas (Fig. 76); quatro pares pré-cloacais iguais e ventrais; um situado ao nível proximal do rebordo da ventosa pré-cloacal, distando 187,5 da segunda papila situada logo abaixo da ventosa pré-cloacal, distando 312,5 da terceira papila situada na metade inferior da distância entre a ventosa e a cloaca, distando 70 da quarta papila, situada próxima à cloaca. Dois pares adcloacais laterais e iguais. Cinco pares pós-cloacais; quatro ventrais: duas maiores, próximo à cloaca, duas menores próximas à extremidade caudal; uma lateral entre os dois grupos acima. A distância entre a localização do último par de papilas pós-cloacais e a extremidade posterior da cauda é 162,5. Espículos quase iguais, delgados, levemente curvilíneos; maior 1,7 mm de comprimento, e 35 de largura na extremidade proximal; menor 1,66 mm de comprimento, 32 de largura na extremidade proximal. A extremidade distal é reta e ponte-aguda. Gubernáculo retilíneo, 182,5 de comprimento.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*.

Local de Infecção: cecos.

Localidade: Jaguari, RS.

Prevalência: 0,83 %

Intensidade Média de Infecção: 1 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,0083 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 helmintos/hospedeiro

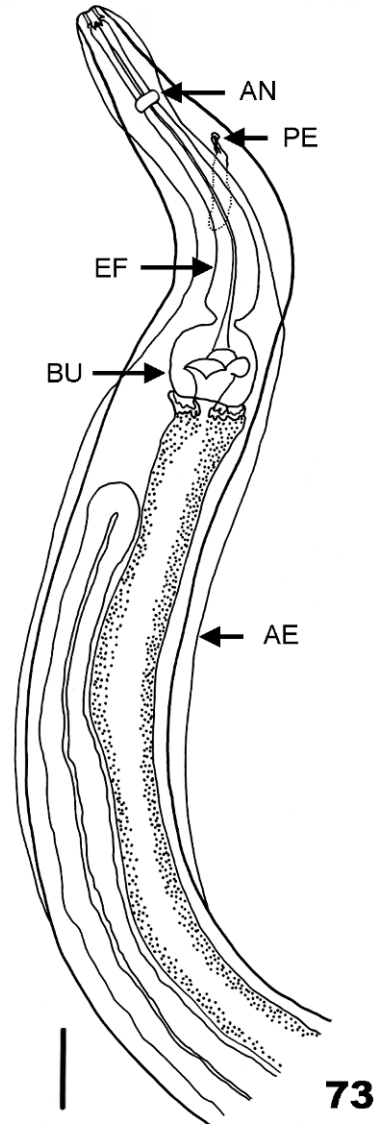
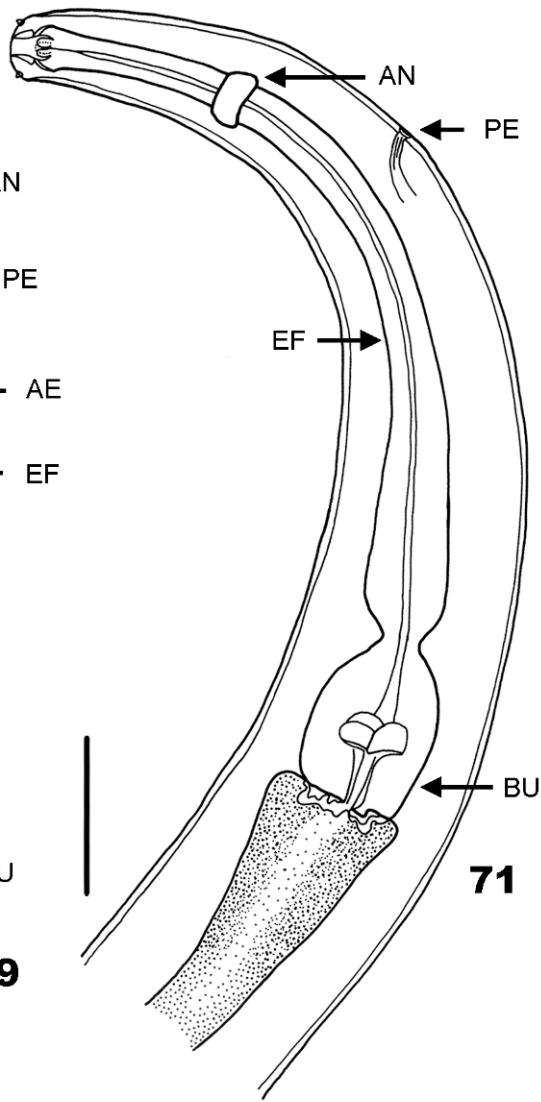
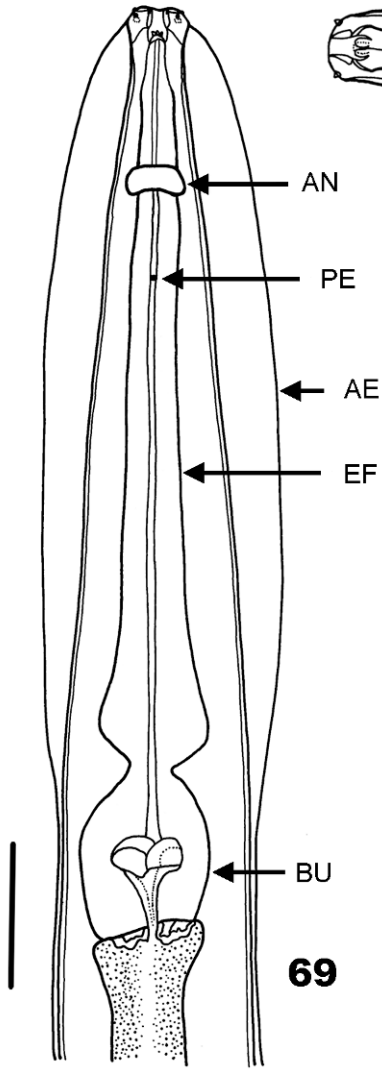
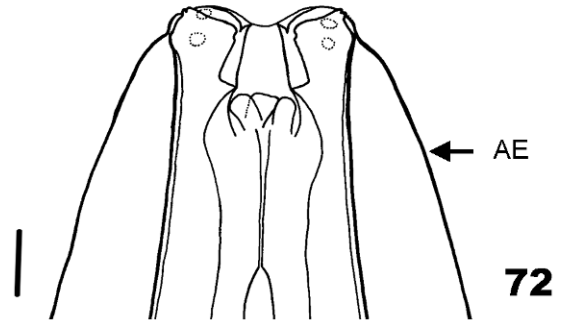
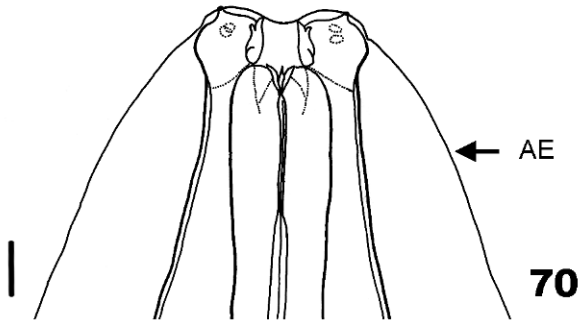
Comentários:

As espécies do gênero *Subulura* parasitas de aves que apresentam espículos iguais são: *S. forcipata*; *S. acutíssima*; *S. differens*; *Subulura brumpti* (Lopez-Neyra, 1922) Cram, 1926; *Subulura galloperdicis* Baylis & Daubney, 1922; *Subulura halli* Barreto, 1918; *Subulura leprincei* (Gendre, 1909) Travassos, 1913; *Subulura noctue* (Seurat, 1914) Barreto, 1918; *Subulura olympioi* Barreto, 1918; *Subulura plotina* Baylis, 1919; *Subulura poculum* (Linstow, 1909) Railliet & Henry, 1914; *Subulura recurvata* (Linstow, 1901) Travassos, 1913; *Subulura rimula* Linstow, 1903; *S. strongylina*; *Subulura suctoria* (Molin, 1860) Railliet & Henry, 1912; *Subulura travassosi* Barreto, 1918; *Subulura trogoni* Barreto, 1918; *Subulura acuticauda* (Linstow, 1901) Railliet & Henry, 1914; *Subulura gracilis* (Linstow, 1899) Railliet & Henry, 1914 (CRAM 1927); *Subulura bolivari* (Lopez-Neyra, 1922); *Subulura multipapilata* (Chandler, 1926); *Subulura huaynacapaci* Freitas, Vicente & Ibañez, 1968; e *Subulura rudolphii* Santos, 1970 (SANTOS 1970).

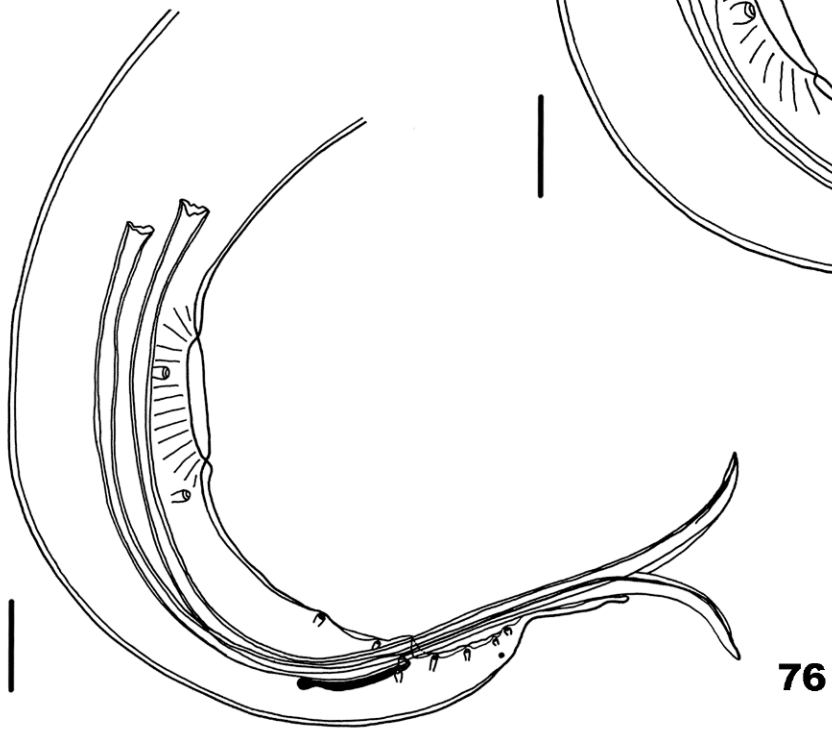
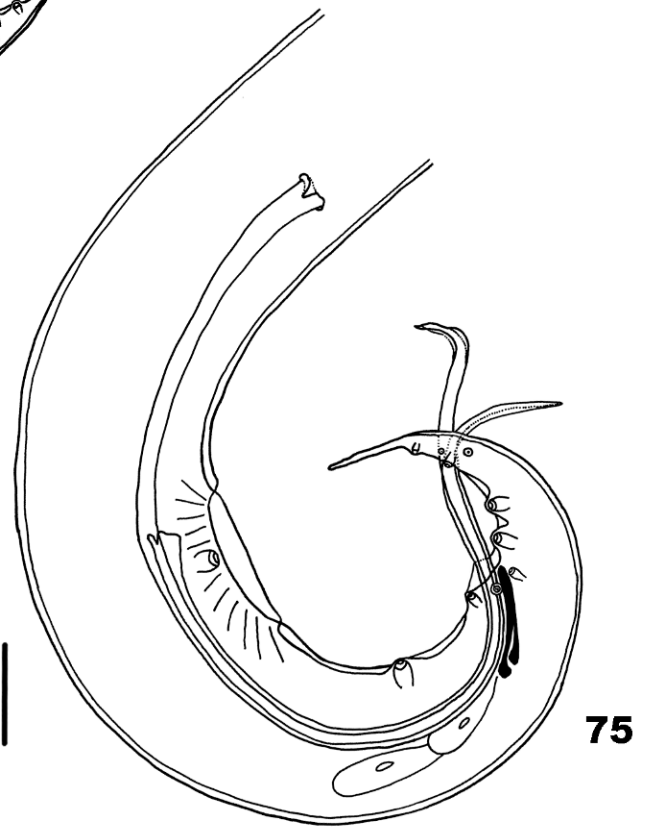
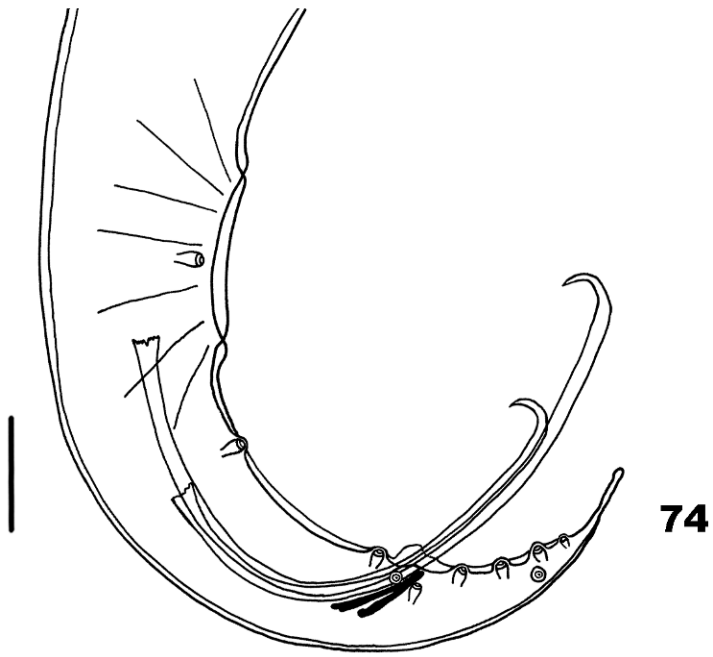
Estas espécies, quando comparadas morfológicamente ao nematóide encontrado no anu-preto, diferiram em relação a alguma estrutura como: tamanho e formato dos espículos, número e posição das papilas caudais, grupo de hospedeiros, e localização geográfica. Como foi encontrado somente um espécime macho e embora a identificação em nível de espécie seja

possível na maioria das espécies somente com a presença dos machos, algumas necessitam das características das fêmeas. Sendo assim, optamos por manter esta como espécie indeterminada.

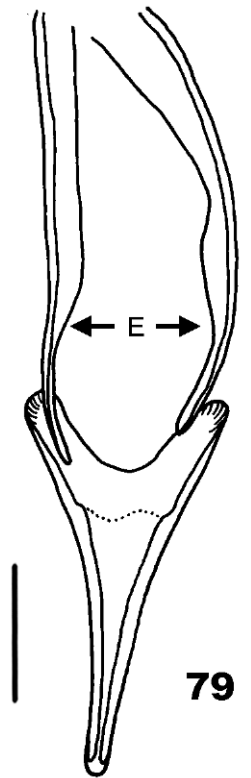
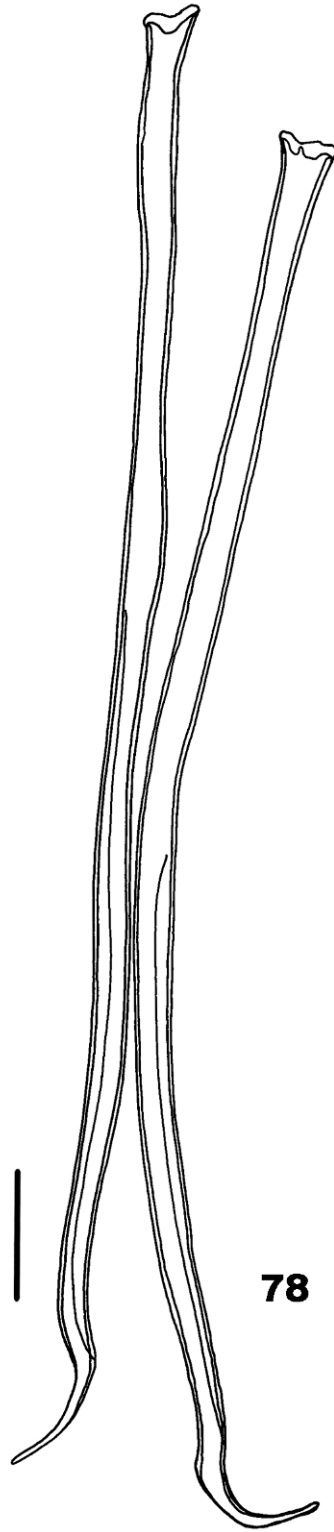
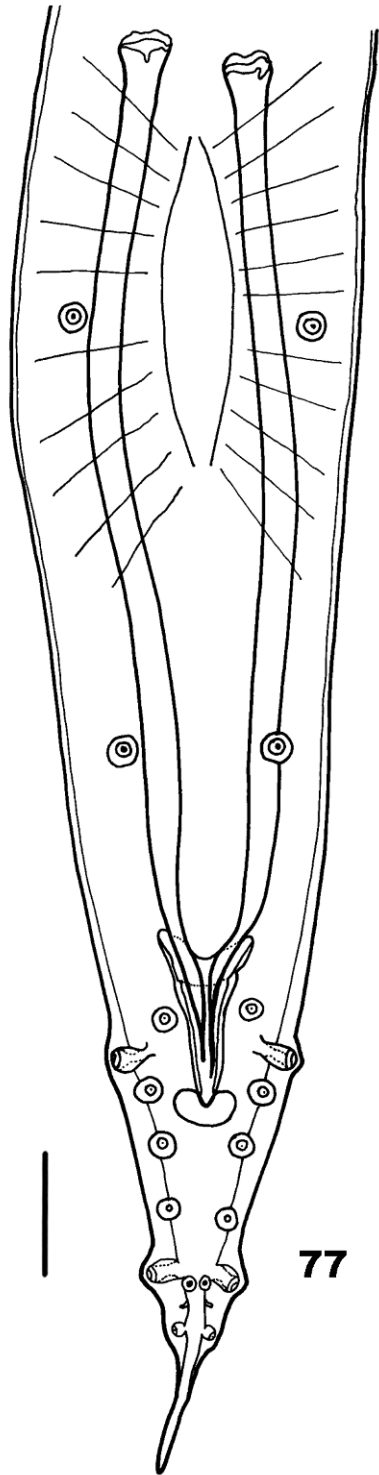
Figuras 69 – 73. Espécies do gênero *Subulura*, parasitos de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagrama incompleto: (69) *Subulura forcipata*, região anterior, vista ventral, apresentando o esôfago, bulbo, anel nervoso, poro excretor e asas cefálicas, barra= 200 μ m; (70) *Subulura forcipata*, detalhe da extremidade anterior, vista ventral, barra= 30 μ m; (71) *Subulura reclinata*, extremidade anterior, vista lateral (não observam-se as asas cefálicas), apresentando o esôfago, bulbo, anel nervoso e o poro excretor, barra= 250 μ m; (72) *Subulura reclinata*, detalhe da extremidade anterior, vista ventral, barra= 25 μ m; (73) *Subulura* sp., extremidade anterior, apresentando o esôfago, bulbo, anel nervoso, poro excretor e asas cefálicas, barra= 250 μ m. AN – anel nervoso; PE – poro excretor; EF – esôfago; BU – bulbo esofagiano; AE – asa cefálica.



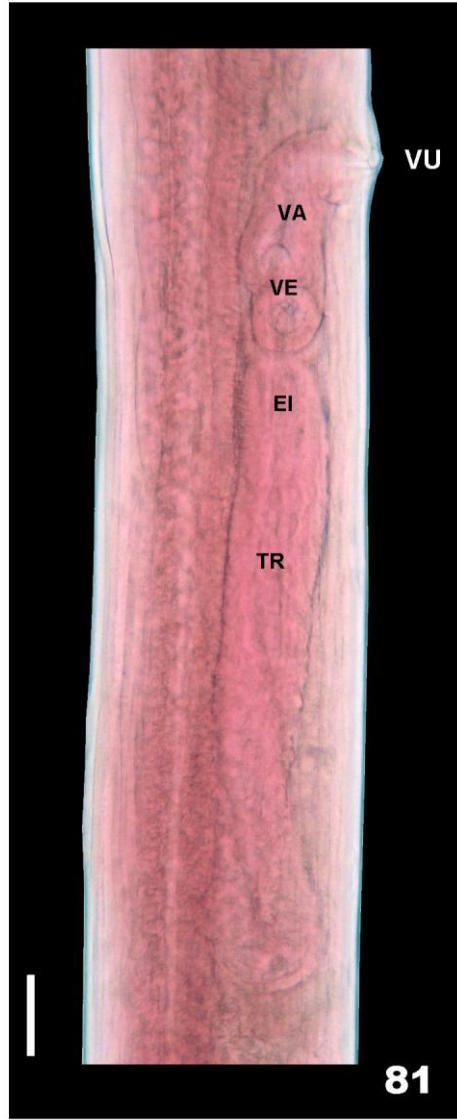
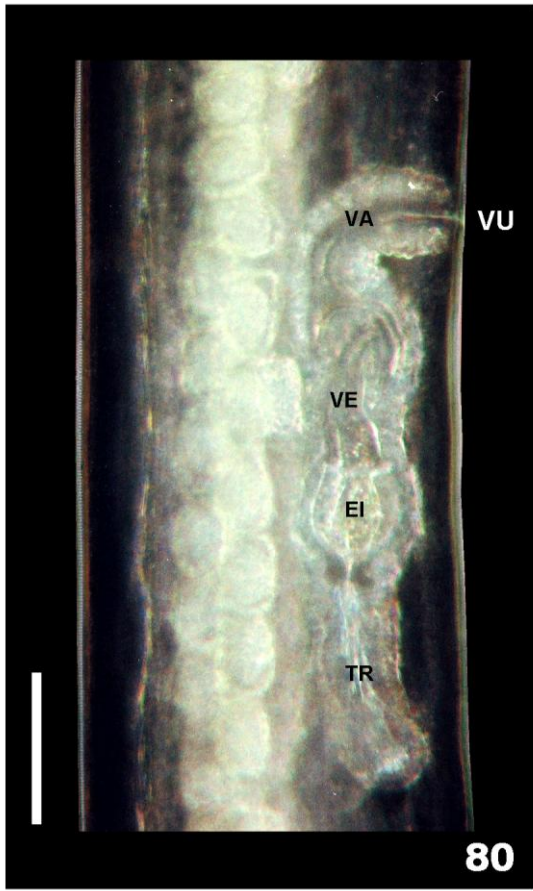
Figuras 74 – 76. Espécies do gênero *Subulura*, parasitos de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagrama incompleto: (74) *Subulura forcipata*, extremidade posterior do macho, vista lateral, barra= 150µm; (75) *Subulura reclinata*, extremidade posterior do macho, vista lateral, barra= 150µm; (76) *Subulura* sp., extremidade posterior do macho, vista lateral, barra= 150µm.



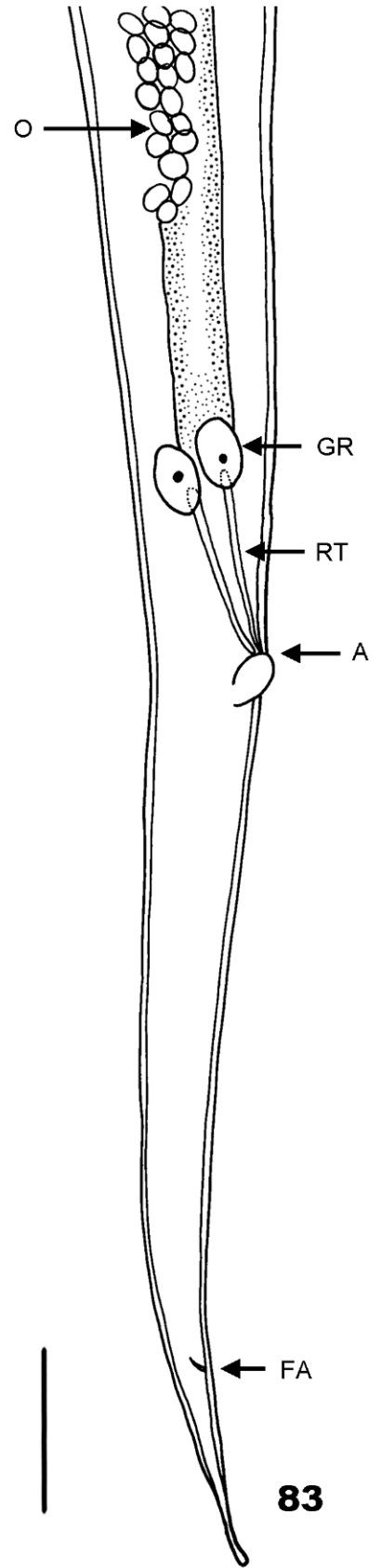
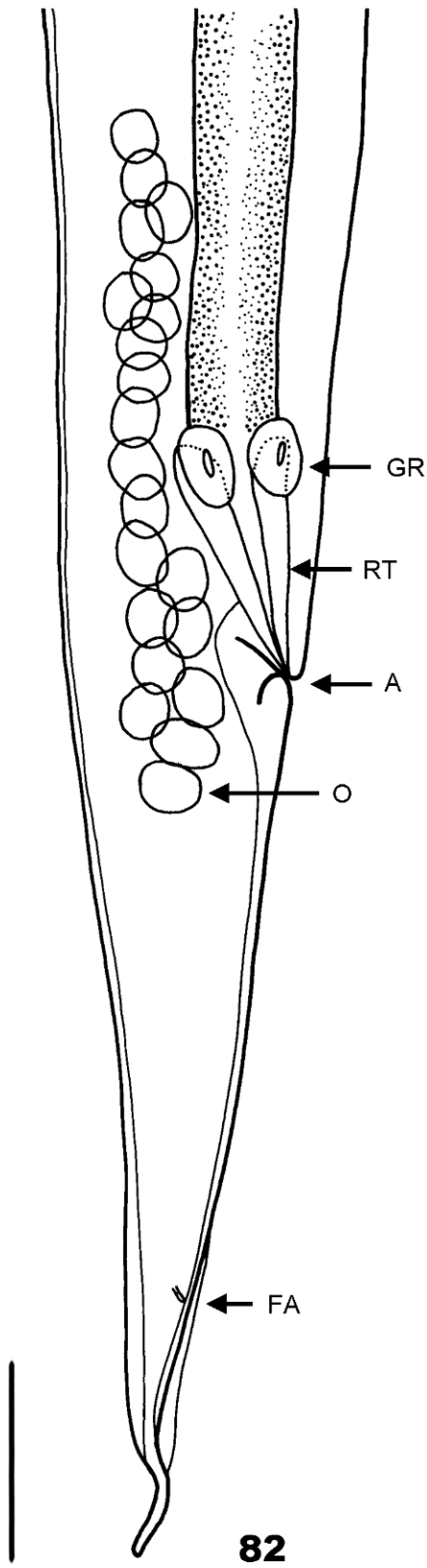
Figuras 77 – 79. Espécies do gênero *Subulura*, parasitos de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagrama incompleto: (77) *Subulura forcipata*, extremidade posterior do macho, vista ventral, barra= 100µm; (78) *Subulura forcipata*, espículos, barra= 50µm; (79) *Subulura forcipata*, gubernáculo e extremidade distal dos espículos, barra= 50µm. E – espículos.



Figuras 80 – 81. Espécies do gênero *Subulura*, parasitos de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagrama incompleto: (80) *Subulura forcipata*, ovejetor, barra= 100µm; (81) *Subulura reclinata*, ovejetor, barra= 100µm. VU – vulva; VA – vagina; VE – vestíbulo; EI – esfíncter; TR – trompa.



Figuras 82 – 83. Espécies do gênero *Subulura*, parasitos de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagrama incompleto: (82) *Subulura forcipata*, extremidade posterior da fêmea, vista lateral, barra= 150µm; (83) *Subulura reclinata*, extremidade posterior da fêmea, vista lateral, barra= 200µm. A – ânus; RT – reto; GR – glândula retal; FA – fasmídio; O – ovos.



Superfamília Seuratoidea Hall, 1916

Família Seuratidae Hall, 1916

Subfamília Seuratinae Hall, 1916

Gênero *Skrjabinura* Gnédina, 1933

Skrjabinura spiralis Gnédina, 1933

(Figuras 84 – 85)

Descrição: Seuratidae, Seuratinae. Baseado em três espécimes machos montados *in toto*. Nenhuma fêmea foi encontrada. Corpo cilíndrico, 17,12 – 22,51 mm ($19,47 \text{ mm} \pm 2,76 \text{ mm}$) de comprimento, 580 – 680 ($626,7 \pm 50,33$) de largura. Cutícula estriada transversalmente. Extremidade anterior (Fig. 84) com um par de anfídios laterais e dois pares de papilas submedianas. Boca sem lábios definidos, seguida por uma cápsula bucal pequena em forma de funil, 32,5 – 35 ($34,17 \pm 1,44$) de comprimento. Dentes pequenos e pontiagudos na região proximal do esôfago. Asas cefálicas laterais, 325 – 400 ($358,33 \pm 38,19$) de comprimento, estendendo-se ao nível posterior do anel nervoso, que está distando 235 – 257,5 ($243,33 \pm 12,33$) da extremidade anterior. Poro excretor distando 497,5 – 575 ($545 \pm 41,61$) da extremidade anterior. Esôfago simples, curto, muscular e não dividido em duas partes, 530 – 612,5 ($584,2 \pm 46,9$) de comprimento, 145 – 160 ($151,7 \pm 7,64$) de largura. Dez pares de papilas caudais (Fig. 85); três pares pré-cloacais pedunculadas; um par adcloacal pedunculada, e seis pares pós-cloacais; destas, metade são pedunculadas e metade são sésseis. Espículos subiguais e semelhantes; menor 237,5 – 300 ($268,33 \pm 31,26$) de comprimento, 12,5 de largura; maior 312,5 – 382,5 ($350,83 \pm 35,47$) de comprimento, 12,5 – 15 ($13,33 \pm 1,44$) de largura. Gubernáculo robusto, 327,5 – 347,5 ($340 \pm 10,9$) de comprimento, 45 – 55 (50 ± 5) de largura. Abertura cloacal proeminente, distando 175 – 215 (195 ± 20) da extremidade posterior.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*.

Local de Infecção: jejuno-íleo.

Localidade: Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, RS.

Prevalência: 1,25 %

Intensidade Média de Infecção: 1 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,01 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 helmintos/hospedeiro

Comentários:

A superfamília Seuratoidea foi criada para reunir um grupo de numerosos e antigos gêneros originários da superfamília Cosmocercoidea Skrjabin & Schikhobalova, 1951 estabelecendo conexão com a ordem Ascaridida (CHABAUD 1978). Compreende um grupo diverso de nematóides, que parasitam anfíbios, répteis, aves, mamíferos e peixes (CHABAUD 1978; ANDERSON 2000).

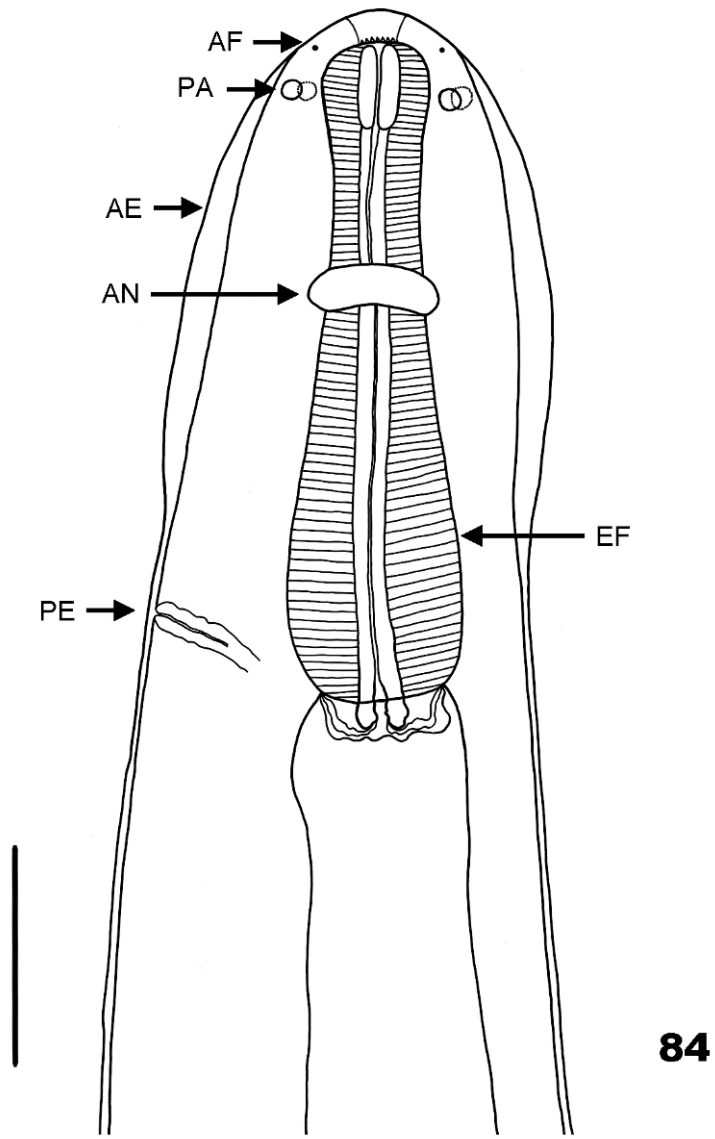
A família Seuratidae está dividida em três subfamílias: Skrjabinelaziinae Chabaud, Campana & Brygoo, 1959, Echinonematinae Inglis, 1967 e Seuratinae, sendo esta última representada por três gêneros, entre os quais está o gênero *Skrjabinura* com espécies parasitas de aves e mamíferos (CHABAUD 1978). Esta família caracteriza-se pelo esôfago curto e muscular, em forma de clava, e cutícula com 64 bandas longitudinais escuras (VICENTE *et al.* 1995).

Inicialmente, o gênero *Skrjabinura* foi proposto com apenas uma espécie, *S. spiralis* encontrada no hospedeiro *Caprimulgus europaeus* Linnaeus, 1758, na Rússia, na família Skrjabinuridae Gnedina, 1933 (GNÉDINA 1933). Posteriormente, JOHNSTON & MAWSON (1941a; b) propuseram o gênero *Seuratinema* Johnston & Mawson, 1941 para três novas espécies encontradas em aves australianas, *Seuratinema brevicaudatum* Johnston & Mawson,

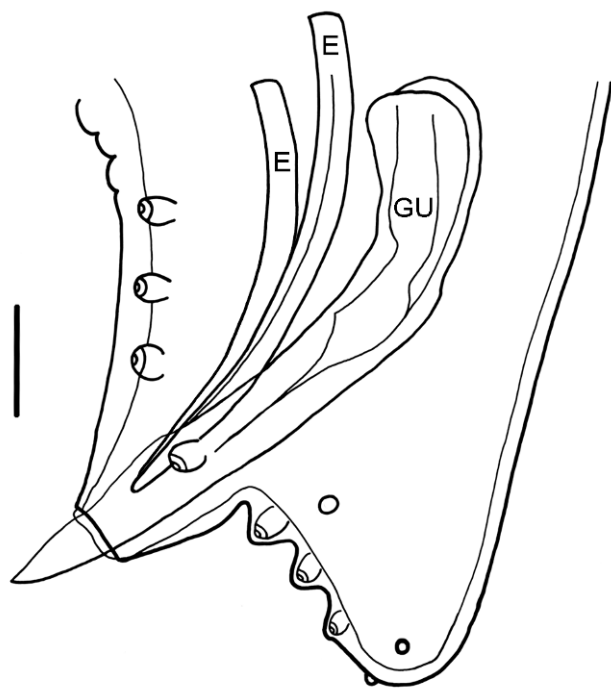
1941, *Seuratinema pomatostomi* Johnston & Mawson, 1941 e *Skrjabinura magnum* Johnston & Mawson, 1941. A diferença entre os dois gêneros, *Skrjabinura* e *Seuratinema*, está na presença ou ausência do gubernáculo, respectivamente. MAWSON (1960) revisou o material tipo, e considerou as três espécies como sinônimo de *Skrjabinura magnum*. INGLIS (1967) redescreveu *Seuratinema brevicaudatum* e considerou o gênero *Seuratinema* válido. GUERRERO (1971) propôs o gênero *Limonnema* Guerrero, 1971 para a espécie *Limonnema vali* Guerrero, 1971 encontrada em *Piaya cayana* Linnaeus, 1766, na Venezuela. CHABAUD (1978) revisou o grupo e considerou *Seuratinema* e *Limonnema* sinônimo de *Skrjabinura*.

RODRIGUES & RODRIGUES (1981) registraram a presença de *Skrjabinura spiralis* parasitando a moela de anu-branco no Mato Grosso, considerado o primeiro registro desta espécie para o Brasil. PINTO *et al.* (1994; 1996) consideraram *S. magnum* sinônimo de *S. spiralis* registrando a presença desta espécie em *Falco rufigularis* Daudin, 1800 e *Galbula ruficauda rufoviridis* Cuvier, 1917 para o Brasil. Na Espanha, FERRER *et al.* (2004) examinaram 26 espécimes da ave *Buteo buteo* Linnaeus, 1758 encontrando apenas um hospedeiro infectado com o nematóide *S. spiralis*. Na Costa Rica, ZHANG & BROOKS (2005) descreveram uma nova espécie *Skrjabinura mesoamericana* Zhang & Brooks, 2005 em diversas espécies de Passeriformes e Caprimulgiformes, e redescreveram a espécie *Skrjabinura vali* (Guerrero, 1971) Chabaud, 1978 parasitando Passeriformes e Cuculiformes, inclusive em *Crotophaga sulcirostris*.

Figuras 84 – 85. *Skrjabinura spiralis*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagrama incompleto: (84) extremidade anterior do macho, barra= 200 μ m; (85) extremidade posterior do macho, vista lateral, barra= 50 μ m. AF – abertura dos anfídios; PA – papilas; AE – asas cefálicas; AN – anel nervoso; EF – esôfago; PE – poro excretor; E – espículo; GU – gubernáculo.



84



85

Subordem Tylenchina Thorne, 1949

Infraordem Panagrolaimomorpha Ley & Blaxter *in* Lee, 2002

Superfamília Strongyloidoidea (Chitwood & McIntosh, 1934)

Ley & Blaxter *in* Lee, 2002

Família Strongyloididae Chitwood & McIntosh, 1934

Gênero *Strongyloides* Grassi, 1879

Strongyloides sp.

(Figuras 86 – 87)

Descrição: Strongyloidoidea, Strongyloididae. Baseado em 20 espécimes fêmeas montadas *in toto*. Os machos deste gênero são de vida livre. Somente fêmeas partenogênicas apresentam vida parasitária. Corpo longo e fino, 2,25 – 2,9 mm (2,52 mm \pm 0,19 mm) de comprimento, 40 – 50 (46 \pm 5,03) de largura. Boca com pequenos lábios salientes. Esôfago claviforme (Fig. 86), 575 – 645 (615,14 \pm 23,16; 18) de comprimento, 22,5 – 30 (26,07 \pm 3,18; 7) de largura. Anel nervoso e poro excretor (Fig. 86) distando 117,5 – 175 (146,67 \pm 19,38; 18) e 162,5 – 185 (169,44 \pm 8,27; 9), respectivamente, da extremidade anterior. Vulva (Fig. 87) em forma de fenda transversal localizada pouco abaixo do meio do corpo, 0,81 – 1,28 mm (0,98 mm \pm 0,1 mm) da extremidade posterior. Ovejeter simples. Didélficas, com úteros comportando ovos dispostos em rosário. Cauda (Fig. 87) cônica e aguda, 45 – 75 (58,5 \pm 10,46) de comprimento. Ovos 45 – 52,5 (50,04 \pm 2,81; 34) de comprimento e 30 – 32,5 (31,34 \pm 1,02; 34) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*.

Local de Infecção: cecos.

Localidade: Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, RS.

Prevalência: 11,25 %

Intensidade Média de Infecção: 16 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 1,8 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 – 234 helmintos/hospedeiro

Comentários:

A família Strongyloididae apresenta apenas um gênero *Strongyloides* com espécies descritas para aves, e o primeiro registro do nematóide em aves, foi realizado por Cram em 1929, quando descreveu *Strongyloides avium* Cram, 1929 parasitando os cecos de *Gallus gallus*. Pouco depois, Travassos em 1930, descreve *Strongyloides oswaldoi* Travassos, 1930 parasitando o intestino delgado do mesmo hospedeiro (FREITAS & ALMEIDA 1936). Além das duas espécies, YAMAGUTI (1961) inclui mais três espécies: *Strongyloides cubaensis* Pérez Viguera, 1942, *Strongyloides turkmenicus* Kurtieva, 1954, *Strongyloides minimus* Travassos, 1930 parasitando *Anas bahamensis* Linnaeus, 1758. Para o Brasil foram registradas *S. minimum* e *S. oswaldoi* (VICENTE *et al.* 1995), e para o Rio Grande do Sul foi encontrada uma espécie parasitando o intestino delgado de *G. gallus*, a qual permaneceu indeterminadas (COSTA *et al.* 1986; VICENTE *et al.* 1995).

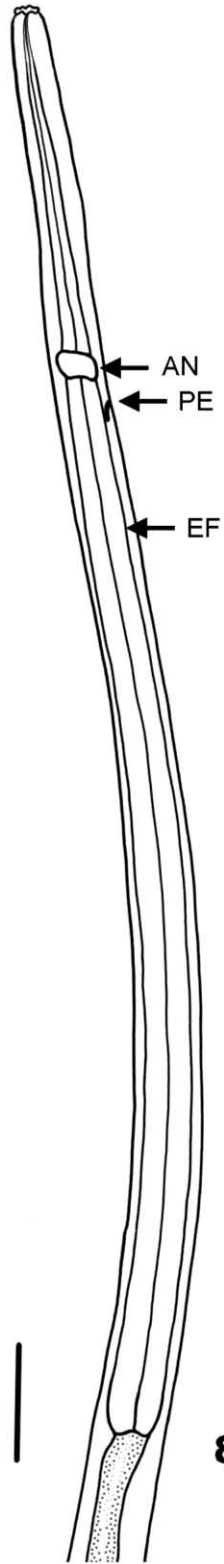
Somente as fêmeas do gênero são parasitas, apresentando o corpo delgado, boca com lábios indefinidos, cápsula bucal praticamente ausente, esôfago cilíndrico, longo, sem bulbo posterior, cauda curta e cônica, vulva no terço posterior do corpo, ovíparas, são depositados ovos embrionados, parasitos do intestino de mamíferos, aves, répteis e anfíbios (YAMAGUTI 1961).

Strongyloides oswaldoi distingue-se das demais espécies pela presença de lábios bucais, pela posição da vulva e pequeno comprimento do esôfago (TRAVASSOS 1930). Os espécimes de *Strongyloides* sp. encontrados nos anus são morfológicamente compatíveis com

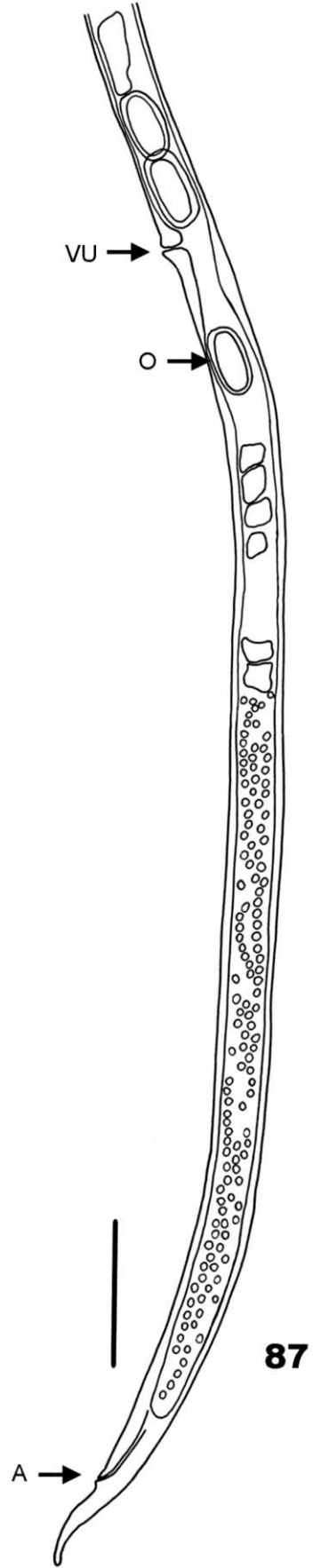
S. oswaldoi, com exceção do comprimento do esôfago, que nos espécimes dos anus apresentam medidas maiores que as descritas por TRAVASSOS (1930), aproximando-se do comprimento descrito para *S. avium* (CRAM 1929); e por apresentar o útero sempre com poucos ovos e com larva ainda incompletamente formada, compatíveis com *S. minimus* (TRAVASSOS 1930). Assim, optamos por manter estes espécimes como espécie indeterminada.

O desenvolvimento e a transmissão de várias espécies do gênero *Strongyloides* são similares e podem ser tratados coletivamente. Os ovos embrionados liberam as larvas rhabditiformes, de primeiro estágio no intestino do hospedeiro, que vão ao ambiente com as fezes do hospedeiro e passam pela fase de vida livre. No ambiente, as larvas podem desenvolver-se em larvas fêmeas infectantes ou crescer e passar por quatro mudas para produzir uma única geração de machos e fêmeas de vida livre. Estas fêmeas produzem ovos por partenogênese, mas o desenvolvimento precisa ser iniciado pela penetração do espermatozóide, embora não ocorra a fusão dos pró-núcleos do espermatozóide e do óvulo. As larvas resultantes destes ovos invadem e maturam como fêmeas no hospedeiro. Estas larvas infectantes do gênero *Strongyloides* penetram através da pele do hospedeiro, atingem a circulação sanguínea e linfática, são carregadas ao coração e aos pulmões, onde as larvas deixam a circulação, entram nas vias respiratórias, movem-se até a traquéia e são engolidas pelo hospedeiro (ANDERSON 2000).

Figuras 86 – 87. *Strongyloides* sp., parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, diagrama incompleto: (86) região anterior da fêmea, barra= 50µm; (87) região posterior da fêmea, barra= 100µm. AN – anel nervoso; PE – poro excretor; EF – esôfago; VU – vulva; O – ovo; A – ânus.



86



87

Ordem Strongylida Molin, 1861

Superfamília Trichostrongyloidea Cram, 1927

Família Trichostrongylidae Witenberg, 1925

Subfamília Trichostrongylinae Leiper, 1908

Gênero *Trichostrongylus* Looss, 1905

Trichostrongylus sp.

(Figuras 88 – 92)

Descrição: Trichostrongylidae, Trichostrongylinae. Baseado em três espécimes, um macho e duas fêmeas montados *in toto*.

Macho: Corpo pequeno, delgado, 4,54 mm de comprimento e 80 de largura. Extremidade anterior (Fig. 89) pequena, 10 de largura. Esôfago longo, 660 de comprimento e 20 de largura. Anel nervoso (Fig. 89) distando 130 da extremidade anterior. Bolsa copuladora (Fig. 88) apresentando lobos suportados por raios, fechados mede 150 de comprimento e 170 de largura. Presença de dois espículos (Fig. 88 e 90) semelhantes, pequenos em forma de colher e aparência espiralada, 142,5 e 150 de comprimento e 22,5 e 25 de largura respectivamente. A extremidade proximal de cada espículo apresenta uma formação espessada em forma de disco dirigindo-se para fora (Fig. 90). Gubernáculo (Fig. 91) em forma de cunha, 77,5 de comprimento por 20 de largura. Fasmídios evidentes distantes 150 de extremidade posterior do corpo e 57,5 da cloaca. Distância da cloaca a extremidade distal da bolsa copuladora 100 de comprimento.

Fêmeas: Corpo com 4,55 mm de comprimento e 60 de largura. Extremidade anterior 8 de largura. Esôfago 850 de comprimento e 18 de largura. Anel nervoso (Fig. 89) distando 107,5 na fêmea da extremidade anterior. Didelfas, anfidelfas. Vulva (Fig. 92) na metade posterior do corpo distando 800 – 825 ($812,5 \pm 17,7$) da extremidade posterior, abertura vulvar em forma

de fenda medindo 50, circundada por lábios espessados. Ovejeter (Fig. 92) bem desenvolvido, 437,5 – 475 ($456,25 \pm 26,5$) de comprimento. Reto 32,5 – 35 ($33,75 \pm 1,77$) de comprimento. Cauda (Fig. 92) relativamente curta, pontiaguda, 75 – 87,5 ($81,25 \pm 8,84$) de comprimento. Ovos proporcionalmente grandes, casca fina, 57,5 – 60 ($58,08 \pm 0,97$; 6) de comprimento por 35 – 37,5 ($36 \pm 1,22$; 6) de largura.

Resenha Taxonômica:

Hospedeiro: anu-preto, *Crotophaga ani*.

Local de Infecção: cecos.

Localidade: Cacequi, RS.

Prevalência: 2,5 %

Intensidade Média de Infecção: 1 helmintos/hospedeiro

Abundância Média de Infecção: 0,025 helminto/hospedeiro

Amplitude das Intensidades de Infecção: 1 helmintos/hospedeiro

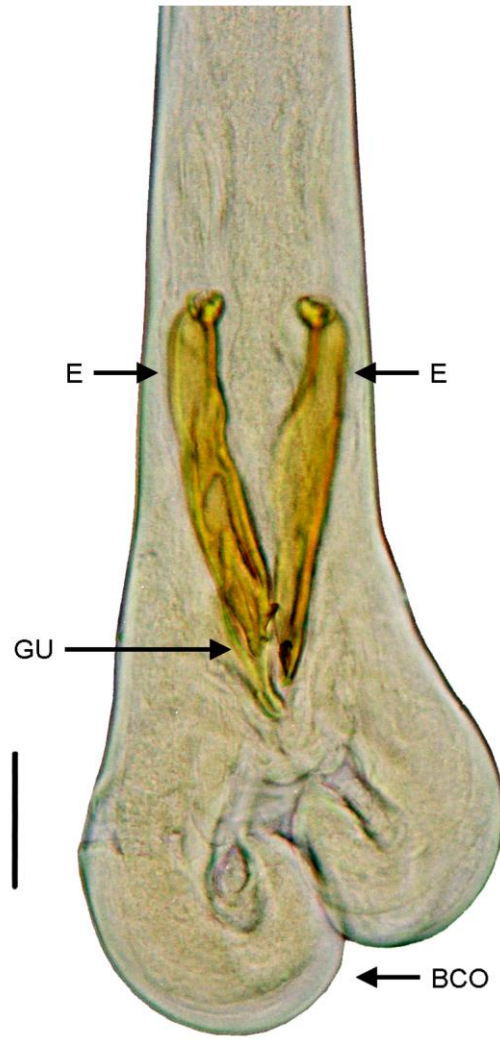
Comentários:

Vinte e quatro subfamílias distribuídas em 14 famílias compõem a superfamília Trichostrongyloidea, na qual encontram-se os nematóides que apresentam bolsa copuladora, com ampla distribuição geográfica e parasitos de todos os grupos de vertebrados terrestres (DURETTE-DESSET 1983). Quatro famílias registram espécies parasitas de aves: Dromaeostrongylidae Durette-Desset & Chabaud, 1981, Ornithostrongylidae Durette-Desset & Chabaud, 1981, Amidostomatidae (Durette-Desset, 1985) e Trichostrongylidae (VICENTE *et al.* 1995; ANDERSON 2000). A família Trichostrongylidae inclui dois gêneros com espécies parasitas de aves *Hoazinstrongylus* Pinto & Gomes, 1985 e *Trichostrongylus* (VICENTE *et al.* 1995).

O gênero *Trichostrongylus* apresenta ampla distribuição geográfica, com espécies que ocorrem em aves, ruminantes e roedores. Neste gênero estão descritas 34 espécies para mamíferos e três espécies para aves: *Trichostrongylus nagathyi* Freitas & Lent, 1935, *Trichostrongylus nigricinctus* (Railliet, 1898) Travassos, 1921 e *Trichostrongylus tenuis* (Mehlis, 1846) Railliet & Henry, 1909, todos parasitos do intestino e cecos de aves que consomem vegetação terrestre, Galliformes, Anseriformes, Tinamiformes, Charadriiformes, na Europa, Ásia, África e América do Norte (CRAM & WEHR 1934; YAMAGUTI 1961).

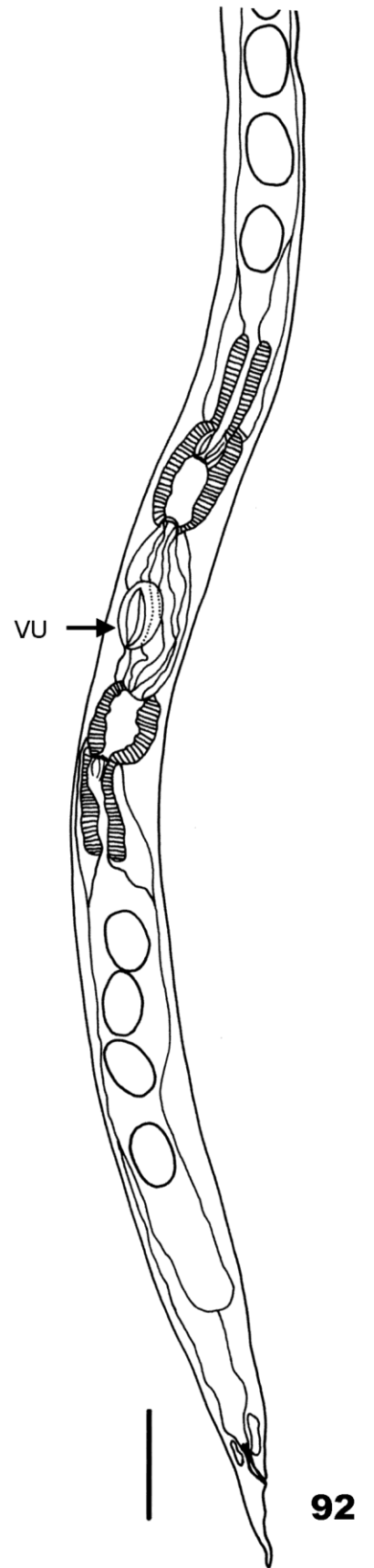
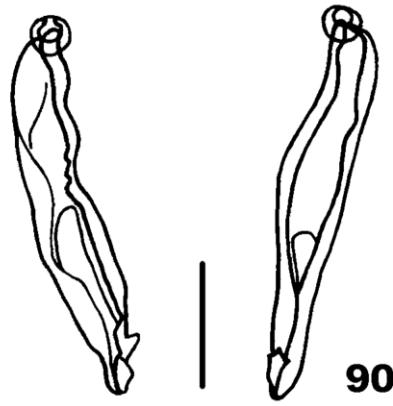
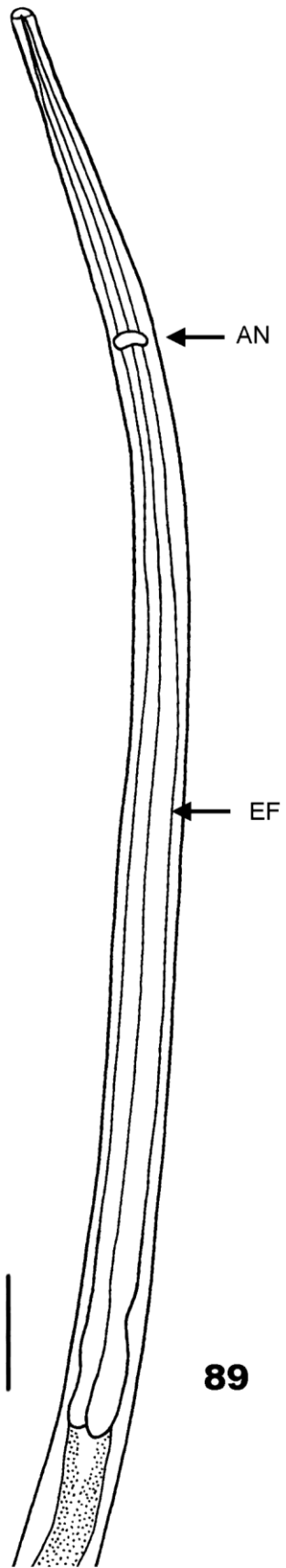
Devido à baixa intensidade de infecção, não foi possível determinar a espécie deste nematóide, porém, baseado na morfologia e nas medidas dos espécimes encontrados em *Crotophaga ani* a espécie que mais se aproxima é *T. tenuis*, descrita em *Gallus gallus* no Rio Grande do Sul (VICENTE *et al.* 1995).

Figuras 88. Espécime *Trichostrongylus* sp., parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, diagrama incompleto da região posterior do macho, barra= 250µm.



88

Figuras 89 – 92. Espécime *Trichostrongylus* sp., parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, diagrama incompleto: (89) região anterior, apresentando o esôfago muscular, anel nervoso e a porção proximal do esôfago glandular, barra= 50µm; (90) espículos, barra= 50µm; (91) gubernáculo, barra= 25µm; (92) região posterior da fêmea, barra= 100µm. AN – anel nervoso; EF – esôfago; VU – vulva.



4.1.5 Ovos dos helmintos parasitos do anu-preto, *Crotophaga ani* e do anu-branco, *Guiraguira*

Conforme mencionado anteriormente, existe a possibilidade das aves silvestres exporem as aves domésticas às novas espécies de parasitos (MCLAUGHLIN 2001; GOTTDENKER *et al.* 2005). Alguns nematóides como *Trichostrongylus tenuis*, *Heterakis brevispiculum*, *Dispharynx nasuta* (VICENTE *et al.* 1995; HASSOUNI & BELGHYTI 2006), foram encontrados parasitando galinhas domésticas, *Gallus gallus*, e, recentemente *D. nasuta* foi registrado parasitando os cuculídeos (BARTMANN & AMATO 2009). Ainda, foram encontrados nos anus *H. brevispiculum*, e somente no anu-preto, uma espécie indeterminada de *Trichostrongylus* sp. Existe a necessidade de controle das parasitoses dos animais através de “exame de fezes”, que encontram-se confinados em zoológicos e cativeiros, quando a relação hospedeiro-parasito é alterada.

A partir da identificação dos ovos e das larvas de cada grupo de helmintos, o registro prévio facilitará o diagnóstico das parasitoses que acometem os animais silvestres, com grande importância na clínica veterinária. Assim, todos os espécimes adultos de helmintos parasitos do anu-preto e do anu-branco tiveram seus ovos registrados em fotomicrografias, e são: ovos de *Tanaisia magnicolica* (Figs 93 e 94); ovos de *Athesmia heterolecithodes* (fig. 95); ovos de *Eumegacetes macroochis* (Figs 96 e 97); ovos de *Stomylotrema vicarium* (Figs 98 e 99); ovos de *Cuculincola mutabilis* (Fig. 100); ovos de *Centrorhynchus tumidulus* (Figs 101 e 102); ovos de *Aonchotheca bursata* (Figs 103 e 104); ovos de *Cyrnea semilunaris* (Figs 105 e 106); ovos de *Torquatoides crotophaga* (Fig. 107); ovos de *Microtetrameres* sp. (Figs 108 e 109); ovos de *Dispharynx nasuta* (Fig. 110); microfilárias de *Aproctella stoddardi* (Figs 111 e 112); ovos de *Heterakis brevispiculum* (Fig. 113); ovos de *Subulura forcipata* (Figs 114 e 115); ovos de *Subulura reclinata* (Fig. 116); ovos de *Strongyloides* sp. (Fig. 117); e ovos de *Trichostrongylus* sp. (Fig. 118).

Figuras 93 – 94. Ovos de *Tanaisia magnicola*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e de anu-branco, *Guira guira*, fotomicrografias: (93) barra= 50µm; (94) barra= 25µm.

Figura 95. Ovos de *Athesmia heterolecithodes*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, fotomicrografias, barra= 50µm.

Figuras 96 – 97. Ovos de *Eumegacetes macroochis*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, fotomicrografias: (96) barra= 50µm; (97) barra= 25µm.

Figuras 98 – 99. Ovos de *Stomylotrema vicarium*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, fotomicrografias: (98) barra= 50µm; (99) barra= 25µm.

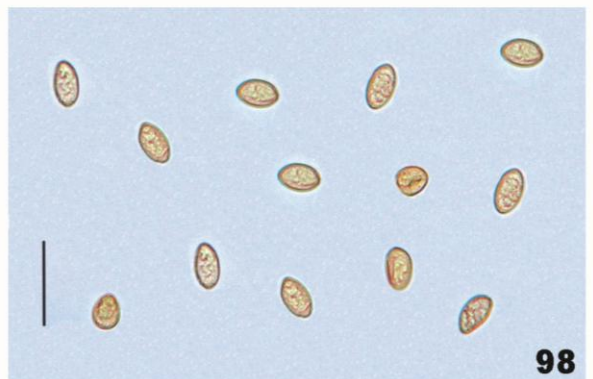
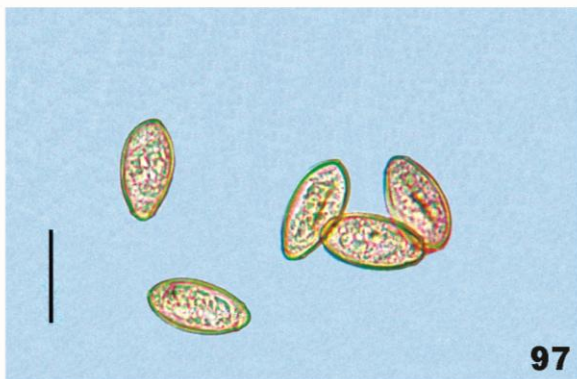
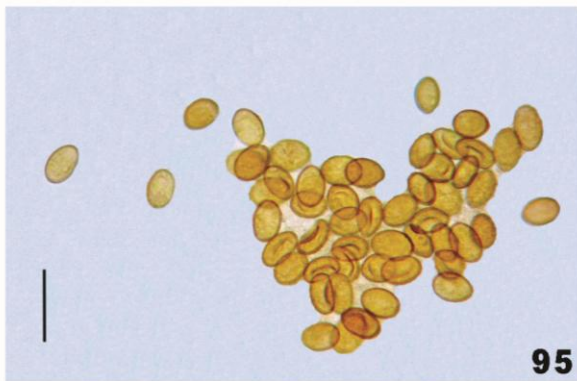
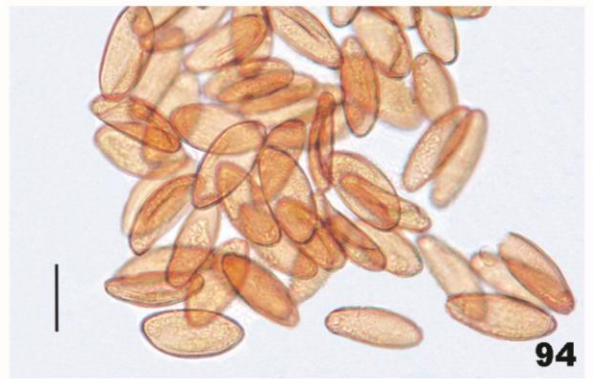


Figura 100. Ovos de *Cuculincola mutabilis*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, fotomicrografias, barra= 25 μ m.

Figuras 101 – 102. Ovos de *Centrorhynchus tumidulus*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, fotomicrografias: (101) barra= 50 μ m; (102) barra= 25 μ m.



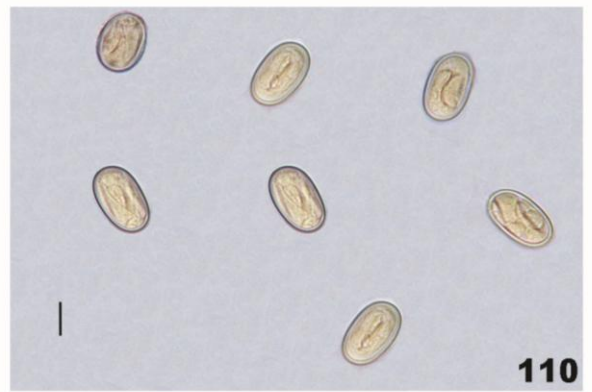
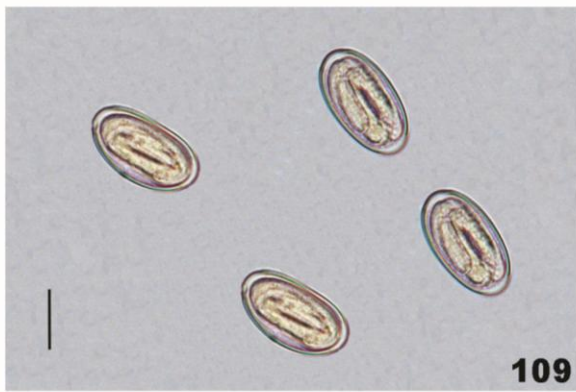
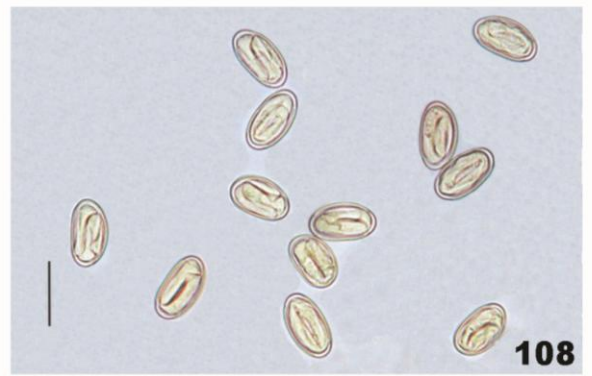
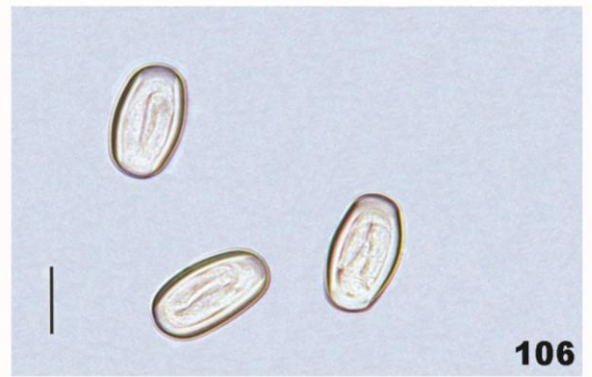
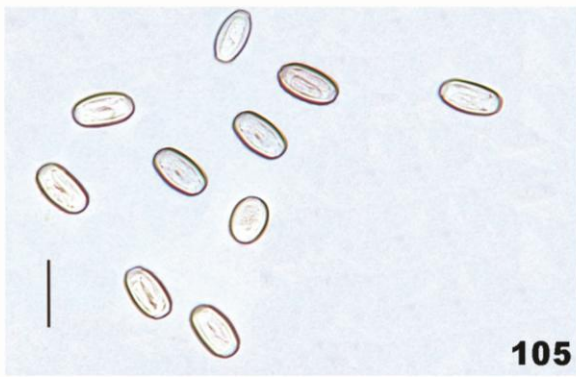
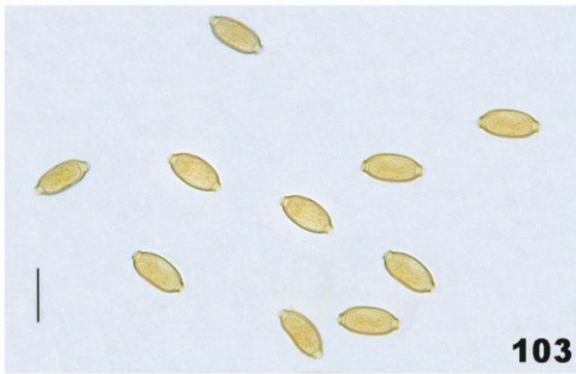
Figuras 103 – 104. Ovos de *Aonchotheca bursata*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e de anu-branco, *Guira guira*, fotomicrografias: (103) barra= 50µm; (104) barra= 25µm.

Figuras 105 – 106. Ovos de *Cyrnea semilunaris*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, fotomicrografias: (105) barra= 50µm; (106) barra= 25µm.

Figura 107. Ovos de *Torquatoides crotophaga*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, fotomicrografias, barra= 25µm.

Figuras 108 – 109. Ovos de *Microtetrameres* sp., parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, fotomicrografias: (108) barra= 50µm; (109) barra= 25µm.

Figura 110. Ovos de *Dispharynx nasuta*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, fotomicrografias, barra= 25µm.



Figuras 111 – 112. Microfilárias de *Aproctella stoddardi*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, fotomicrografias: (111) barra= 25µm; (112) barra= 25µm.

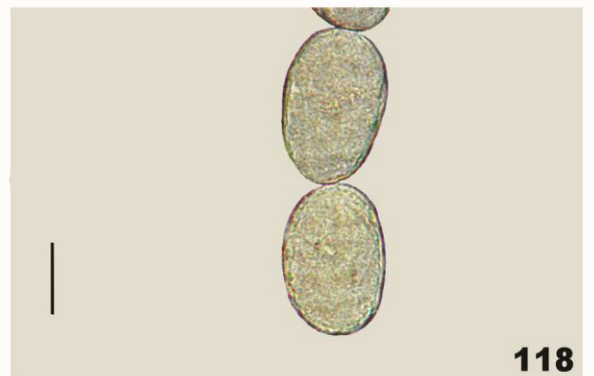
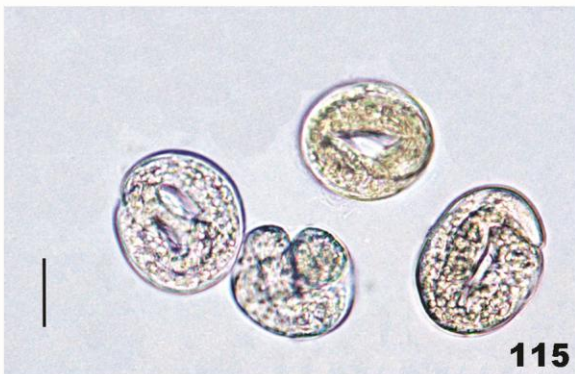
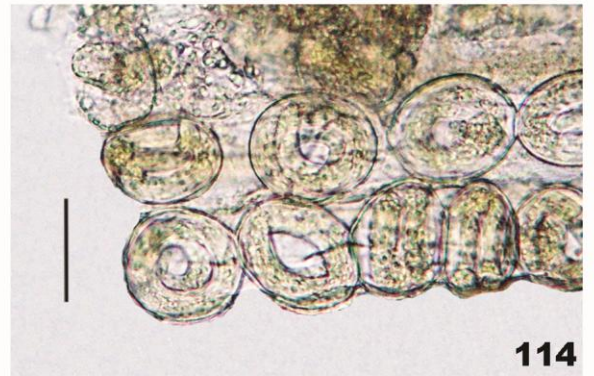
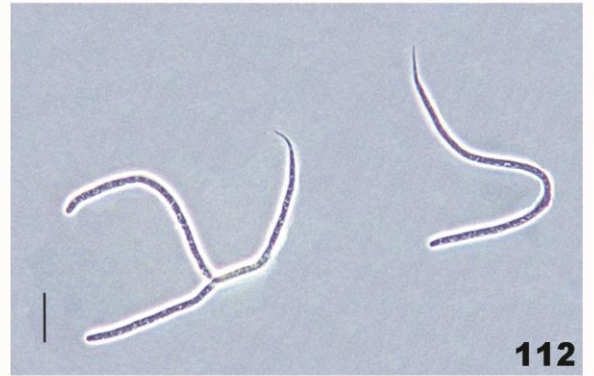
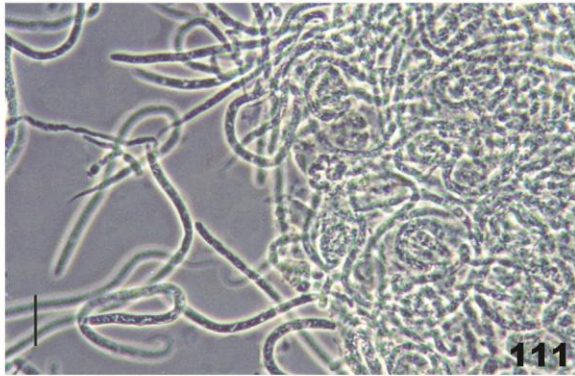
Figura 113. Ovos de *Heterakis brevispiculum*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, fotomicrografias, barra= 50µm.

Figuras 114 – 115. Ovos de *Subulura forcipata*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, fotomicrografias: (114) barra= 50µm; (115) barra= 25µm.

Figura 116. Ovos de *Subulura reclinata*, parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, fotomicrografias, barra= 25µm.

Figura 117. Ovos de *Strongyloides* sp., parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, fotomicrografias, barra= 25µm.

Figura 118. Ovos de *Trichostrongylus* sp., parasito de anu-preto, *Crotophaga ani*, fotomicrografias, barra= 25µm.



4.2. Análise da comunidade de helmintos de *C. ani* e *G. guira*.

4.2.1. Descrição da amostra – hospedeiros

4.2.1.1. Anu-preto, *Crotophaga ani*

Dos 120 anus-pretos coletados nas estações de inverno (n=60) e verão (n=60), 76 (63%) eram machos, e 44 (37%) fêmeas. Dos machos, 38 (32%) eram juvenis e 38 (31%) adultos. Das fêmeas, 25 (21%) eram juvenis e 19 (16%) adultas.

Dentre os anus-pretos coletados no inverno, 37 (61,7%) eram machos e 23 (38,3%) fêmeas. Dos machos, 18 (48,6%) eram juvenis e 19 (51,4%) adultos. Das fêmeas, 14 (60,9%) eram juvenis e nove (39,1%) adultas. Dos 60 coletados no verão, 39 (65%) eram machos e 21 (35%) fêmeas. Dos machos, 20 (51,3%) eram juvenis e 19 (48,7%) adultos. Das fêmeas, 11 (52,4%) eram juvenis e 10 (47,6%) adultas.

4.2.1.2. Anu-branco, *Guira guira*

Dos 120 anus-brancos coletados nas estações de inverno (n=60) e verão (n=60), 74 (62%) eram machos, e 46 (38%) fêmeas. Dos machos, 19 (16%) eram juvenis e 55 (46%) adultos. Das fêmeas, 18 (15%) eram juvenis e 28 (23%) adultas.

Dentre os anus-brancos coletados no inverno, 36 (60%) eram machos e 24 (40%) fêmeas. Dos machos, 13 (36,1%) eram juvenis e 23 (63,9%) adultos. Das fêmeas, 12 (50%) eram juvenis e 12 (50%) adultas. Dos anus-brancos coletados no verão, 38 (63,3%) eram machos e 22 (36,7%) fêmeas. Dos machos, seis (15,8%) eram juvenis e 32 (84,2%) adultos. Das fêmeas, seis (27,3%) eram juvenis e 16 (72,7%) adultas.

4.2.2. Comunidade componente de helmintos em *C. ani* e *G. guira*.

Cada um dos 240 anus estava parasitado no mínimo por uma espécie de helminto. Os helmintos encontrados pertencem aos grupos Digenea, Eucestoda, Acanthocephala e Nematoda.

4.2.2.1. Parâmetros ecológicos

Para cada uma das 26 espécies de helmintos coletados no anu-preto e cada uma das 20 espécies coletadas no anu-branco, foram calculados os seguintes parâmetros ecológicos: prevalência, amplitude de infecção, intensidade média e abundância média de infecção (Tabelas I e II).

O acantocéfalo, *Ce. tumidulus* foi a espécie mais prevalente nos dois hospedeiros, anu-preto (77,5%) e anu-branco (90,83%). O nematóide *Torquatoides crotophaga* apresentou prevalência equivalente no anu-preto (75%) e no anu-branco (75,83%). No anu-preto, *S. forcipata* (41,67%) foi a terceira espécie mais prevalente, seguida pelo digenético *E. macroorchis* e o cestóide *C. mutabilis* que apresentaram prevalência de 32,5% e 31,67%, respectivamente. Os demais helmintos do anu-preto apresentaram prevalência inferior a 26,67% (Tabela I). Das 20 espécies de helmintos encontradas no anu-branco, 17 apresentaram prevalência inferior a 50% (Tabela II).

4.2.2.1.1. Anu-preto, *Crotophaga ani*

A riqueza total da helmintofauna do anu-preto foi de 26 espécies (Figura 119). Um total de 2.899 helmintos foi coletado (Figura 120), representando uma intensidade média de infecção 24,16 helmintos/hospedeiro.

A riqueza parasitária variou entre um e nove espécies por hospedeiro, sendo que a maioria dos indivíduos amostrados apresentou entre três e seis (média 4,275) espécies de helmintos (Figura 121). A riqueza da helmintofauna nas estações de coleta, inverno (4,22 ±

Tabela I. Prevalência, amplitude da intensidade de infecção, intensidade média de infecção e abundância média dos helmintos parasitos de 120 anos-pretos, *Crotophaga ani*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil.

Espécies de helmintos	Parâmetros ecológicos				
	Aves infectadas	Prevalência (%)	Amplitude	Intensidade Média ± DP	Abundância Média ± DP
Digenea					
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	4	3,33	2 - 7	4,25 ± 2,63	0,14 ± 0,87
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	39	32,5	1 - 14	4,41 ± 3,48	1,43 ± 2,86
Leucochloridiidae	1	0,83	2	2 ± 0	0,017 ± 0,18
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	1	0,83	2	2 ± 0	0,017 ± 0,18
<i>Psilolecithum</i> sp.	2	1,67	1	1 ± 0	0,017 ± 0,13
<i>Stomylotrema vicarium</i>	10	8,33	1 - 12	3 ± 3,40	0,25 ± 1,25
<i>Tanaisia magnicolica</i>	1	0,83	8	8 ± 0	0,067 ± 0,73
Eucestoda					
<i>Cuculincola mutabilis</i>	38	31,67	1 - 208	15,05 ± 35,09	4,77 ± 20,79
Acanthocephala					
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	93	77,5	1 - 24	4,74 ± 4,14	3,67 ± 4,15
Nematoda					
<i>Aonchotheca bursata</i>	30	25	1 - 6	2,47 ± 1,59	0,62 ± 1,33
<i>Aproctella stoddardi</i>	28	23,33	1 - 15	2,07 ± 2,84	0,48 ± 1,61
<i>Capillaria</i> sp.	8	6,67	1 - 10	2,5 ± 3,07	0,17 ± 0,97
<i>Cyrnea semilunaris</i>	32	26,67	1 - 13	2,87 ± 2,73	0,77 ± 1,89
<i>Dispharynx nasuta</i>	31	25,83	1 - 30	5,09 ± 6,17	1,32 ± 3,82
<i>Heterakis brevispiculum</i>	1	0,83	1	1 ± 0	0,008 ± 0,091
<i>Microtetrameres</i> sp.	16	13,33	1 - 32	7,19 ± 8,60	0,96 ± 3,92
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	18	15	1 - 6	1,9 ± 1,49	0,28 ± 0,88
<i>Skrjabinura spiralis</i>	2	1,67	1	1 ± 0	0,017 ± 0,13
Schistorophinae (Larvas)	1	0,83	3	3 ± 0	0,025 ± 0,27
Spiruromorpha	1	0,83	1	1 ± 0	0,008 ± 0,091
<i>Strongyloides</i> sp.	7	5,83	1 - 37	10,57 ± 13,20	0,62 ± 3,87
<i>Subulura forcipata</i>	50	41,67	1 - 53	7,9 ± 10,67	3,29 ± 7,88
<i>Subulura reclinata</i>	5	4,17	1 - 2	1,2 ± 0,45	0,05 ± 0,25
<i>Subulura</i> sp.	1	0,83	1	1 ± 0	0,008 ± 0,091
<i>Torquatoides crotophaga</i>	90	75	1 - 46	6,84 ± 6,58	5,13 ± 6,42
<i>Trichostrongylus</i> sp.	3	2,5	1	1 ± 0	0,025 ± 0,16

Tabela II. Prevalência, amplitude da intensidade de infecção, intensidade média de infecção e abundância média dos helmintos parasitos de 120 anos-brancos, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil.

Espécies de helmintos	Parâmetros ecológicos				
	Aves infectadas	Prevalência (%)	Amplitude	Intensidade Média ± DP	Abundância Média ± DP
Digenea					
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	21	17,5	1 - 54	9,43 ± 11,68	1,65 ± 5,99
<i>Echinostoma</i> sp.	5	4,17	1 - 3	1 ± 0,84	0,092 ± 0,47
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	17	14,17	1 - 23	1,35 ± 0,78	0,19 ± 0,55
<i>Stomylotrema vicarium</i>	6	5	1 - 4	2 ± 1,26	0,1 ± 0,51
<i>Tanaisia magnicolica</i>	7	5,83	1 - 25	8,28 ± 7,91	0,48 ± 2,64
Eucestoda					
<i>Cuculicola mutabilis</i>	84	70	1 - 369	52,86 ± 58,48	37 ± 54,56
Acanthocephala					
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	109	90,83	1 - 142	27,04 ± 24,07	24,56 ± 24,23
Nematoda					
<i>Aonchotheca bursata</i>	4	3,33	1 - 2	1,25 ± 0,5	0,04 ± 0,24
<i>Aproctella stoddardi</i>	39	32,5	1 - 7	1,92 ± 1,28	0,62 ± 1,16
<i>Cyrnea semilunaris</i>	58	48,33	1 - 15	3,33 ± 3,39	1,61 ± 2,88
<i>Dispharynx nasuta</i>	31	25,83	1 - 82	8,81 ± 18,41	2,27 ± 10,02
<i>Heterakis brevispiculum</i>	3	2,5	1 - 10	5,33 ± 4,51	0,13 ± 1,02
<i>Microtetrameres</i> sp.	29	24,17	1 - 27	4,86 ± 5,05	1,17 ± 3,22
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	9	7,5	1 - 27	8,67 ± 11,47	0,65 ± 3,75
<i>Skrjabinura spiralis</i>	1	0,83	1	1 ± 0	0,008 ± 0,091
Schistorophinae (Larvas)	1	0,83	1	1 ± 0	0,008 ± 0,091
Spiruromorpha	3	2,5	1	5,33 ± 0	0,025 ± 0,16
<i>Strongyloides</i> sp.	20	16,67	1 - 234	17,9 ± 51,6	2,98 ± 21,68
<i>Subulura forcipata</i>	55	45,83	1 - 60	7,71 ± 10,39	3,53 ± 7,99
<i>Torquatoides crotophaga</i>	91	75,83	1 - 43	6,21 ± 6,82	4,71 ± 6,5

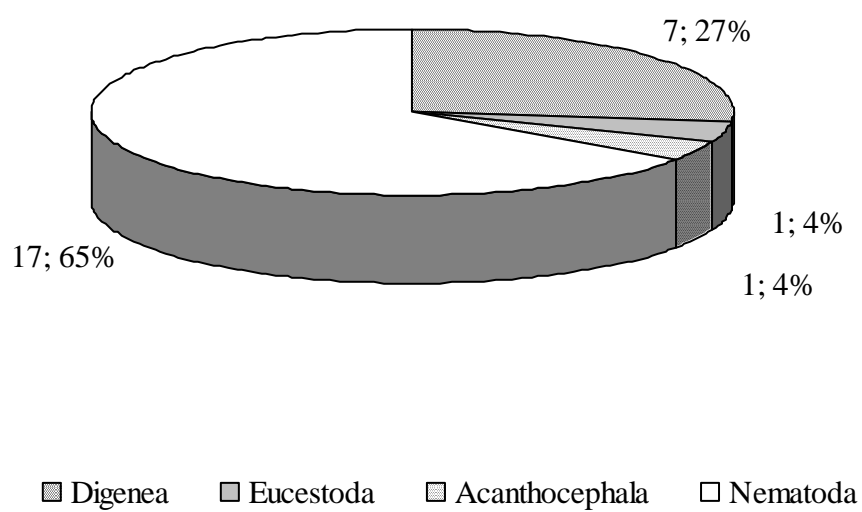


Figura 119. Representação da riqueza (absoluta e percentual ‘%’) dos grupos componentes da helmintofauna do anu-preto, *Crotophaga ani*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil.

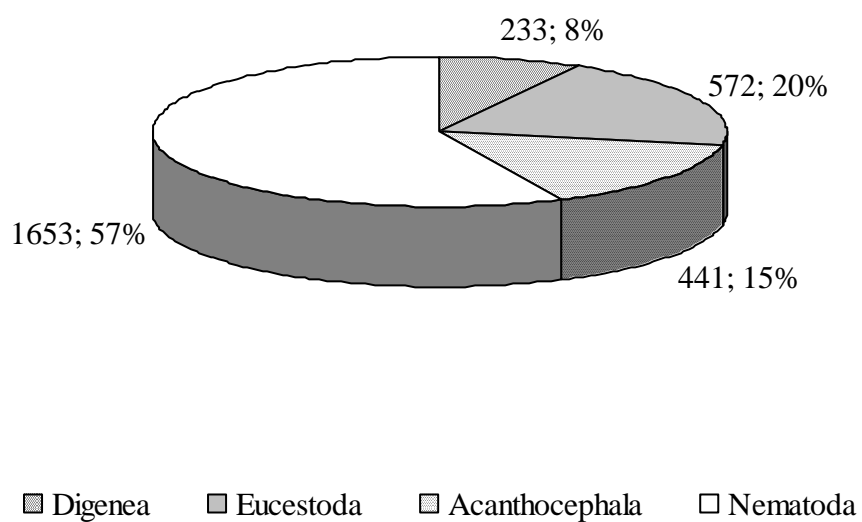


Figura 120. Abundância e porcentagem (%) distribuídos nos diferentes grupos da helmintofauna do anu-preto, *Crotophaga ani*, na região da Depressão Central do RS, Brasil.

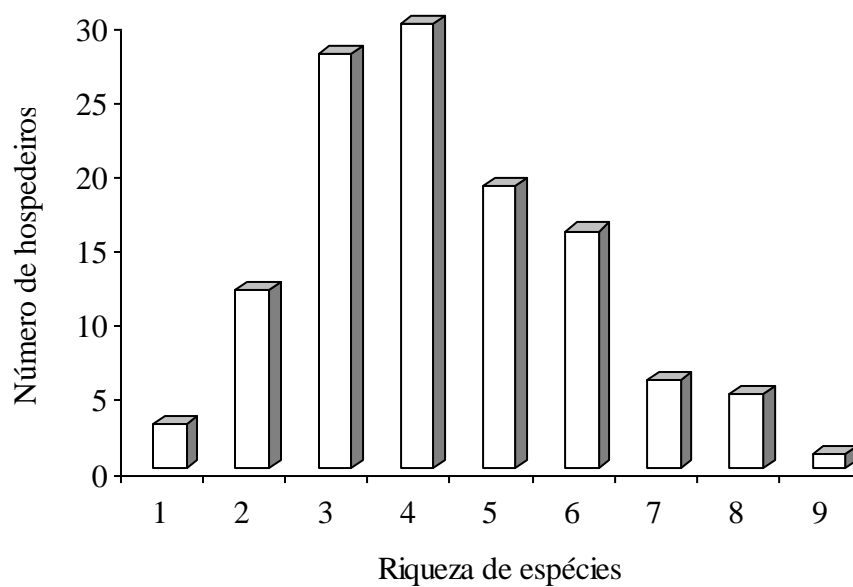


Figura 121. Distribuição da riqueza de espécies em relação ao número de hospedeiros anus-pretos, *Crotophaga ani*, capturados na região da Depressão Central do RS, Brasil.

1,52) e verão ($4,33 \pm 1,84$); entre os sexos, machos ($4,35 \pm 1,74$) e fêmeas ($4,14 \pm 1,58$); em relação a maturidade sexual, juvenis ($3,71 \pm 1,40$) e adultos ($4,89 \pm 1,76$) apresentou uniformidade, onde a maioria dos indivíduos amostrados apresentou entre três e seis espécies de helmintos, com picos entre três e quatro espécies.

Os digenéticos, com sete (27%) espécies de helmintos foram os menos abundantes, contribuindo com 8% do total de parasitos encontrados, parasitando 50 (41,67%) hospedeiros, com intensidade média de infecção de 4,66 helmintos/hospedeiro. *Eumegacetes macroorchis* (32,5%), foi a mais prevalente entre os digenéticos. A espécie não identificada da família Leucochloridiidae (0,83%), *Prosthogonimus ovatus* (0,83%) e *Tanaisia magnicolica* (0,83%), apresentaram baixa prevalência com relação ao número total de espécimes de digenéticos coletados (Tabela I).

Os cestóides e os acantocéfalos contribuíram cada um com uma espécie de helminto, correspondente a 20% e 15%, respectivamente, da riqueza dos helmintos. Os cestóides, *Cuculincola mutabilis* parasitaram 38 (31,67%) hospedeiros, apresentaram intensidade média de infecção de 15,05 helmintos/hospedeiro. O filo Acanthocephala esteve representado pela espécie *Centrorhynchus tumidulus* parasitando 93 (77,5%) hospedeiros, com intensidade média de infecção de 4,74 helmintos/hospedeiro.

O Filo Nematoda foi o mais diverso contribuindo com 17 (65%) espécies. Este foi o filo mais diverso e mais abundante. Do total dos helmintos coletados, 57% eram nematóides, parasitando 116 (96,67%) hospedeiros e estando ausente em três machos juvenis de anu-preto, sendo dois coletados no verão e um no inverno, e uma fêmea adulta coletada no inverno. A intensidade média de infecção foi de 14,25 helmintos/hospedeiro. A espécie mais prevalente entre os nematóides foi *Torquatoides crotophaga* (75%). A família Subuluridae contribuiu com três espécies, das quais *Subulura forcipata* (40,83%) foi a segunda espécie mais prevalente. As larvas da subfamília Schistorophinae (0,83%); os espécimes da ordem Spiruromorpha (0,83%); a espécie *Heterakis brevispiculum* (0,83%); *Subulura* sp. (0,83%),

foram os nematóides menos prevalentes (Tabela I). A distribuição das espécies em ordem crescente baseada na riqueza de espécimes apresentada pelos diferentes helmintos do anu-preto está representada na Figura 122.

O número de aves infectadas, com as diferentes espécies de helmintos, de acordo com a estação do ano, sexo e faixa etária está representado na Tabela III. A espécie de helminto (*Centrorhynchus tumidulus*) mais freqüente ocorreu em 93 das 120 aves necropsiadas, sendo duas espécies, *C. tumidulus* e *Torquatoides crotophaga*, ocorreram em mais de 50 aves. Quinze espécies ocorreram em até 10 hospedeiros.

Uma curva de suficiência amostral analisando a riqueza cumulativa de espécies de helmintos encontradas em relação ao número cumulativo de aves necropsiadas (em ordem aleatória) (Figura 123).

4.2.2.2.2. Anu-branco, *Guira guira*

A riqueza total da helmintofauna do anu-branco foi de 20 espécies (Figura 124). Um total de 9.822 helmintos foi coletado (Figura 125), representando uma intensidade média de infecção 81,85 helmintos/hospedeiro.

A riqueza parasitária variou entre uma e oito espécies por hospedeiro, sendo que a maioria dos indivíduos amostrados apresentou entre quatro e seis (média 4,94) espécies de helmintos (Figura 126). A riqueza da helmintofauna apresentou variabilidade em relação às estações de coleta, inverno ($4,63 \pm 1,51$) e verão ($5,25 \pm 1,93$); ao sexo, machos ($4,74 \pm 1,62$) e fêmeas ($5,26 \pm 1,91$); e a maturidade sexual, juvenis ($3,97 \pm 1,42$) e adultos ($5,37 \pm 1,72$).

Os digenéticos, com cinco (25%) espécies de helmintos foram os menos abundantes, contribuindo com 3% do total de parasitos encontrados, parasitando 45 (37,5%) hospedeiros, com uma intensidade média de infecção de 6,71 helmintos/hospedeiro. A espécie *Athesmia heterolecithodes* (17,5%) e *Eumegacetes macroorchis* (14,17%), foram as mais prevalentes

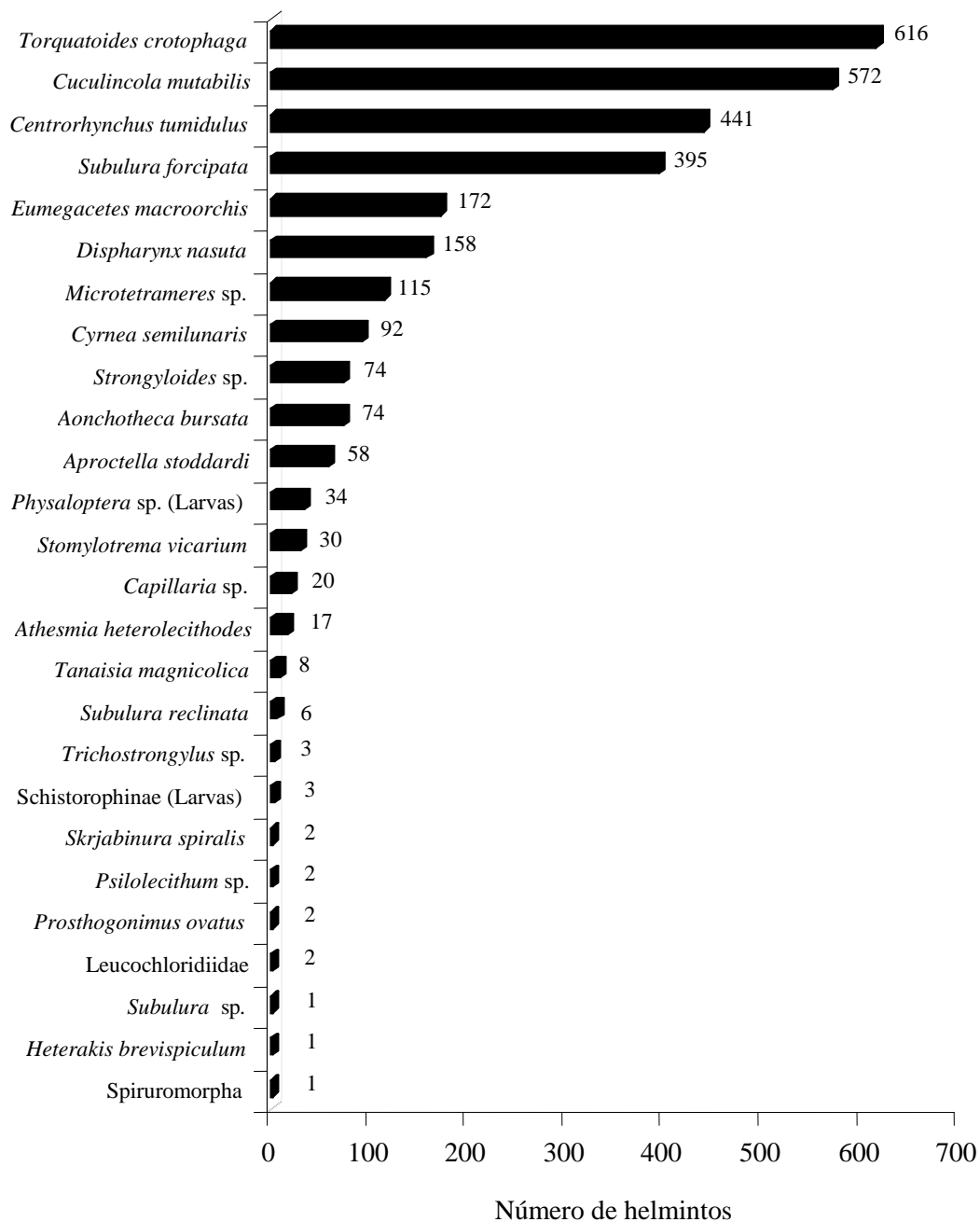


Figura 122. Distribuição das espécies em ordem crescente da abundância dos helmintos do anu-preto, *Crotophaga ani*, na região da Depressão Central do RS, Brasil.

Tabela III. Números de anus-pretos, *Crotophaga ani*, encontrados infectados para cada espécie de helminto de acordo com a estação do ano, sexo e grupo etário (J= juvenil; A= adulto), coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil.

Espécies de Helmintos	Inverno 2005		Verão 2006				Inverno 2006				Verão 2007				Total		
	Machos		Fêmeas		Machos		Fêmeas		Machos		Fêmeas		Machos			Fêmeas	
	J	A	J	A	J	A	J	A	J	A	J	A	J	A		J	A
Digenea																	
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	1	0	0	4
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	3	4	7	5	5	1	0	1	2	2	2	2	1	2	1	1	39
Leucochloridiidae	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Psilolecithum</i> sp.	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	2
<i>Stomylotrema vicarium</i>	2	1	2	1	1	1	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	10
<i>Tanaisia magnicolica</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1
Eucestoda																	
<i>Cuculincola mutabilis</i>	5	4	1	1	2	4	1	3	0	5	1	1	2	7	0	1	38
Acanthocephala																	
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	5	7	8	5	7	4	4	5	9	7	4	3	7	9	7	2	93
Nematoda																	0
<i>Aonchotheca bursata</i>	1	2	0	0	1	6	0	4	2	1	1	0	5	4	3	0	30
<i>Capillaria</i> sp.	0	1	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	1	1	1	2	8
<i>Aproctella stoddardi</i>	2	4	2	3	2	0	0	1	1	4	2	1	0	5	0	1	28
<i>Cyrnea semilunaris</i>	1	0	0	0	1	6	2	2	3	6	1	0	4	4	2	0	32
<i>Dispharynx nasuta</i>	0	1	4	3	2	1	2	1	3	0	1	0	7	3	2	1	31
<i>Heterakis brevispiculum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1
<i>Microtetrameres</i> sp.	1	0	1	0	0	3	0	2	2	2	0	0	0	2	1	2	16
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	4	1	0	0	0	0	0	2	1	4	1	0	1	4	0	0	18
Schistorophinae (Larvas)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1
<i>Skrjabinura spiralis</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	2
Spiruromorpha	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1
<i>Strongyloides</i> sp.	1	3	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7
<i>Subulura forcipata</i>	3	3	1	1	1	7	1	6	6	8	2	1	3	4	1	1	49
<i>Subulura reclinata</i>	0	1	1	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	1	0	5
<i>Subulura</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Torquatoides crotophaga</i>	8	8	7	3	7	9	3	7	3	7	6	2	3	10	5	2	90
<i>Trichostrongylus</i> sp.	0	2	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3

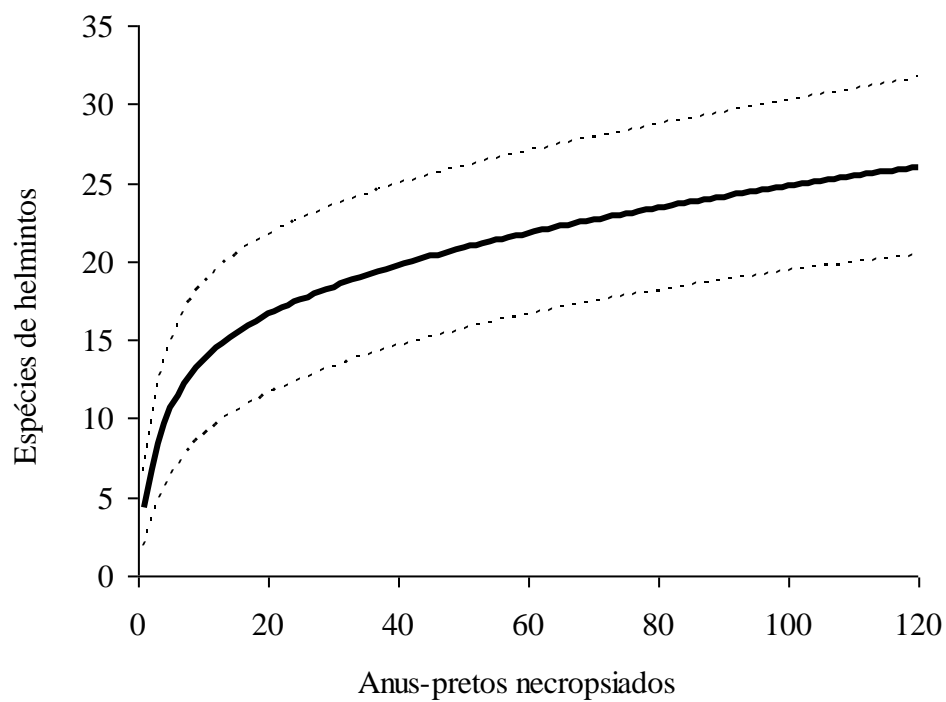


Figura 123. Riqueza parasitária cumulativa em relação ao número cumulativo de anus-pretos, *Crotophaga ani*, necropsiados, e o intervalo de confiança ($\pm 5,64$), da região da Depressão Central do RS, Brasil.

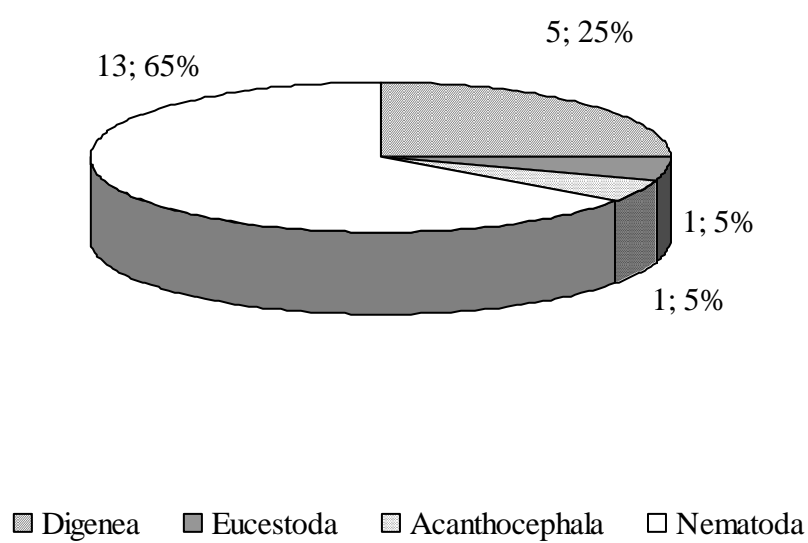


Figura 124. Representação da riqueza (absoluta e percentual ‘%’) dos grupos da helmintofauna do anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil.

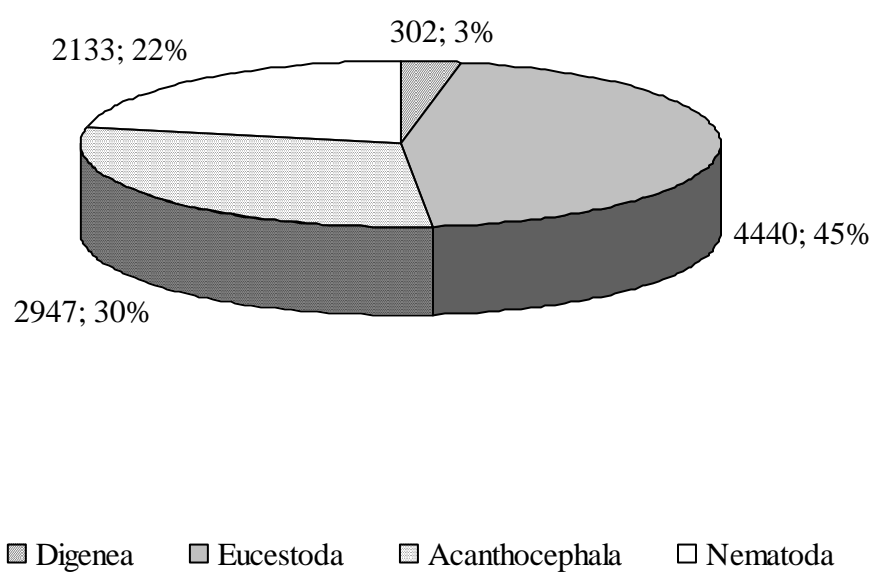


Figura 125. Abundância e porcentagem (%) distribuídos nos diferentes grupos da helmintofauna do anu-branco, *Guira guira*, na região da Depressão Central do RS, Brasil.

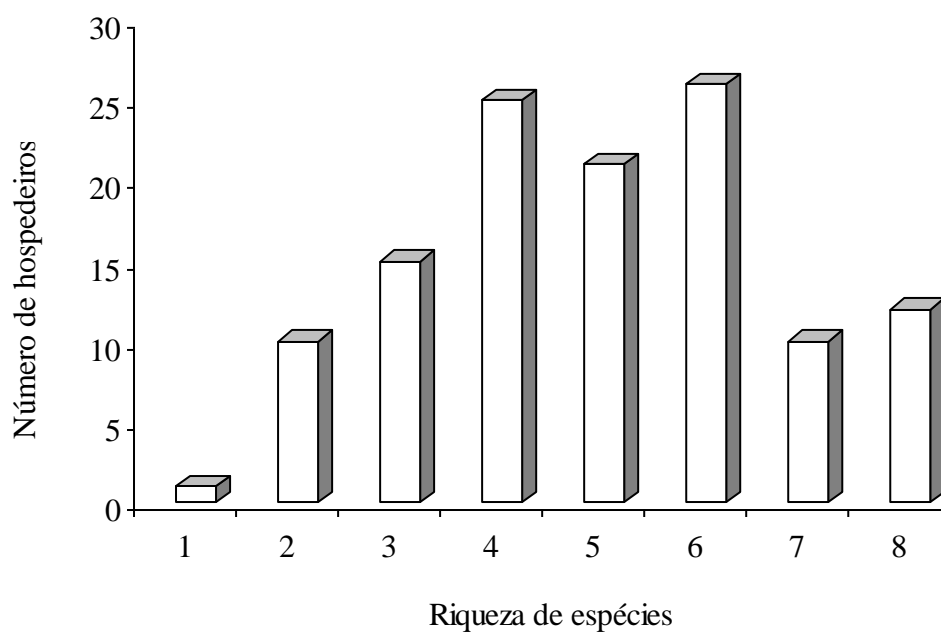


Figura 126. Distribuição da riqueza de espécies em relação ao número de hospedeiros anus-brancos, *Guira guira*, capturados na região da Depressão Central do RS, Brasil.

entre os digenéticos. *Tanaisia magnicola* (5,83%), *Stomylotrema vicarium* (5%) e *Echinostoma* sp. (4,17%) foram menos prevalentes, respectivamente (Tabela IV).

Os cestóides e os acantocéfalos contribuíram cada um com apenas uma espécie de helminto. Porém, foram os grupos mais abundantes, 45% e 30%, respectivamente. Os cestóides parasitaram 84 (70%) hospedeiros, apresentando intensidade média de infecção de 52,86 helmintos/hospedeiro. O Filo Acanthocephala esteve representado pela espécie *Centrorhynchus tumidulus* parasitando 109 (90,83%) hospedeiros, com intensidade média de infecção de 27,04 helmintos/hospedeiro.

O Filo Nematoda contribuiu com 13 (65%) espécies. Do total dos helmintos coletados, 22% eram nematóides, parasitando 119 (99,17%) hospedeiros, estando ausente somente em um anu-branco macho adulto coletado no verão, com intensidade média de infecção de 17,92 helmintos/hospedeiro. As mesmas duas espécies de larvas, uma da subfamília Schistorophinae e outra do gênero *Physaloptera* sp. registradas para o anu-preto, foram também encontradas no anu-branco.

Torquatoides crotophaga (75,83%) e *Cyrnea semilunaris* (48,33%) foram os nematóides mais prevalentes. As larvas da subfamília Schistorophinae (0,83%) e *Skrjabinura spiralis* (0,83%) foram os nematóides menos prevalentes. A distribuição das espécies de helmintos do anu-branco em ordem crescente baseada na abundância está representada na Figura 127.

O número de aves infectadas, com as diferentes espécies de helmintos, de acordo com a estação do ano, sexo e maturidade sexual, está representado na Tabela IV. Onde, pode-se observar que apenas uma espécie (*Centrorhynchus tumidulus*) ocorreu em mais de 100 das 120 aves necropsiadas. Quatro espécies, *Subulura forcipata*, *Cyrnea semilunaris*, *Cuculincola mutabilis* e *Torquatoides crotophaga* ocorreram entre 50 e 100 aves, e nove espécies Schistorophinae (larva), *Aonchotheca bursata*, *Skrjabinura spiralis*, *Spiruromorpha*,

Tabela IV. Números de anus-brancos, *Guira guira*, encontrados infectados para cada espécie de helminto de acordo com a estação do ano, sexo e grupo etário (J= juvenil; A= adulto), coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil.

Espécies de Helmintos	Inverno 2005		Verão 2006		Inverno 2006		Verão 2007		Total								
	Machos		Fêmeas		Machos		Fêmeas										
	J	A	J	A	J	A	J	A									
Digenea																	
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	0	2	2	3	0	6	0	1	0	1	1	1	0	2	0	2	21
<i>Echinostoma</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	1	0	2	5
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	1	0	4	3	0	0	1	3	1	0	0	0	0	2	0	2	17
<i>Stomylotrema vicarium</i>	2	1	0	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	6
<i>Tanaisia magnicola</i>	0	2	0	0	0	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0	2	7
Eucestoda																	
<i>Cuculincola mutabilis</i>	3	9	5	8	0	12	1	10	5	9	3	2	1	12	0	4	84
Acanthocephala																	
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	5	9	7	9	0	17	0	9	4	12	5	3	4	15	4	6	109
Nematoda																	
<i>Aonchotheca bursata</i>	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	4
<i>Aproctella stoddardi</i>	1	2	2	4	0	6	0	3	2	7	2	1	0	7	0	2	39
<i>Cyanea semilunaris</i>	1	1	0	3	1	11	1	7	5	6	3	2	3	8	2	4	58
<i>Dispharynx nasuta</i>	1	2	3	3	0	1	0	5	2	1	0	1	3	4	1	4	31
<i>Heterakis brevispiculum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	2	3
<i>Microtetrameres</i> sp.	0	0	1	0	0	6	0	4	2	5	0	2	1	7	0	1	29
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	0	0	0	0	0	1	0	1	1	0	3	0	1	0	2	0	9
<i>Skrjabinura spiralis</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1
Schistorophinae (Larvas)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1
Spiruromorpha	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	3
<i>Strongyloides</i> sp.	2	5	0	4	0	1	1	1	0	0	0	0	0	4	1	1	20
<i>Subulura forcipata</i>	3	1	0	3	0	9	0	7	5	11	2	2	2	7	0	3	55
<i>Torquatoides crotophaga</i>	5	9	6	7	1	14	1	10	3	7	3	1	1	14	3	6	91

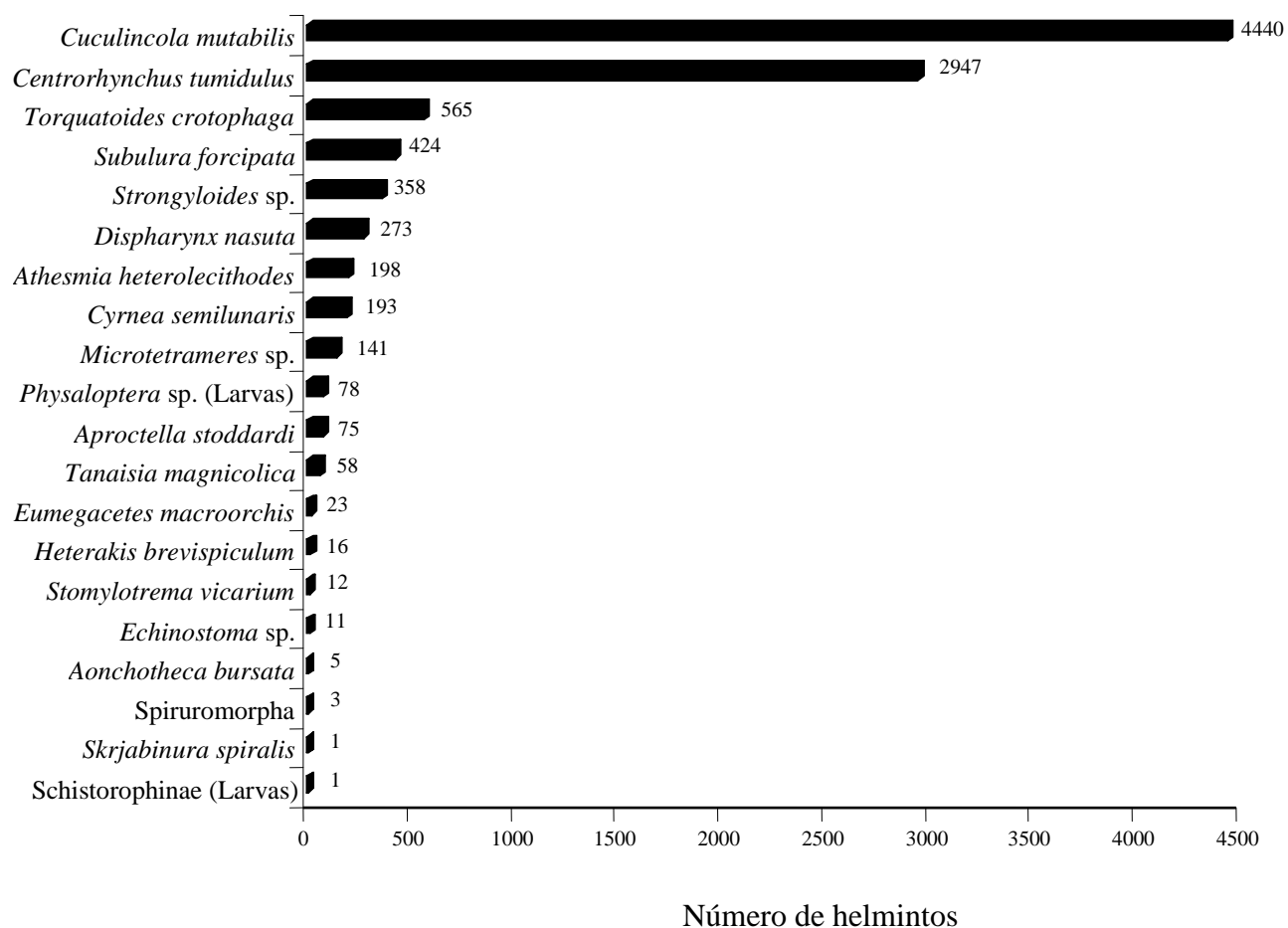


Figura 127. Distribuição das espécies em ordem crescente da abundância dos helmintos do anu-branco, *Guirã guirã*, na região da Depressão Central do RS, Brasil.

Heterakis brevispiculum, *Echinostoma* sp., *Stomylotrema vicarium*, *Tanaisia magnicolica*, *Physaloptera* sp. (larva) ocorreram em até 10 hospedeiros.

Uma curva de suficiência amostral analisando a riqueza cumulativa de espécies de helmintos encontradas em relação ao número cumulativo de aves necropsiadas (em ordem aleatória) (Figura 128).

4.2.3. Análise da riqueza, abundância e equabilidade dos helmintos em *C. ani* e *G. guira*.

A análise de co-variância multivariada (MANCOVA) foi realizada para verificar o quanto as infracomunidades de helmintos variam para os fatores espécie das aves, sexo, maturidade sexual e estação do ano, considerando como variáveis a riqueza de espécies, a abundância e a equabilidade, e co-variáveis o peso e o tamanho das aves (Tabela V). Inicialmente, o peso e o tamanho das aves (co-variáveis) foram testados individualmente com os mesmos fatores e variáveis descritos acima. Nos resultados, onde o peso foi a co-variável, não houve diferença na probabilidade do erro α para as variáveis testadas, ou seja, as variáveis que foram significativas mantiveram esta condição. Quando o tamanho das aves foi a co-variável, as interações idade*estação ($p= 0,078$) e sexo*idade*estação ($p= 0,064$), não foram significativas para a variável equabilidade.

O anu-preto apresentou uma quantidade menor de espécimes das diferentes espécies de helmintos quando comparado com o anu-branco ($p \leq 0,001$) (Figura 129). A equabilidade ($p \leq 0,001$) dos anos está representada na Figura 130. Considerando o sexo dos hospedeiros, os machos apresentaram uma abundância menor ($p=0,011$) de helmintos que as fêmeas (Figura 131). Em relação à maturidade sexual das aves, os juvenis apresentaram uma riqueza de espécies ($p \leq 0,001$) (Figura 132) e abundância menores ($p \leq 0,001$) que os adultos (Figura 133), porém, a equabilidade ($p \leq 0,001$) foi maior, indicando que as espécies apresentaram distribuição semelhantes entre os hospedeiros juvenis (Figura 134).

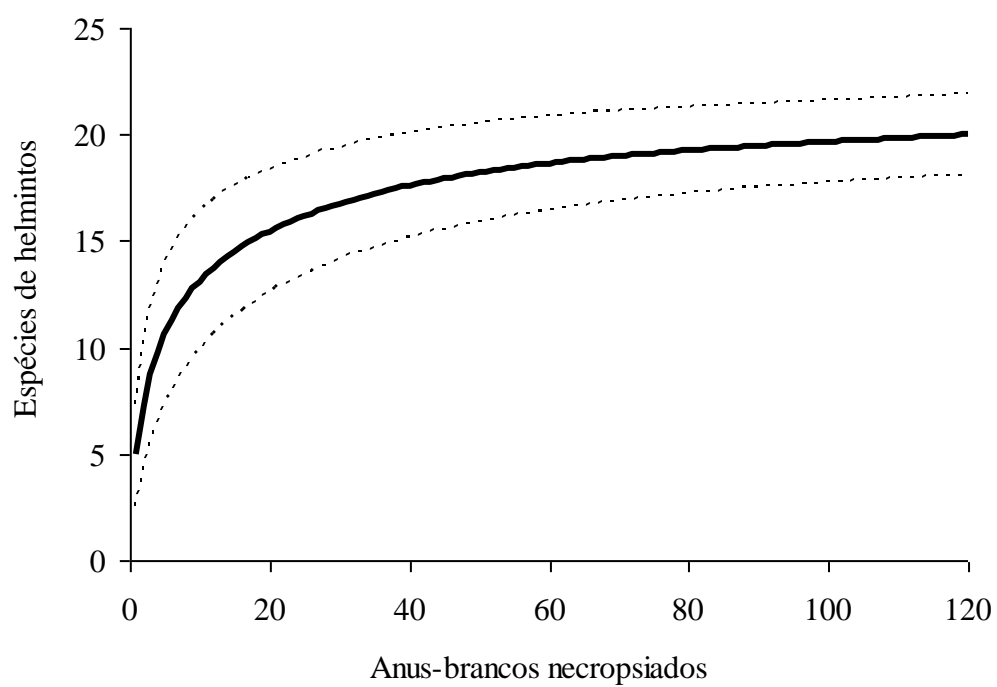


Figura 128. Riqueza parasitária cumulativa em relação ao número cumulativo de anus-brancos, *Guira guira*, necropsiados, e o intervalo de confiança ($\pm 1,91$), da região da Depressão Central do RS, Brasil.

Tabela V. Resultados da análise de co-variância multivariada (MANCOVA) das infracomunidades de helmintos, considerando os fatores espécie das aves, sexo, maturidade sexual e estação do ano; para as variáveis riqueza de espécies, abundância e equabilidade; tendo como co-variáveis o peso e o tamanho das aves.

Fatores	Variável Dependente	Média	F	P
Peso	Riqueza	1,228	0,536	0,465
	Abundância	733,14	0,303	0,582
	Equabilidade	0,098	4,163	0,043
Tamanho	Riqueza	14,832	6,475	0,012
	Abundância	5130,003	2,121	0,147
	Equabilidade	0,016	0,663	0,416
Espécie	Riqueza	0,223	0,097	0,755
	Abundância	55677,009	23,024	0,000
	Equabilidade	0,772	32,741	0,000
Sexo	Riqueza	1,609	0,702	0,403
	Abundância	15997,968	6,616	0,011
	Equabilidade	0,011	0,477	0,491
Idade	Riqueza	56,154	24,513	0,000
	Abundância	57171,086	23,642	0,000
	Equabilidade	0,391	16,56	0,000
Estação	Riqueza	1,404	0,613	0,435
	Abundância	840,716	0,348	0,556
	Equabilidade	0,03	1,278	0,259
Espécie*Sexo	Riqueza	6,161	2,689	0,102
	Abundância	21723,157	8,983	0,003
	Equabilidade	0,071	3,004	0,084
Espécie*Idade	Riqueza	6,348	2,771	0,097
	Abundância	52871,275	21,864	0,000
	Equabilidade	0,176	7,474	0,007
Sexo*Idade	Riqueza	1,13	0,493	0,483
	Abundância	16317,221	6,748	0,01
	Equabilidade	0,04	1,708	0,193
Espécie*Sexo*Idade	Riqueza	11,17	4,876	0,028
	Abundância	13688,269	5,66	0,018
	Equabilidade	0,01	0,425	0,515
Espécie*Estação	Riqueza	2,384	1,041	0,309
	Abundância	381,569	0,158	0,692
	Equabilidade	0,012	0,528	0,468
Sexo*Estação	Riqueza	1,233	0,538	0,464
	Abundância	83,409	0,034	0,853
	Equabilidade	<0,000	0,002	0,962
Espécie*Sexo*Estação	Riqueza	0,000	0,000	0,991
	Abundância	5514,088	2,28	0,132
	Equabilidade	0,024	1,01	0,316
Idade*Estação	Riqueza	40,314	17,598	0,000
	Abundância	10565,13	4,369	0,038
	Equabilidade	0,124	5,243	0,023
Espécie*Idade*Estação	Riqueza	2,648	1,156	0,284
	Abundância	1362,617	0,563	0,454
	Equabilidade	0,051	2,182	0,141
Sexo*Idade*Estação	Riqueza	1,237	0,54	0,463
	Abundância	0,118	0,000	0,994
	Equabilidade	0,097	4,104	0,044
Espécie*Sexo*Idade*Estação	Riqueza	0,312	0,136	0,713
	Abundância	803,021	0,332	0,565
	Equabilidade	<0,000	0,003	0,955

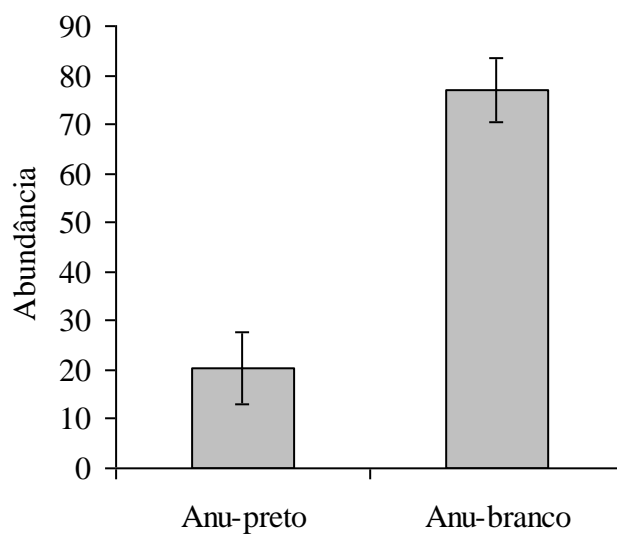


Figura 129. Número de helmintos (abundância) em cada hospedeiro anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão.

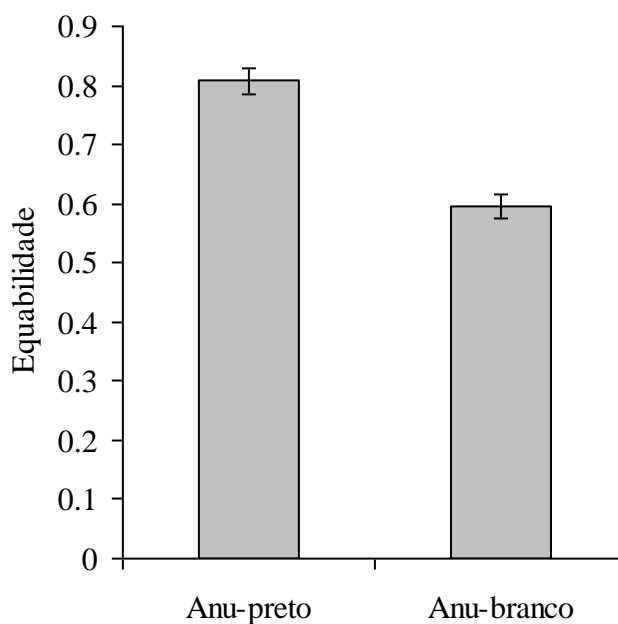


Figura 130. Distribuição da abundância (equabilidade) entre as espécies de helmintos em cada indivíduo hospedeiro anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão.

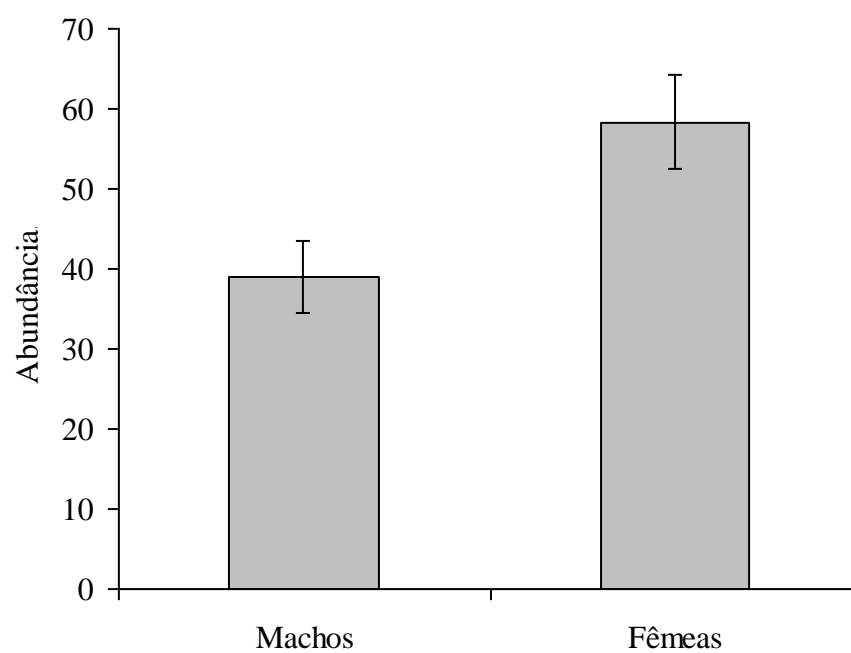


Figura 131. Número de helmintos (abundância) em cada sexo de hospedeiro machos e fêmeas do anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão.

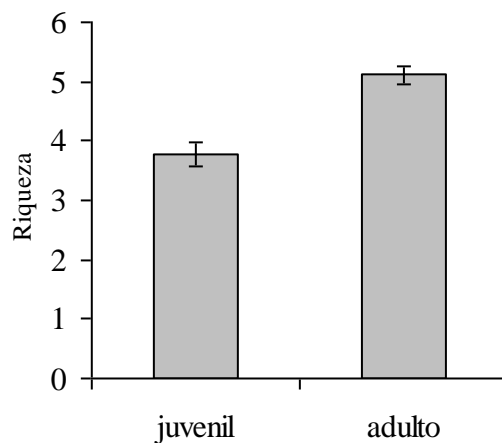


Figura 132. Riqueza de espécies de helmintos em cada grupo etário dos hospedeiros anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão.

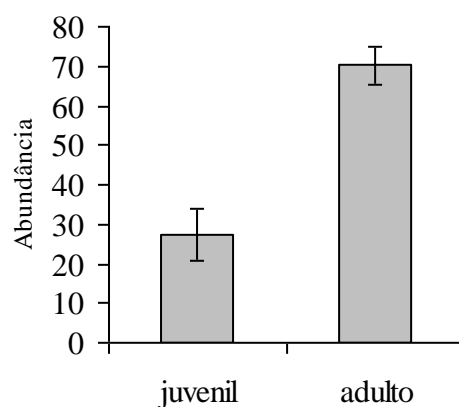


Figura 133. Abundância de espécies de helmintos em cada grupo etário dos hospedeiros anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão.

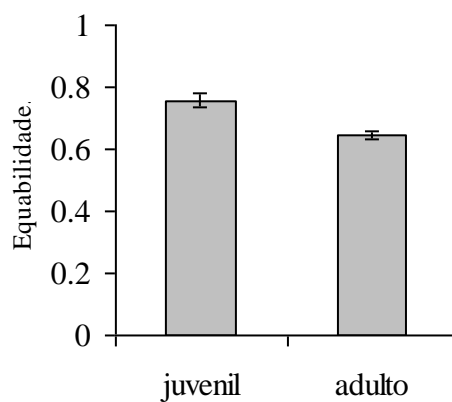


Figura 134. Distribuição da abundância (equabilidade) entre as espécies de helmintos em anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão.

A interação entre os fatores espécie*sexo dos hospedeiros foi significativa para a variável abundância ($p= 0,003$) (Figura 135). A interação espécie*idade foi significativas para a abundância ($p \leq 0,001$) (Figura 136) e equabilidade ($p= 0,007$) (Figura 137). A interação sexo*idade foi significativa para a abundância ($p= 0,010$) (Figura 138). A interação espécie*sexo*idade foi significativa para a riqueza de espécies ($p= 0,028$) (Figura 139) e a abundância ($p= 0,018$) (Figura 140).

A estação do ano (inverno/verão) não apresentou influência na helmintofauna do anu-preto e do anu-branco ($p= 0,268$). Mas, nas interações idade*estação, a riqueza ($p \leq 0,001$), a abundância ($p= 0,038$) e equabilidade ($p= 0,023$), e sexo*idade*estação, a equabilidade ($p=0,044$) foram significativas (Tabela V). Provavelmente, estes resultados devem-se a interferência dos outros fatores nas interações, já que estes foram significativos.

4.2.4. Índice de diversidade

Os valores do índice de Shannon apresentaram diferença significativa ($p < 0.0001$) entre todas as variáveis analisadas (espécie, sexo, maturidade sexual e estação). Como este índice aumenta com o número de espécies na comunidade, estando de acordo com este pressuposto, já que, em todas as variáveis o anu-preto apresentou número de espécies maior que o anu-branco (Tabela VI). A comunidade de helmintos do anu-branco apresentou-se menos diversa do que a do anu-preto nas amostras avaliadas.

O índice de Simpson apresentou valores maiores em todas as variáveis (espécie, sexo, maturidade sexual e estação) do anu-preto (Tabela VI). Então, quanto mais alto for o índice, maior a probabilidade dos indivíduos serem da mesma espécie, maior a dominância e menor a diversidade. A Tabela VII apresenta os índices de diversidade de Shannon e Simpson considerando os hospedeiros, anu-preto e anu-branco, agrupados de acordo com o sexo, maturidade sexual e estação. Portanto, os resultados mantiveram-se semelhantes aos descritos acima.

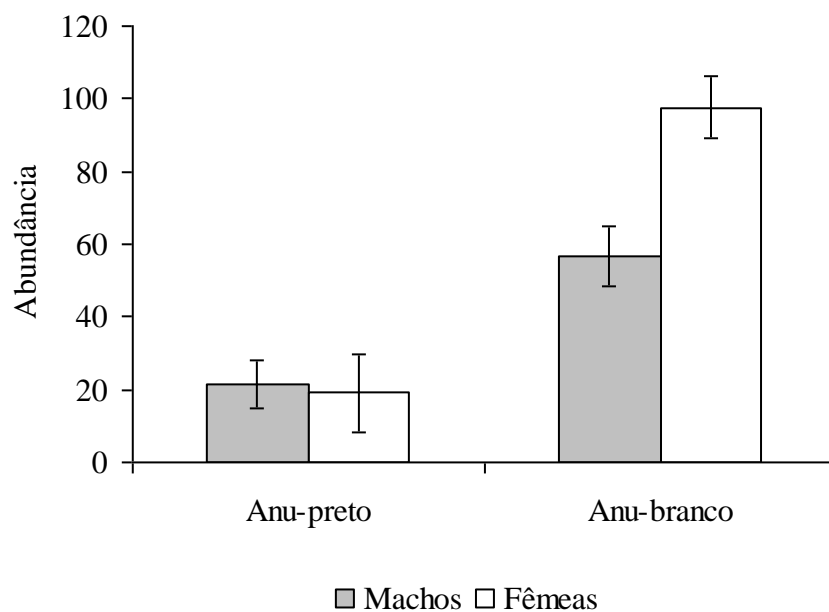


Figura 135. Número de helmintos (abundância) nos hospedeiros machos e fêmeas do anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão.

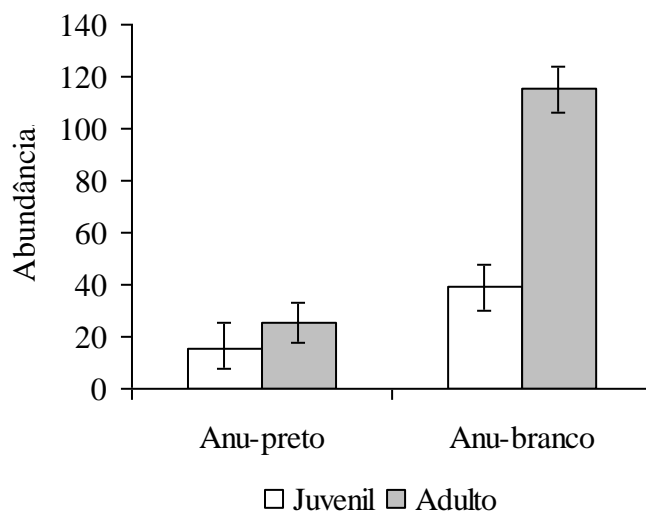


Figura 136. Número de helmintos (abundância) em cada grupo etário de hospedeiros juvenil e adulto do anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão.

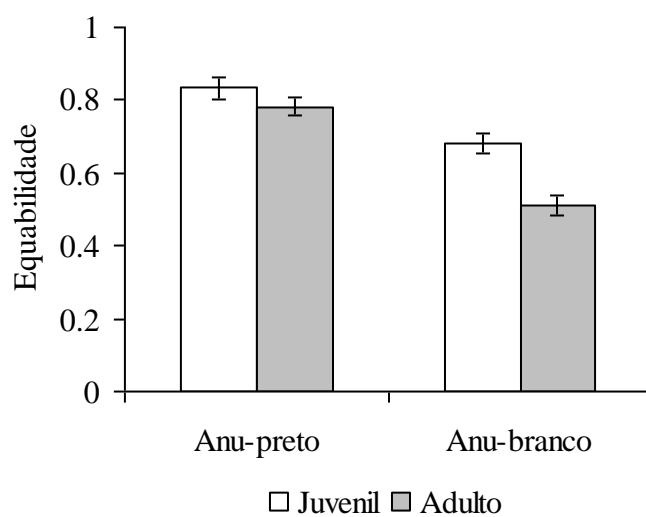


Figura 137. Distribuição da abundância (equabilidade) em cada grupo etário de hospedeiros juvenil e adulto do anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão.

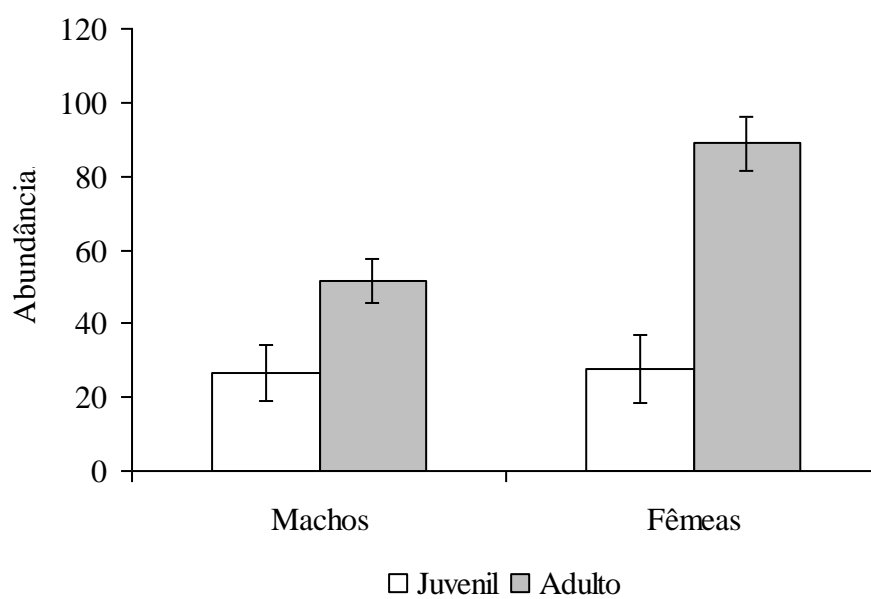


Figura 138. Número de helmintos (abundância) em cada grupo etário de hospedeiros machos e fêmeas do anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão.

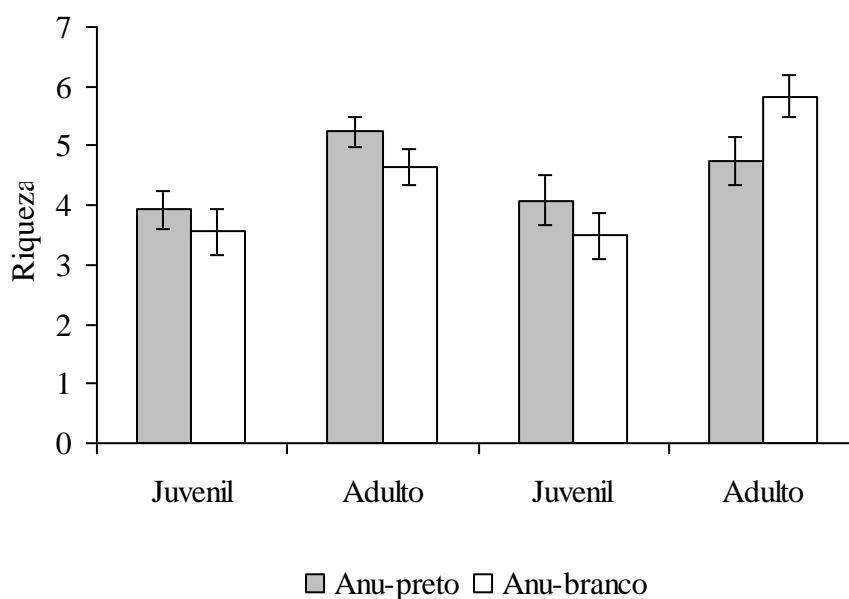


Figura 139. Riqueza de helmintos em cada grupo etário dos hospedeiros anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão.

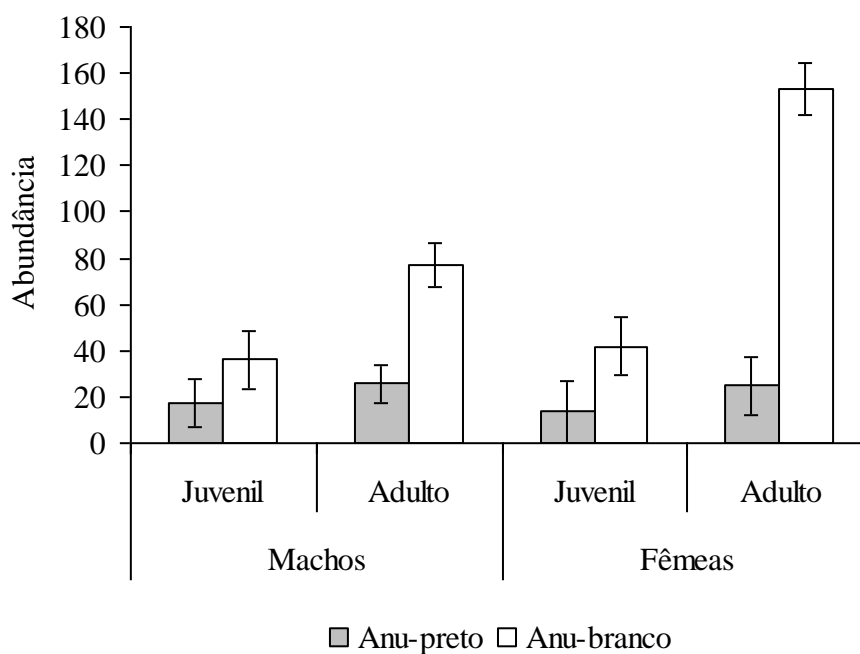


Figura 140. Número de helmintos (abundância) em cada grupo etário dos hospedeiros machos e fêmeas do anu-preto, *Crotophaga ani*, e anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. As barras representam o erro padrão.

Tabela VI. Índices de Diversidade de Shannon e de Simpson, e o número de espécies de helmintos (N spp.) encontradas entre as espécies de hospedeiros, o sexo (M=macho; F= fêmea), o grupo etário (J= juvenil; A= adulto) e a estação (I= inverno; V= verão), dos anus coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil.

Variáveis	Shannon	Simpson	N spp.
Anu-preto	2,272	0,8631	26
Anu-branco	1,612	0,6972	20
Anu-preto (machos)	2,227	0,8541	24
Anu-branco (machos)	1,564	0,6842	19
Anu-preto (fêmeas)	2,321	0,8728	20
Anu-branco (fêmeas)	1,601	0,6864	18
Anu-preto (juvenis)	2,286	0,8705	22
Anu-branco (juvenis)	1,743	0,7357	18
Anu-preto (adultos)	2,184	0,8437	21
Anu-branco (adultos)	1,562	0,6864	20
Anu-preto (inverno)	2,182	0,8537	20
Anu-branco (inverno)	1,593	0,6898	17
Anu-preto (verão)	2,279	0,8667	23
Anu-branco (verão)	1,589	0,6995	20

Tabela VII. Índices de Diversidade de Shannon e de Simpson, e o número de espécies de helmintos (N spp.) encontradas entre o sexo (M= macho; F= fêmea), o grupo etário (J= juvenil; A= adulto) e a estação (I= inverno; V= verão), respectivamente, dos anus, *Crotophaga ani* e *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil.

sexo/grupo etário/estação	Anu-preto, <i>Crotophaga ani</i>			Anu-branco, <i>Guira guira</i>		
	Shannon	Simpson	N spp.	Shannon	Simpson	N spp.
MJI	2,142	0,8499	16	1,794	0,7336	16
MJV	2,166	0,8567	15	1,541	0,7085	9
MAI	1,886	0,7702	17	1,433	0,6641	13
MAV	2,198	0,8497	17	1,462	0,6847	16
FJI	1,932	0,7971	16	1,48	0,678	11
FJV	1,862	0,8088	12	1,414	0,6556	8
FAI	1,787	0,7975	9	1,384	0,6199	14
FAV	2,083	0,8424	16	1,578	0,6821	18

4.2.5. Similaridade entre as comunidades de helmintos de *C. ani* e *G. guira*

O total da comunidade de helmintos do anu-preto e do anu-branco foi de 27 espécies. Sete espécies somente no anu-preto, das quais, três digenéticos: uma espécie não identificada da família Leucochloridiidae, *Prosthogonimus ovatus* e *Psilolecithum* sp.; e quatro nematóides: *Capillaria* sp., *Subulura reclinata*, *Subulura* sp. e *Trichostrongylus* sp.. Uma espécie de digenético foi encontrada somente em anu-branco, *Echinostoma* sp..

As comunidades de helmintos que o anu-preto e o anu-branco compartilham são 19 espécies, das quais, quatro digenéticos: *Athesmia heterolecithodes*, *Eumegacetes macroorchis*, *Stomylotrema vicarium*, *Tanaisia magnicola*; um cestóide: *Cuculincola mutabilis*; um acantocéfalo: *Centrorhynchus tumidulus*; e 13 nematóides: Schistorophinae (larvas), *Aonchotheca bursata*, *Aproctella stoddardi*, *Cyrnea semilunaris*, *Dispharynx nasuta*, *Spiruromorpha*, *Heterakis brevispiculum*, *Microtetrameres* sp., *Physaloptera* sp. (larvas), *Skrjabinura spiralis*, *Strongyloides* sp., *Subulura forcipata*, *Torquatoides crotophaga*. O que resultou em uma similaridade qualitativa pelo índice de Jaccard 0,7037 (70,37%). A similaridade quantitativa foi estimada pelo índice de Morisita 0,7147, e reflete a quantidade de espécimes por espécie no anu-branco e no anu-preto.

A Tabela VIII apresenta os índices de similaridade de Jaccard e de Morisita para a helmintofauna entre as espécies dos hospedeiros, anu-preto e anu-branco, de acordo com o sexo, a maturidade sexual e a estação.

As Tabelas IX e X apresentam os índices de similaridade de Jaccard e de Morisita da comunidade de helmintos do anu-preto e do anu-branco, respectivamente, considerando o sexo, maturidade sexual e estação. Entre a comunidade de helmintos do anu-preto (Tabela IX), o máximo de similaridade (0,789) pelo índice de Jaccard, ocorreu entre dois grupos: machos adultos do verão e machos adultos do inverno, os quais compartilharam 15 espécies. Doze grupos compartilharam 14 espécies, e, somente 28,57% das associações apresentaram índice de similaridade de Jaccard acima de 0,7. O mínimo de similaridade (0,4) ocorreu entre

Tabela VIII. Índices de Similaridade de Jaccard e de Morisita para a helmintofauna entre as espécies de hospedeiros, o sexo (M= macho; F= fêmea), o grupo etário (J= juvenil; A= adulto) e a estação (I= inverno; V= verão), dos anos coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil.

Variáveis	Jaccard	Morisita
Anu-preto	0,7037	0,71467
Anu-branco		
Anu-preto (machos)	0,65385	0,73815
Anu-branco (machos)		
Anu-preto (fêmeas)	0,58333	0,5374
Anu-branco (fêmeas)		
Anu-preto (juvenis)	0,6	0,70096
Anu-branco (juvenis)		
Anu-preto (adultos)	0,70833	0,74741
Anu-branco (adultos)		
Anu-preto (inverno)	0,6087	0,74067
Anu-branco (inverno)		
Anu-preto (verão)	0,79167	0,67068
Anu-branco (verão)		

Tabela IX. Similaridade da comunidade de helmintos do anu-preto, *Crotophaga ani*, considerando o sexo (M= macho; F= fêmea), grupo etário (A= adulto; J= juvenil) e estação (V= verão; I= inverno). Na diagonal superior da tabela é apresentado o número de espécies de helmintos compartilhadas entre parênteses e o índice de Jaccard. Na diagonal inferior é apresentado o índice de Morisita.

	MJI	MJV	MAI	MAV	FJI	FJV	FAI	FAV
MJI	-----	(11) 0,55	(14) 0,7368	(14) 0,7368	(14) 0,7778	(10) 0,5556	(8) 0,4706	(12) 0,6
MJV	0,73525	-----	(12) 0,6	(12) 0,6	(11) 0,55	(9) 0,5	(8) 0,5	(12) 0,6316
MAI	0,72512	0,81724	-----	(15) 0,7895	(14) 0,7368	(12) 0,7059	(9) 0,5294	(14) 0,7368
MAV	0,88664	0,75873	0,7813	-----	(14) 0,7368	(11) 0,6111	(8) 0,4444	(13) 0,65
FJI	0,6882	0,58159	0,45135	0,67643	-----	(11) 0,6471	(8) 0,4706	(13) 0,6842
FJV	0,75157	0,68531	0,4424	0,78762	0,78503	-----	(6) 0,4	(11) 0,6470
FAI	0,68379	0,59565	0,45075	0,70048	0,96128	0,81642	-----	(8) 0,4706
FAV	0,91762	0,79744	0,86778	0,93184	0,63136	0,65359	0,63302	-----

Tabela X. Similaridade da comunidade de helmintos do anu-branco, *Guira guira*, considerando o sexo (M= macho; F= fêmea), grupo etário (A= adulto; J= juvenil) e estação (V= verão; I= inverno). Na diagonal superior da tabela é apresentado o número de espécies de helmintos compartilhadas entre parênteses e o índice de Jaccard. Na diagonal inferior é apresentado o índice de Morisita.

	MJI	MJV	MAI	MAV	FJI	FJV	FAI	FAV
MJI	-----	(8) 0,4706	(12) 0,7059	(14) 0,7778	(10) 0,5882	(8) 0,5	(13) 0,7647	(15) 0,7895
MJV	0,64025	-----	(7) 0,4667	(8) 0,4706	(8) 0,6667	(6) 0,5454	(7) 0,4375	(9) 0,5
MAI	0,91943	0,80156	-----	(12) 0,7059	(9) 0,6	(6) 0,4	(12) 0,8	(12) 0,6316
MAV	0,92334	0,79984	0,99535	-----	(11) 0,6875	(8) 0,5	(12) 0,6667	(14) 0,7
FJI	0,83693	0,88717	0,97743	0,97408	-----	(7) 0,5833	(10) 0,6667	(11) 0,6111
FJV	0,59199	0,90802	0,82457	0,83049	0,91065	-----	(7) 0,4667	(8) 0,4444
FAI	0,92681	0,46028	0,8442	0,84085	0,72971	0,46984	-----	(14) 0,7778
FAV	0,97415	0,63116	0,94378	0,94098	0,86715	0,62483	0,94662	-----

dois grupos: fêmeas adultas do inverno e fêmeas juvenis do verão, as quais compartilharam seis espécies.

No inverno as fêmeas adultas e as fêmeas juvenis do anu-preto apresentaram o máximo de similaridade (0,961) pelo índice de Morisita (Tabela IX); no verão a maior similaridade foi entre o grupo dos machos adultos e das fêmeas adultas com similaridade de 0,932.

A comunidade de helmintos do anu-branco apresentou os índices de similaridade de Jaccard e de Morisita considerando o sexo, maturidade sexual e estação, representados na Tabela X. O índice de Jaccard apresentou similaridade máxima (0,789) entre dois grupos: fêmeas adultas coletadas no verão e machos juvenis coletados no inverno, os quais compartilharam 15 espécies. Somente, 25% das associações apresentaram índice de similaridade de Jaccard acima de 0,7. As fêmeas juvenis coletadas no verão compartilharam seis espécies com os machos juvenis coletados no verão e com os machos adultos do inverno, foram, portanto, os grupos que apresentaram similaridade mínima de 0,545 e 0,4, respectivamente (Tabela X). Os machos adultos coletados no inverno e no verão foram os grupos que apresentaram similaridade máxima (0,995) pelo índice de Morisita (Tabela X).

A análise de similaridade (ANOSIM) foi utilizada para avaliar a estrutura da comunidade dos helmintos dos hospedeiros que foram classificados por espécie, sexo, maturidade sexual e estação. Assim, constatamos que não existe diferença na composição da comunidade de helmintos entre os sexos de nenhum dos hospedeiros (ANOSIM dois fatores: espécie hospedeira e sexo; $R= 0,009$; $p=0,282$), no entanto, existe diferença significativa entre as duas espécies (ANOSIM um fator: $R= 0,081$; $p<0,0001$), o grupo etário (ANOSIM dois fatores: espécie hospedeira e grupo etário; $R= 0,084$; $p<0,0001$), e a estação (ANOSIM dois fatores: espécie hospedeira e estação do ano; $R= 0,027$; $p= 0,003$).

4.3. Estrutura da comunidade de helmintos de *C. ani* e *G. guira*.

4.3.1. Valor de importância das espécies nas comunidades de helmintos de *C. ani* e *G. guira*

A estrutura da comunidade de helmintos do anu-preto foi classificada de acordo com o valor de importância em dominante, co-dominante e subordinada. A Tabela XI apresenta a classificação do índice de Thul para todas as espécies encontradas no anu-preto, exceto as larvas. Dez espécies foram classificadas como dominantes, sendo que, destas, uma era digenético, uma cestóide, uma acantocéfalo e sete nematóides. Cinco espécies foram classificadas como co-dominantes, das quais duas eram digenéticos e três eram nematóides, e oito espécies foram subordinadas (Tabela XI).

No anu-branco, as espécies de helmintos encontradas foram classificadas de acordo com o valor de importância. Seis espécies foram dominantes, sendo que, destas, uma era cestóide, uma era acantocéfalo e quatro eram nematóides. Seis espécies foram co-dominantes, das quais três eram digenéticos e três nematóides. E como subordinadas, foram classificadas cinco espécies, conforme apresentado na Tabela XII. O índice de Thul foi calculado para cada estação amostrada (inverno e verão). No anu-preto, seis espécies dominantes foram às mesmas nas duas estações (Tabela XIII). Os nematóides *Cy. semilunares*, *A. bursata* e *Microtetrameres* sp. no inverno foram co-dominantes, e no verão, dominantes. No anu-branco, ocorreu uma inversão entre as duas primeiras espécies dominantes entre as estações do inverno e verão (Tabela XIV). *Cyrnea semilunaris* e *D. nasuta* são classificadas no inverno como co-dominantes e no verão como dominantes. Situação inversa ocorreu com o *Strongyloides* sp.

Tabela XI. Classificação e valores de Importância (I), das espécies de helmintos do anu-preto, *Crotophaga ani*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil.

HELMINTOS	(I)
Espécies dominantes ($I \geq 1,0$)	
<i>Torquatoides crotophaga</i>	34,8066
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	25,7490
<i>Cuculincola mutabilis</i>	13,6464
<i>Subulura forcipata</i>	12,3995
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	4,2115
<i>Dispharynx nasuta</i>	3,0751
<i>Cyrnea semilunaris</i>	1,8483
<i>Aonchotheca bursata</i>	1,3938
<i>Microtetrameres</i> sp.	1,1552
<i>Aproctella stoddardi</i>	1,0196
Espécies co-dominantes ($0,01 \leq I < 1,0$)	
<i>Strongyloides</i> sp.	0,3252
<i>Stomylotrema vicarium</i>	0,1883
<i>Capillaria</i> sp.	0,1005
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	0,0427
<i>Subulura reclinata</i>	0,0188
Espécies subordinadas ($0 < I < 0,01$)	
<i>Trichostrongylus</i> sp.	0,0057
<i>Tanaisia magnicola</i>	0,0050
<i>Skrjabinura spiralis</i>	0,0025
<i>Psilolecithum</i> sp.	0,0025
Leucochloridiidae	0,0013
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	0,0013
<i>Subulura</i> sp.	0,0006
<i>Heterakis brevispiculum</i>	0,0006

Tabela XII. Classificação e valores de importância (I), das espécies de helmintos do anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil.

HELMINTOS	(I)
Espécies dominantes ($I \geq 1,0$)	
<i>Cuculincola mutabilis</i>	46,1641
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	39,7602
<i>Torquatoides crotophaga</i>	6,3640
<i>Subulura forcipata</i>	2,8865
<i>Cyrnea semilunaris</i>	1,3856
<i>Dispharynx nasuta</i>	1,0475
Espécies co-dominantes ($0,01 \leq I < 1,0$)	
<i>Strongyloides</i> sp.	0,8862
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	0,5147
<i>Microtetrameres</i> sp.	0,5061
<i>Aproctella stoddardi</i>	0,3620
<i>Tanaisia magnicolica</i>	0,0503
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	0,0484
Espécies subordinadas ($0 < I < 0,01$)	
<i>Stomylotrema vicarium</i>	0,0089
<i>Echinostoma</i> sp.	0,0068
<i>Heterakis brevispiculum</i>	0,0059
<i>Aonchotheca bursata</i>	0,0025
<i>Skrjabinura spiralis</i>	0,0001

Tabela XIII. Classificação e valores de importância (I), das espécies de helmintos do anuro-preto, *Crotophaga ani*, coletados nas estações de inverno e verão na região da Depressão Central do RS, Brasil.

INVERNO	(I)	VERÃO	(I)
Espécies dominantes ($I \geq 1,0$)			
<i>Torquatoides crotophaga</i>	31,4685	<i>Torquatoides crotophaga</i>	37,0189
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	30,4126	<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	20,1569
<i>Cuculincola mutabilis</i>	13,5215	<i>Cuculincola mutabilis</i>	13,1089
<i>Subulura forcipata</i>	11,8199	<i>Subulura forcipata</i>	12,5269
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	6,9335	<i>Dispharynx nasuta</i>	5,6738
<i>Aproctella stoddardi</i>	1,7328	<i>Aonchotheca bursata</i>	3,4341
<i>Dispharynx nasuta</i>	1,1520	<i>Cyrnea semilunaris</i>	3,4012
		<i>Eumegacetes macroorchis</i>	1,9739
		<i>Microtetrimeres</i> sp.	1,7209
Espécies co-dominantes ($0,01 \leq I < 1,0$)			
<i>Strongyloides</i> sp.	0,7680	<i>Aproctella stoddardi</i>	0,4555
<i>Cyrnea semilunaris</i>	0,7392	<i>Capillaria</i> sp.	0,3366
<i>Microtetrimeres</i> sp.	0,6768	<i>Athesmia heterolecithodes</i>	0,0658
<i>Stomylotrema vicarium</i>	0,4368	<i>Strongyloides</i> sp.	0,0506
<i>Aonchotheca bursata</i>	0,2520	<i>Stomylotrema vicarium</i>	0,0304
<i>Subulura reclinata</i>	0,0288	<i>Tanaisia magnicolica</i>	0,0202
<i>Trichostrongylus</i> sp.	0,0216	<i>Subulura reclinata</i>	0,0101
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	0,0192		
Espécies subordinadas ($0 < I < 0,01$)			
<i>Psilolecithum</i> sp.	0,0096	<i>Prosthogonimus ovatus</i>	0,0051
Leucochloridiidae	0,0024	Leucochloridiidae	0,0051
<i>Skrjabinura spiralis</i>	0,0024	<i>Skrjabinura spiralis</i>	0,0025
<i>Capillaria</i> sp.	0,0024	<i>Heterakis brevispiculum</i>	0,0025

Tabela XIV. Classificação e valores de importância (I), das espécies de helmintos do anu-branco, *Guira guira*, coletados nas estações de inverno e verão na região da Depressão Central do RS, Brasil.

INVERNO	(I)	VERÃO	(I)
Espécies dominantes ($I \geq 1,0$)			
<i>Cuculincola mutabilis</i>	51,6892	<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	42,0374
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	36,4561	<i>Cuculincola mutabilis</i>	41,2609
<i>Torquatoides crotophaga</i>	4,8585	<i>Torquatoides crotophaga</i>	7,7429
<i>Subulura forcipata</i>	2,5996	<i>Subulura forcipata</i>	3,0972
<i>Strongyloides</i> sp.	1,7485	<i>Cyrnea semilunaris</i>	2,3754
		<i>Dispharynx nasuta</i>	1,5772
Espécies co-dominantes ($0,01 \leq I < 1,0$)			
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	0,6951	<i>Microtetrameres</i> sp.	0,8901
<i>Cyrnea semilunaris</i>	0,5384	<i>Athesmia heterolecithodes</i>	0,3626
<i>Dispharynx nasuta</i>	0,5258	<i>Strongyloides</i> sp.	0,3084
<i>Aproctella stoddardi</i>	0,5145	<i>Aproctella stoddardi</i>	0,2499
<i>Microtetrameres</i> sp.	0,1880	<i>Eumegacetes macroorchis</i>	0,0451
<i>Tanaisia magnicolica</i>	0,1071	<i>Heterakis brevispiculum</i>	0,0208
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	0,0513	<i>Tanaisia magnicolica</i>	0,0143
<i>Stomylotrema vicarium</i>	0,0228	<i>Echinostoma</i> sp.	0,0139
Espécies subordinadas ($0 < I < 0,01$)			
<i>Aonchotheca bursata</i>	0,0034	<i>Stomylotrema vicarium</i>	0,0017
<i>Echinostoma</i> sp.	0,0017	<i>Aonchotheca bursata</i>	0,0017
		<i>Skrjabinura spiralis</i>	0,0004

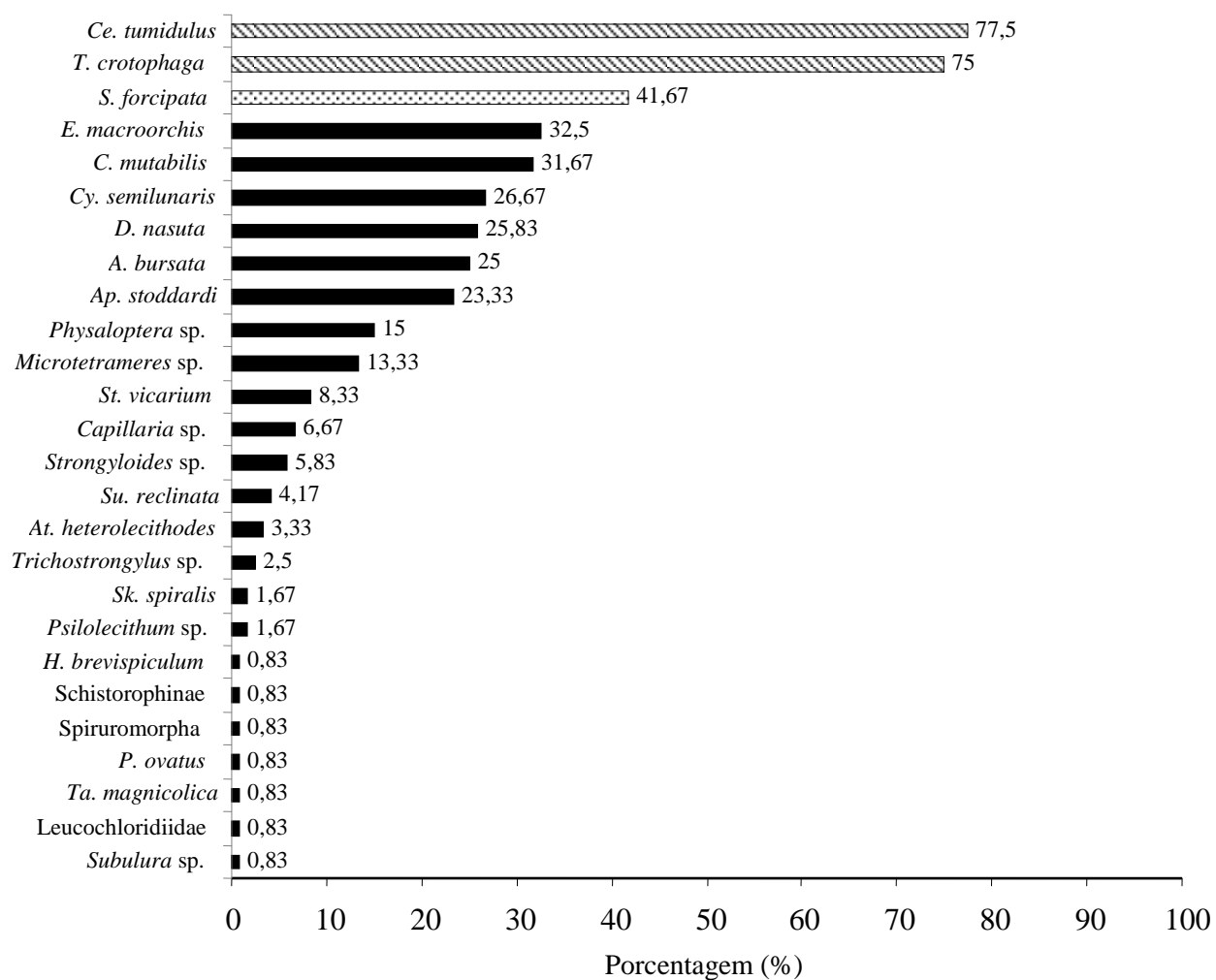
4.3.2. Espécies central, secundária e satélite nas comunidades de helmintos de *C. ani* e *G. guira*

A classificação a seguir foi utilizada para agrupar as espécies de helmintos encontradas nos anus em central, secundária ou satélite. A Figura 141 apresenta a classificação de todas as espécies de helmintos encontradas no anu-preto. Do total das 26 espécies do anu-preto, *Ce. tumidulus* e *T. crotophaga* foram consideradas centrais (Figura 141), e esta classificação permaneceu igual quando as estações foram analisadas separadamente (Figura 142). *Subulura forcipata* como secundária, e as demais espécies satélite (Figura 141). No inverno, *E. macroorchis* foi considerada secundária (Figura 142).

No anu-branco (Figura 143), três espécies foram classificadas como centrais: *Ce. tumidulus*, *T. crotophaga* e *C. mutabilis*. Duas como secundárias: *Cy. semilunaris* e *S. forcipata*. E as demais espécies, como satélite. Quando as estações foram analisadas separadamente (Figura 144), *Ce. tumidulus* permaneceu como central nas duas estações, mas *C. mutabilis* e *T. crotophaga*, como central e secundária, respectivamente, no inverno, no verão ocorreu o oposto.

4.3.3. Padrão de dispersão dos helmintos

O padrão de dispersão foi calculado pelo índice de Dispersão e índice de Green, com total das espécies de helmintos que ocorreram nos dois hospedeiros estudados, anu-branco e anu-preto, conforme a Tabela XV. Conforme o índice de Dispersão, a maioria das espécies de helmintos apresentou padrão agregado, com exceção de *Echinostoma* sp., *Psilolecithum* sp., *Spiruromorpha*, *Sk. spiralis*, *Su. reclinata* e *Trichostrongylus* sp., que apresentaram padrão uniforme; e Schistorophinae (larvas) e *A. bursata*, padrão aleatório, e pelo índice de Green, padrão agregado. Estes índices foram também, calculados para as comunidades de helmintos separadamente em cada hospedeiro. A maioria das espécies de helmintos encontradas no anu-preto manteve os padrões de dispersão anteriores (Tabela XVI). Exceto, *At. heterolecithodes* e



 Espécie Central $\geq 70\%$
 Espécie Secundária $\geq 40\%$ $< 70\%$
 Espécie Satélite $< 40\%$

Figura 141. Classificação das espécies de helmintos em centrais, secundárias e satélites encontradas no anu-preto, *Crotophaga ani*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil.

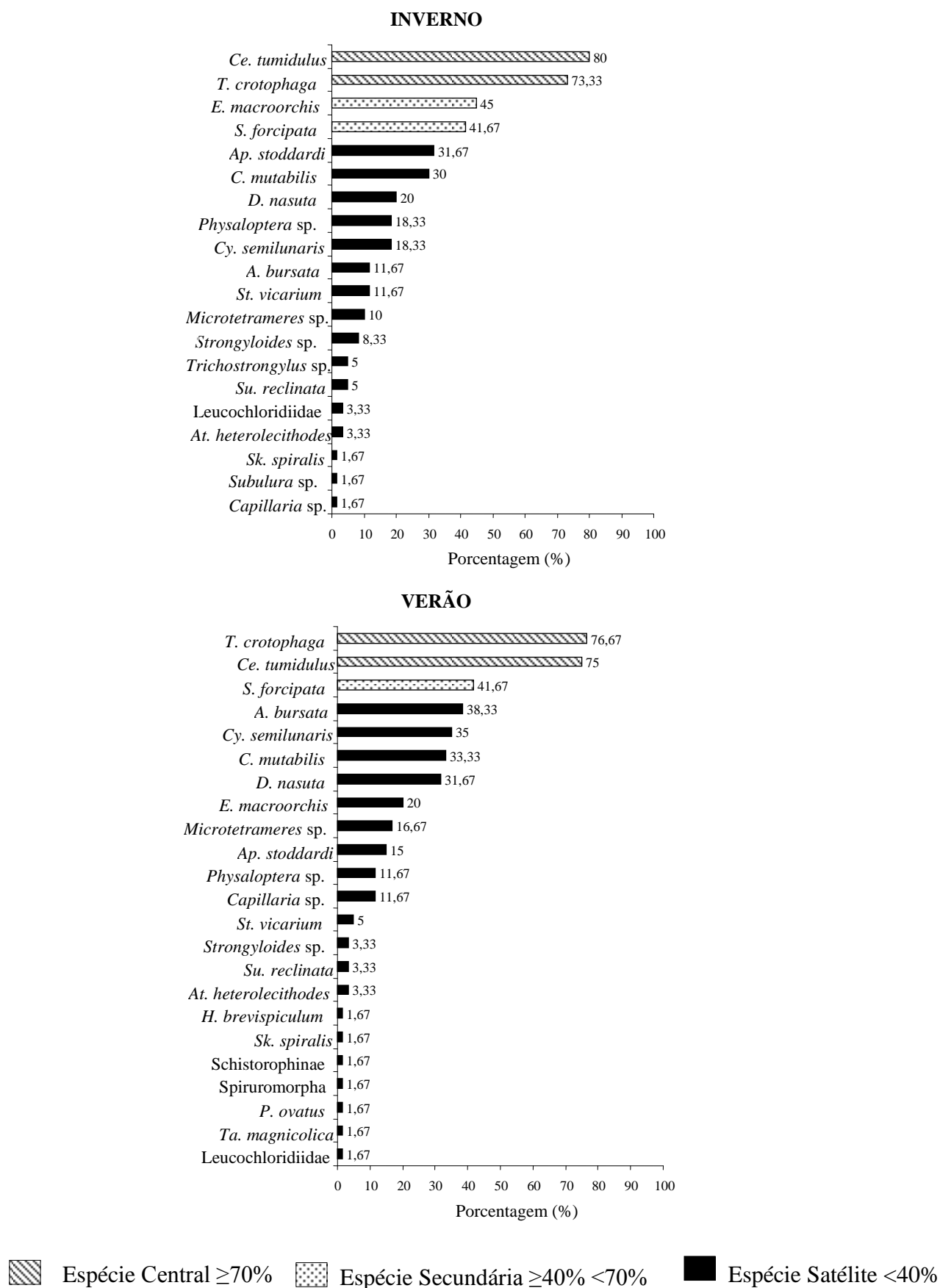
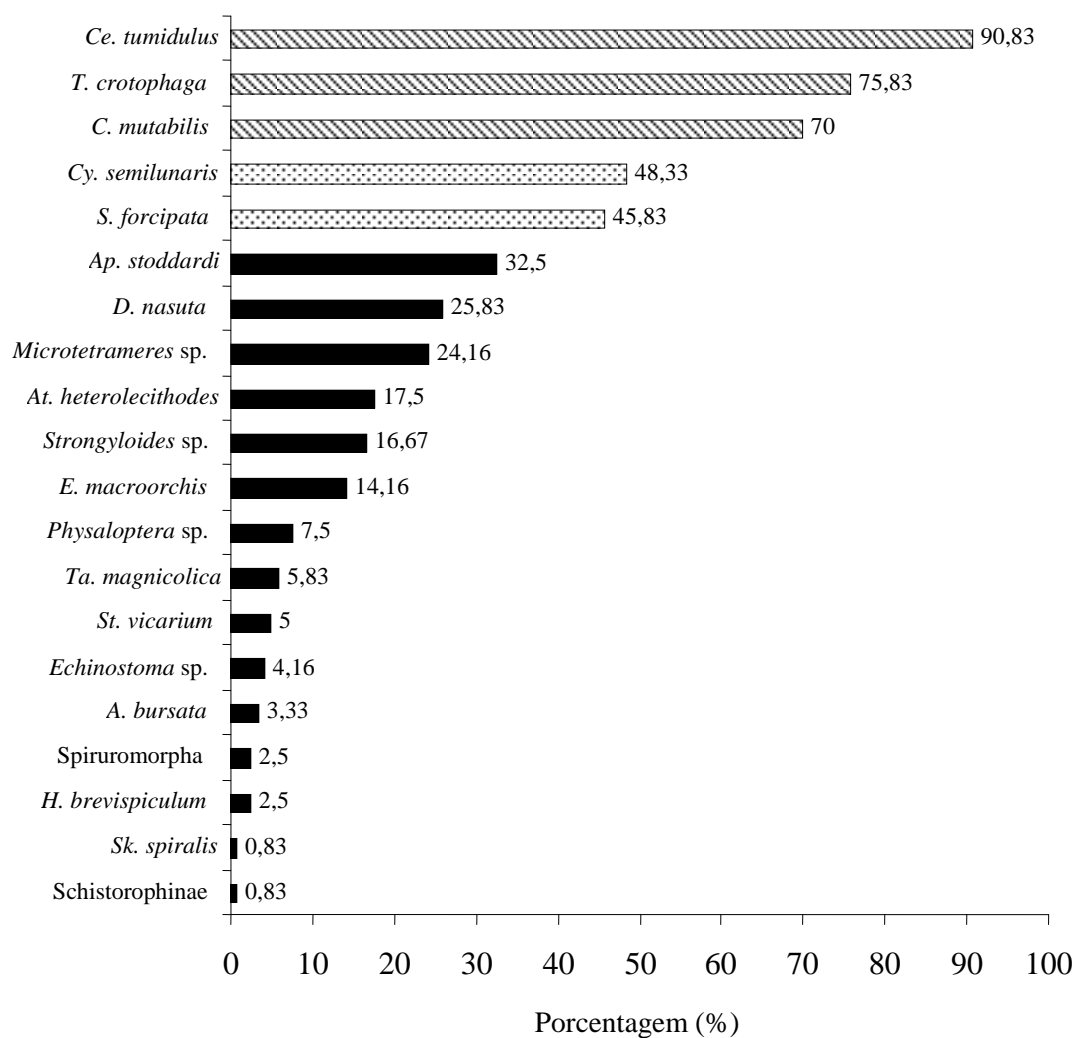
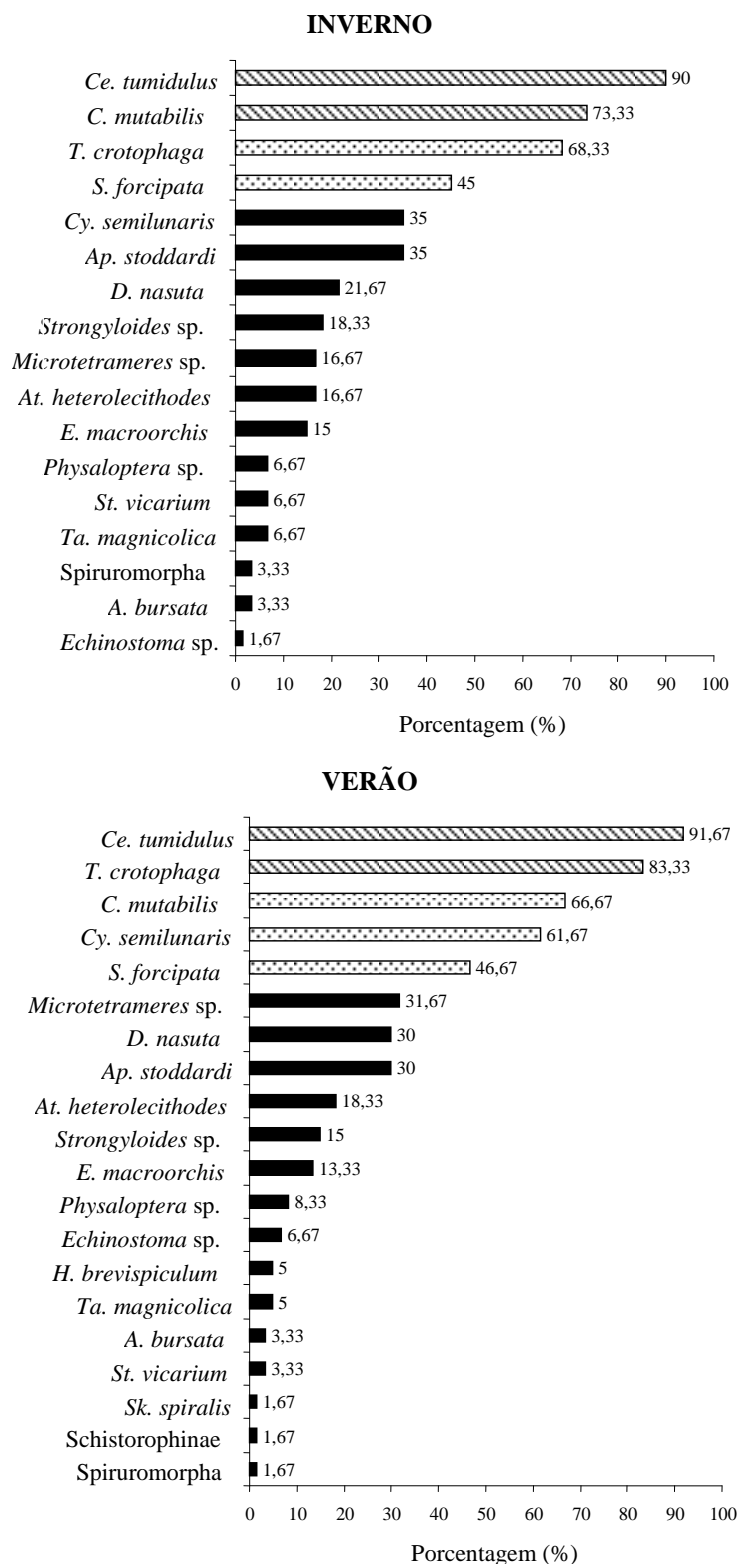


Figura 142. Classificação das espécies de helmintos em centrais, secundárias e satélites encontradas no anu-preto, *Crotophaga ani*, coletados nas estações de inverno e verão, na região da Depressão Central do RS, Brasil.



 Espécie Central $\geq 70\%$
 Espécie Secundária $\geq 40\% < 70\%$
 Espécie Satélite $< 40\%$

Figura 143. Classificação das espécies de helmintos em centrais, secundárias e satélites encontradas no anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil.



 Espécie Central $\geq 70\%$
 Espécie Secundária $\geq 40\% < 70\%$
 Espécie Satélite $< 40\%$

Figura 144. Classificação das espécies de helmintos em centrais, secundárias e satélites encontradas no anu-branco, *Guira guira*, coletados nas estações de inverno e verão, na região da Depressão Central do RS, Brasil.

Tabela XV. Índice de Dispersão e Índice de Green para as espécies de helmintos encontradas em 240 anos, *Crotophaga ani* (n= 120) e *Guira guira* (n= 120), coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil.

Espécies de Helmintos	Índice de Dispersão	Índice de Green
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	13,75	0,0596
<i>Echinostoma</i> sp.	0,318	-0,0682
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	3,028	0,0104
Leucochloridiidae	-----	-----
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	-----	-----
<i>Psilolecithum</i> sp.	0,000	-1
<i>Stomylotrema vicarium</i>	2,939	0,0473
<i>Tanaisia magnicola</i>	6,502	0,0846
<i>Cuculincola mutabilis</i>	73,801	0,0145
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	26,426	0,0075
Schistorophinae (Larvas)	1	0,000
<i>Aonchotheca bursata</i>	1,036	0,0005
<i>Capillaria</i> sp.	3,771	0,1458
<i>Aproctella stoddardi</i>	2,145	0,0087
<i>Cyrnea semilunaris</i>	3,159	0,0076
<i>Dispharynx nasuta</i>	27,178	0,0609
Spiruromorpha	0,000	-0,3333
<i>Heterakis brevispiculum</i>	4,294	0,2059
<i>Microtetrameres</i> sp.	7,509	0,0255
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	12,66	0,105
<i>Skrjabinura spiralis</i>	0,000	-0,5
<i>Strongyloides</i> sp.	124,788	0,2872
<i>Subulura forcipata</i>	14,059	0,0159
<i>Subulura reclinata</i>	0,167	-4,1667
<i>Subulura</i> sp.	-----	-----
<i>Torquatoides crotophaga</i>	6,862	0,0049
<i>Trichostrongylus</i> sp.	0,000	-0,5

Tabela XVI. Índice de Dispersão e Índice de Green para as espécies de helmintos encontradas em anu-preto (n= 120), *Crotophaga ani*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil.

Espécies de Helmintos	Índice de Dispersão	Índice de Green
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	1,627	0,0392
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	2,741	0,0102
Leucochloridiidae	-----	-----
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	-----	-----
<i>Psilolecithum</i> sp.	0,000	-1
<i>Stomylotrema vicarium</i>	3,852	0,0983
<i>Tanaisia magnicolica</i>	-----	-----
<i>Cuculincola mutabilis</i>	81,828	0,1415
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	3,612	0,0059
Schistorophinae (Larvas)	-----	-----
<i>Aonchotheca bursata</i>	1,027	0,00037
<i>Capillaria</i> sp.	3,771	0,1458
<i>Aproctella stoddardi</i>	3,895	0,0508
<i>Cyrnea semilunaris</i>	2,597	0,0175
<i>Dispharynx nasuta</i>	7,46	0,0411
Spiruromorpha	-----	-----
<i>Heterakis brevispiculum</i>	-----	-----
<i>Microtetrameres</i> sp.	10,299	0,0816
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	1,176	0,0053
<i>Skrjabinura spiralis</i>	0,000	-1
<i>Strongyloides</i> sp.	16,486	0,2121
<i>Subulura forcipata</i>	14,411	0,03403
<i>Subulura reclinata</i>	0,167	-4,1667
<i>Subulura</i> sp.	-----	-----
<i>Torquatoides crotophaga</i>	6,333	0,0087
<i>Trichostrongylus</i> sp.	0,000	-0,5

Physaloptera (larvas) que apresentaram padrão aleatório, pelo índice de Dispersão. No anu-branco (Tabela XVII), a classificação foi semelhante à anterior (Tabela XV), com exceção do *E. macroorchis* e *A. bursata*, que apresentaram padrão uniforme; e *St. vicarium* e *Ap. stoddardi* que apresentaram um padrão aleatório. No índice de Green, *E. macroorchis*, *St. vicarium*, *A. bursata* e *Ap. stoddardi*, apresentaram padrão uniforme (Tabela XVII).

4.4. Análise sexo-etária

4.4.1. Teste *t* de Student

4.4.1.1. Anu-preto, *Crotophaga ani*

O peso dos machos variou entre 70,79 – 140,69 g ($107,9 \pm 16,06$; n= 76), e 72,65 – 140,61 g ($91,02 \pm 12,67$; n= 44) nas fêmeas, diferindo significativamente ($t= 5,97$; gl= 118; $p < 0,0001$). O peso nos juvenis variou entre 70,79 – 131,9 g ($92,93 \pm 14,36$; n= 63), e 81,78 – 140,69 g ($111,41 \pm 14,13$; n= 57) nos adultos, diferindo significativamente ($t= 7,09$; gl= 118; $p < 0,0001$). O peso dos machos adultos variou entre 100,98 – 140,69 g ($117,89 \pm 9,55$; n= 38), e 81,78 – 140,61 g ($98,47 \pm 12,98$; n= 19) nas fêmeas adultas, diferindo significativamente ($t=6,39$; gl= 55; $p < 0,0001$). O peso dos machos juvenis variou entre 70,79 – 131,9 g ($97,91 \pm 15,06$; n= 38), e 72,65 – 103,69 g ($85,35 \pm 9,16$; n= 25) nas fêmeas juvenis, diferindo significativamente ($t= 4,11$; gl= 60,71; $p= 0,0001$).

Com relação ao tamanho das aves (comprimento), nos machos 24 – 39,5 cm ($35,02 \pm 2,62$; n= 76), e 27 – 36,5 cm ($34,01 \pm 1,63$; n= 44) nas fêmeas, diferindo significativamente ($t=2,59$; gl= 117,37; $p= 0,01$). O comprimento dos juvenis variou entre 24 – 37,5 cm ($33,98 \pm 2,75$; n= 63), e 31,5 – 39,5 cm ($35,40 \pm 1,50$; n= 57) nos adultos, diferindo significativamente ($t= -3,57$; gl= 97,55; $p= 0,0005$).

Tabela XVII. Índice de Dispersão e Índice de Green para as espécies de helmintos encontradas em anu-branco (n= 120), *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil.

Espécies de Helmintos	Índice de Dispersão	Índice de Green
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	14,462	0,0683
<i>Echinostoma</i> sp.	0,318	-0,0682
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	0,456	-0,0247
<i>Stomylotrema vicarium</i>	0,8	-0,0182
<i>Tanaisia magnicola</i>	7,552	0,1149
<i>Cuculincola mutabilis</i>	64,71	0,0143
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	21,428	0,0069
Schistorophinae (Larvas)	-----	-----
<i>Aonchotheca bursata</i>	0,2	-0,2
<i>Aproctella stoddardi</i>	0,858	-0,0019
<i>Cyrnea semilunaris</i>	3,452	0,0128
<i>Dispharynx nasuta</i>	38,498	0,1378
Spiruromorpha	0,000	-0,5
<i>Heterakis brevispiculum</i>	3,812	0,1875
<i>Microtetrameres</i> sp.	5,241	0,0303
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	15,173	0,1841
<i>Skrjabinura spiralis</i>	-----	-----
<i>Strongyloides</i> sp.	148,744	0,4138
<i>Subulura forcipata</i>	13,993	0,0307
<i>Torquatoides crotophaga</i>	7,486	0,0115

4.4.1.2. Anu-branco, *Guira guira*

O peso dos machos variou entre 90,28 – 167,47 g ($136,41 \pm 14,76$; n= 74), e 91,98 – 201,57 g ($132,15 \pm 20,38$; n= 46) nas fêmeas, não diferiram significativamente ($t= 1,23$; $gl=74,28$; $p= 0,2221$). O peso de todos os espécimes juvenis variou entre 90,28 – 153,86 g ($120,27 \pm 15,31$; n= 37), e 108,85 – 201,57 g ($141,25 \pm 13,71$; n= 83) nos adultos, diferindo significativamente ($t= 7,46$; $gl= 118$; $p < 0,0001$). O peso dos machos adultos variou entre 122,94 – 167,47 g ($140,89 \pm 11,08$; n= 55), e 108,85 – 201,57 g ($141,97 \pm 18,01$; n= 28) nas fêmeas adultas, não diferiram significativamente ($t= 0,29$; $gl= 37,71$; $p= 0,77$). O peso dos machos juvenis variou entre 90,28 – 153,86 g ($123,47 \pm 16,67$; n= 19), e 91,98 – 153,52 g ($116,89 \pm 13,37$; n= 18) nas fêmeas juvenis, não diferiram significativamente ($t= 1,32$; $gl= 35$; $p= 0,19$).

Com relação ao comprimento, a diferença nos machos variou 31,8 – 43,7 cm ($39,62 \pm 1,82$; n= 74) e nas fêmeas 34,5 – 43,3 cm ($39,08 \pm 1,89$; n= 46), não sendo esta diferença significativa ($t= 1,55$; $gl= 118$; $p= 0,12$). O comprimento dos espécimes juvenis variou entre 31,8 – 41,5 cm ($38,67 \pm 2,15$; n= 37) e 36 – 43,7 ($39,74 \pm 1,61$; n= 83) nos adultos, diferindo significativamente ($t= -2,69$; $gl= 54,70$; $p= 0,009$).

4.4.2. Coeficiente de correlação por postos de Spearman para o Anu-preto, *Crotophaga ani*, e o Anu-branco, *Guira guira*

Inicialmente, foi realizada a correlação entre todos os hospedeiros da amostra e o peso, onde o anu-preto e o anu-branco apresentaram correlação positiva e significativa ($r_s= 0,198$; $p= 0,029$) ($r_s= 0,320$; $p= 0,0004$), respectivamente.

Posteriormente, os hospedeiros foram separados de acordo com a classificação: machos adultos; machos juvenis; fêmeas adultas; e fêmeas juvenis. O anu-preto apresentou correlação positiva e não significativa nos seguintes grupos: machos adultos ($r_s= 0,131$; $p=0,429$; n=38); machos juvenis ($r_s= 0,263$; $p=0,110$; n=38); fêmeas adultas ($r_s= 0,268$;

$p=0,266$; $n=19$). As fêmeas juvenis do anu-preto apresentaram correlação negativa e não significativa ($r_s = -0,125$; $p=0,549$; $n=25$).

O anu-branco apresentou correlação positiva e não significativa para os machos adultos ($r_s = 0,038$; $p=0,779$; $n=55$) e as fêmeas adultas ($r_s = 0,059$; $p=0,764$; $n=28$); correlação negativa e não significativa nos machos juvenis ($r_s = -0,019$; $p=0,937$; $n=19$); e correlação positiva e significativa nas fêmeas juvenis ($r_s = 0,694$; $p = 0,001$; $n = 18$).

O acantocéfalo, *Ce. tumidulus*, foi o maior helminto (tamanho) encontrado parasitando os anus e o mais prevalente. Neste caso, o coeficiente de correlação por postos de Spearman foi utilizado para verificar a relação entre a intensidade de infecção por este helminto e o peso dos hospedeiros. O anu-preto apresentou correlação negativa e não significativa ($r_s = -0,059$; $p = 0,569$; $n=93$). A correlação foi negativa e não significativa entre os anus-pretos machos adultos ($r_s = -0,124$; $p=0,535$; $n=27$) e fêmeas juvenis ($r_s = -0,113$; $p=0,606$; $n=23$); e positiva e não significativa entre os machos juvenis ($r_s = 0,119$; $p=0,546$; $n=28$) e as fêmeas adultas ($r_s = 0,082$; $p=0,771$; $n=15$). O anu-branco apresentou correlação positiva e significativa ($r_s = 0,267$; $p = 0,004$; $n = 109$) entre a intensidade de infecção pelo *Ce. tumidulus* e o peso dos hospedeiros. Entre os machos adultos ($r_s = 0,047$; $p = 0,737$; $n = 53$), machos juvenis ($r_s = 0,250$; $p = 0,409$; $n = 13$) e fêmeas juvenis ($r_s = 0,314$; $p = 0,235$; $n = 16$) do anu-branco, a correlação foi positiva e não significativa. Mas entre a intensidade de infecção e o peso das fêmeas adultas a correlação foi positiva e significativa ($r_s = 0,426$; $p = 0,026$; $n = 27$).

4.4.3. Teste G

O teste G foi realizado para comparar a comunidade de helmintos dos indivíduos machos/fêmeas e juvenis/adultos, quanto à prevalência.

4.4.3.1. Anu-preto, *Crotophaga ani*

No anu-preto, os machos e as fêmeas não diferiram significativamente em nenhuma espécie (Tabela XVIII). Entre os juvenis e adultos, diferiram quanto à prevalência em cinco espécies de parasitos, *C. mutabilis* (G= 8,681; p= 0,003), *Ce. tumidulus* (G= 15,078; p= 0,0001), *Ap. stoddardi* (G= 5,101; p= 0,023), *S. forcipata* (G= 7,282; p= 0,007) e *T. crotophaga* (G= 4,106; p= 0,042) (Tabela XIX). Sendo que os juvenis apresentaram maior prevalência apenas na espécie *Ce. tumidulus* (80,95% vs. 73,68%). Os adultos foram mais prevalentes nas espécies *C. mutabilis* (45,61% vs. 19,05%), *Ap. stoddardi* (33,33% vs. 14,28%), *S. forcipata* (54,38% vs. 28,57%), e *T. crotophaga* (84,21% vs. 66,67%).

4.4.3.2. Anu-branco, *Guira guira*

No anu-branco, os machos e as fêmeas diferiram significativamente em duas espécies: *E. macroorchis* (G= 10,175; p= 0,001) e *D. nasuta* (G= 3, 848; p= 0,049) (Tabela XX), sendo que as fêmeas apresentaram maior prevalência nas duas espécies, 28,26% vs. 5,41% e 36,96% vs. 18,92%, respectivamente. Com relação aos juvenis e adultos, seis espécies apresentaram diferenças significativas (Tabela XXI), o cestóide *C. mutabilis* (G= 9,812; p= 0,001), *Ce. tumidulus* (G= 7,212; p= 0,007), e *Ap. stoddardi* (G= 3,838; p= 0,050), *Microtetrameres* sp. (G= 4,611; p= 0,031), *Physaloptera* sp. (larvas) (G= 7,102; p= 0,007), e *T. crotophaga* (G= 4,237; p= 0,039). Somente os juvenis parasitados com as larvas de *Physaloptera* sp. apresentaram maior prevalência (18,92% vs. 2,41%). Em relação às outras espécies, a prevalência foi maior nos adultos: *C. mutabilis* (79,52% vs. 48,65%), *Ce. tumidulus* (96,38% vs. 78,38%), *Ap. stoddardi* (38,55% vs. 18,92%), *Microtetrameres* sp. (30,12% vs. 10,81%), e *T. crotophaga* (81,93% vs. 62,16%).

Tabela XVIII. Teste G, com correção de Yates, para comparação do número de aves infectadas, machos e fêmeas, de anu-preto, *Crotophaga ani*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. (P = probabilidade; Positivo = aves infectadas; Negativo = aves não infectadas).

	Machos		Fêmeas		Teste	
	Positivo	Negativo	Positivo	Negativo	Teste G (Yates)	P
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	4	72	0	44	1,2210	0,2692
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	20	56	19	25	2,8453	0,0916
Leucochloridiidae	0	76	1	43	0,0744	0,7850
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	1	75	0	44	0,0744	0,7850
<i>Psilolecithum</i> sp.	1	75	1	43	0,1262	0,7224
<i>Stomylotrema vicarium</i>	5	71	5	39	0,3186	0,5725
<i>Tanaisia magnicolica</i>	0	76	1	43	0,0744	0,7850
<i>Cuculicola mutabilis</i>	29	47	9	35	3,374	0,0662
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	55	21	38	6	2,4941	0,1143
<i>Aonchotheca bursata</i>	22	54	8	36	1,2284	0,2677
<i>Capillaria</i> sp.	4	72	4	40	0,1813	0,6703
<i>Aproctella stoddardi</i>	18	58	10	34	0,0109	0,9169
<i>Cyrnea semilunaris</i>	25	51	7	37	3,4447	0,0635
<i>Dispharynx nasuta</i>	17	59	14	30	0,8405	0,3593
<i>Heterakis brevispiculum</i>	1	75	0	44	0,0744	0,7850
<i>Microtetrameres</i> sp.	10	66	6	38	0,0421	0,8375
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	15	61	3	41	2,9367	0,0866
Schistorophinae (Larvas)	1	75	0	44	0,0744	0,7850
<i>Skrjabinura spiralis</i>	1	75	1	43	0,1262	0,7224
Spiruromorpha	1	75	0	44	0,0744	0,7850
<i>Strongyloides</i> sp.	5	71	2	42	0,0029	0,957
<i>Subulura forcipata</i>	35	41	14	30	1,807	0,1789
<i>Subulura reclinata</i>	2	74	3	41	0,3855	0,5347
<i>Subulura</i> sp.	1	75	0	44	0,0744	0,7850
<i>Torquatoides crotophaga</i>	55	21	35	9	0,437	0,5086
<i>Trichostrongylus</i> sp.	2	74	1	43	0,2272	0,6336

Tabela XIX. Teste G, com correção de Yates, para comparação do número de aves infectadas, juvenis e adultos, de anu-preto, *Crotophaga ani*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. (valores significativos estão salientados em negrito; P = probabilidade; Positivo = aves infectadas; Negativo = aves não infectadas).

	Juvenis		Adultos		Teste	
	Positivo	Negativo	Positivo	Negativo	Teste G (Yates)	P
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	1	62	3	54	0,3752	0,5402
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	21	42	18	39	0,0001	0,9922
Leucochloridiidae	0	63	1	56	0,0025	0,9599
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	1	62	0	57	0,0025	0,9599
<i>Psilolecithum</i> sp.	2	61	0	57	0,4351	0,5095
<i>Stomylotrema vicarium</i>	5	58	5	52	0,0274	0,8685
<i>Tanaisia magnicola</i>	0	63	1	56	0,0025	0,9599
<i>Cuculicola mutabilis</i>	12	51	26	31	8,681	0,0032
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	51	12	42	15	15,0785	0,0001
<i>Aonchotheca bursata</i>	13	50	17	40	0,9019	0,3423
<i>Capillaria</i> sp.	2	61	6	51	1,5768	0,2092
<i>Aproctella stoddardi</i>	9	54	19	38	5,1013	0,0239
<i>Cyrnea semilunaris</i>	14	49	18	39	0,9036	0,3418
<i>Dispharynx nasuta</i>	21	42	10	47	3,1639	0,0753
<i>Heterakis brevispiculum</i>	1	62	0	57	0,0025	0,9599
<i>Microtetrameres</i> sp.	5	58	11	46	2,4545	0,1172
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	7	56	11	46	0,9974	0,3179
Schistorophinae (Larvas)	1	62	0	57	0,0025	0,9599
<i>Skrjabinura spiralis</i>	1	62	1	56	0,4351	0,5095
Spiruromorpha	0	63	1	56	0,0025	0,9599
<i>Strongyloides</i> sp.	3	60	4	53	0,0186	0,8915
<i>Subulura forcipata</i>	18	45	31	26	7,2823	0,007
<i>Subulura reclinata</i>	2	61	3	54	0,0131	0,909
<i>Subulura</i> sp.	1	62	0	57	0,0025	0,9599
<i>Torquatoides crotophaga</i>	42	21	48	9	4,1067	0,0427
<i>Trichostrongylus</i> sp.	0	63	3	54	1,7028	0,1919

Tabela XX. Teste G, com correção de Yates, para comparação do número de aves infectadas, machos e fêmeas, de anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. (valores significativos estão salientados em negrito; P = probabilidade; Positivo = aves infectadas; Negativo = aves não infectadas).

	Machos		Fêmeas		Teste	
	Positivo	Negativo	Positivo	Negativo	Teste G (Yates)	P
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	11	63	10	36	0,5058	0,4769
<i>Echinostoma</i> sp.	2	72	3	43	0,2925	0,5887
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	4	70	13	33	10,1758	0,0014
<i>Stomylotrema vicarium</i>	4	70	2	44	0,0294	0,8638
<i>Tanaisia magnicolica</i>	3	71	4	42	0,4169	0,5185
<i>Cuculincola mutabilis</i>	51	23	33	13	0,0151	0,9021
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	66	8	43	3	0,2224	0,6372
<i>Aonchotheca bursata</i>	4	70	0	46	1,3675	0,2422
<i>Aproctella stoddardi</i>	25	49	14	32	0,0326	0,8567
<i>Cyrnea semilunaris</i>	36	38	22	24	0,01	0,9202
<i>Dispharynx nasuta</i>	14	60	17	29	3,8483	0,0498
<i>Heterakis brevispiculum</i>	1	73	2	44	0,1724	0,678
<i>Microtetrameres</i> sp.	21	53	8	38	1,3518	0,245
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	3	71	6	40	2,0641	0,1508
<i>Skrjabinura spiralis</i>	0	74	1	45	0,0565	0,8122
Schistorophinae (Larvas)	1	73	0	46	0,0565	0,8122
Spiruromorpha	1	73	2	44	0,1724	0,678
<i>Strongyloides</i> sp.	12	62	8	38	0,0071	0,933
<i>Subulura forcipata</i>	38	36	17	29	1,8353	0,1755
<i>Torquatoides crotophaga</i>	54	20	37	9	0,5102	0,4751

Tabela XXI. Teste G, com correção de Yates, para comparação do número de aves infectadas, juvenis e adultos, de anu-branco, *Guira guira*, coletados na região da Depressão Central do RS, Brasil. (valores significativos estão salientados em negrito; P = probabilidade; Positivo = aves infectadas; Negativo = aves não infectadas).

	Juvenis		Adultos		Teste	
	Positivo	Negativo	Positivo	Negativo	Teste G (Yates)	P
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	3	34	18	65	2,6274	0,105
<i>Echinostoma</i> sp.	1	36	4	79	0,0017	0,967
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	7	30	10	73	0,4928	0,4827
<i>Stomylotrema vicarium</i>	2	35	4	79	0,1046	0,7464
<i>Tanaisia magnicolica</i>	1	36	6	77	0,3287	0,5664
<i>Cuculincola mutabilis</i>	18	19	66	17	9,8126	0,0017
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	29	8	80	3	7,2123	0,0072
<i>Aonchotheca bursata</i>	1	36	3	80	0,0833	0,7728
<i>Aproctella stoddardi</i>	7	30	32	51	3,8387	0,0501
<i>Cyrnea semilunaris</i>	16	21	42	41	0,2999	0,5839
<i>Dispharynx nasuta</i>	10	27	21	62	0,0007	0,979
<i>Heterakis brevispiculum</i>	1	36	2	81	0,3237	0,5694
<i>Microtetrameres</i> sp.	4	33	25	58	4,6114	0,0318
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	7	30	2	81	7,1024	0,0077
<i>Skrjabinura spiralis</i>	0	37	1	82	0,1604	0,6888
Schistorophinae (Larvas)	0	37	1	82	0,1604	0,6888
Spiruromorpha	1	36	2	81	0,3237	0,5694
<i>Strongyloides</i> sp.	4	33	16	67	0,8198	0,3652
<i>Subulura forcipata</i>	12	25	43	40	3,1771	0,0747
<i>Torquatoides crotophaga</i>	23	14	68	15	4,2379	0,0395

4.4.4. Teste de Mann-Whitney

O teste de Mann-Whitney foi utilizado para comparar a intensidade de infecção e abundância das seguintes classes: machos x fêmeas; juvenis x adultos; machos juvenis x machos adultos; fêmeas juvenis x fêmeas adultas.

4.4.4.1. Anu-preto, *Crotophaga ani*

Com relação à intensidade de infecção, não houve diferença significativa entre o número de helmintos dos machos e das fêmeas (Tabela XXII). As espécies *At. heterolecithodes*, *H. brevispiculum*, espécie indeterminada da família Leucochloridiidae, *P. ovatus*, *Psilolecithum* sp., Schistorophinae (larvas), *Sk. spiralis*, Spiruromorpha, *Strongyloides* sp., *Su. reclinata*, *Subulura* sp., *Ta. magnicola*, e *Trichostrongylus* sp. não foram testadas devido ao baixo número de indivíduos em uma das classes.

Quando a intensidade de helmintos foi comparada entre juvenis e adultos (Tabela XXIII), as diferenças significativas ocorreram nas espécies *C. mutabilis* (U= 83,50; p= 0,0228) e *T. crotophaga* (U= 763,50; p= 0,048), com intensidade maior nos adultos. As espécies *At. heterolecithodes*, *Capillaria* sp., *H. brevispiculum*, Leucochloridiidae, *P. ovatus*, *Psilolecithum* sp., Schistorophinae (larvas), *Sk. spiralis*, Spiruromorpha, *Su. reclinata*, *Subulura* sp., *Ta. magnicola*, e *Trichostrongylus* sp. não foram testadas devido ao baixo número de indivíduos em uma das classes.

Em relação à intensidade de infecção dos machos juvenis e dos machos adultos (Tabela XXIV), a diferença significativa ocorreu na espécie *C. mutabilis* (U= 26,50; p=0,002), com intensidade de helmintos maior nos machos adultos. As demais espécies não foram significativas ou não foram testadas devido ao baixo número de indivíduos em uma das classes. Entre as intensidades de infecção das fêmeas juvenis e fêmeas adultas quando testadas (Tabela XXV), não apresentaram diferença significativa em nenhuma espécie.

Tabela XXII. Teste de Mann-Whitney para a comparação da infecção de machos e fêmeas de anu-preto, *Crotophaga ani*, com as espécies de parasitos encontradas. Os valores representam a média de parasitos por hospedeiro necropsiado \pm desvio padrão [amplitude] e tamanho da amostra para cada classe (P = probabilidade).

Espécie de helminto	Machos	Fêmeas	Mann-Whitney	P
<i>Aonchotheca bursata</i>	2,41 \pm 1,53 [1 - 6] 22	2,62 \pm 1,85 [1 - 5] 8	U = 86,50	0,9439
<i>Aproctella stoddardi</i>	1,55 \pm 1,42 [1 - 7] 18	3 \pm 4,35 [1 - 15] 10	U = 74	0,4430
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	4,25 \pm 2,63 [2 - 7] 4	-----	-----	-----
<i>Capillaria</i> sp.	3,5 \pm 4,36 [1 - 10] 4	1,5 \pm 0,58 [1 - 2] 4	U = 7	0,7728
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	4,13 \pm 3,2 [1 - 15] 55	5,63 \pm 5,13 [1 - 24] 38	U = 858	0,1439
<i>Cuculincola mutabilis</i>	16,17 \pm 38,29 [1 - 208] 29	11,44 \pm 23,39 [1 - 73] 9	U = 94	0,2101
<i>Cyrnea semilunaris</i>	2,88 \pm 2,88 [1 - 13] 25	2,86 \pm 2,34 [1 - 7] 7	U = 82,50	0,8197
<i>Dispharynx nasuta</i>	5,29 \pm 7,15 [1 - 30] 17	4,86 \pm 4,97 [1 - 19] 14	U = 115,50	0,8895
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	4,35 \pm 2,92 [1 - 12] 20	4,47 \pm 4,06 [1 - 14] 19	U = 170,50	0,5838
<i>Heterakis brevispiculum</i>	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----	-----
Leucochloridiidae	-----	2 \pm 0 [2] 1	-----	-----
<i>Microtetrameres</i> sp.	6,9 \pm 6,54 [1 - 20] 10	7,67 \pm 12,03 [1 - 32] 6	U = 25,50	0,6255
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	1,67 \pm 1,34 [1 - 6] 15	3 \pm 2 [1 - 5] 3	U = 12,50	0,2361
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	2 \pm 0 [2] 1	-----	-----	-----
<i>Psilolecithum</i> sp.	1 \pm 0 [1] 1	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----
Schistorophinae (Larvas)	3 \pm 0 [3] 1	-----	-----	-----
<i>Skrjabinura spiralis</i>	1 \pm 0 [1] 1	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----
Spiruromorpha	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----	-----
<i>Stomylotrema vicarium</i>	1,6 \pm 0,89 [1 - 3] 5	4,4 \pm 4,51 [1 - 12] 5	U = 7	0,2506
<i>Strongyloides</i> sp.	14,2 \pm 14,27 [2 - 37] 5	1,5 \pm 0,71 [1 - 2] 2	-----	-----
<i>Subulura forcipata</i>	7,86 \pm 9,56 [1 - 47] 36	8 \pm 13,52 [1 - 53] 14	U = 231	0,6500
<i>Subulura reclinata</i>	1 \pm 0 [1] 2	1,33 \pm 0,58 [1 - 2] 3	-----	-----
<i>Subulura</i> sp.	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----	-----
<i>Tanaisia magnicolica</i>	-----	8 \pm 0 [8] 1	-----	-----
<i>Torquatoides crotophaga</i>	6,82 \pm 7,18 [1 - 46] 55	6,88 \pm 5,61 [2 - 26] 35	U = 867	0,4293
<i>Trichostrongylus</i> sp.	1 \pm 0 [1] 2	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----

Tabela XXIII. Teste de Mann-Whitney para a comparação da infecção de juvenis e adultos de anu-preto, *Crotophaga ani*, com as espécies de parasitos encontradas. Os valores representam a média de parasitos por hospedeiro necropsiado \pm desvio padrão [amplitude] e tamanho da amostra para cada classe (valores significativos estão salientados em negrito; P = probabilidade).

Espécie de helminto	Juvenis	Adultos	Mann-Whitney	P
<i>Aonchotheca bursata</i>	2 \pm 1,35 [1 - 5] 13	2,82 \pm 1,71 [1 - 6] 17	U = 78	0,1738
<i>Aproctella stoddardi</i>	3,67 \pm 4,67 [1 - 15] 9	1,31 \pm 0,75 [1 - 4] 19	U = 52	0,0994
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	2 \pm 0 [2] 1	5 \pm 2,64 [2 - 7] 3	-----	-----
<i>Capillaria</i> sp.	5,5 \pm 6,36 [1 - 10] 2	1,5 \pm 0,55 [1 - 2] 6	-----	-----
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	4,78 \pm 4,07 [1 - 19] 51	4,69 \pm 4,27 [1 - 24] 42	U = 1058,50	0,9231
<i>Cuculincola mutabilis</i>	12,92 \pm 9,03 [1 - 28] 12	16,04 \pm 42,24 [1 - 208] 26	U = 83,50	0,0228
<i>Cyrnea semilunaris</i>	3,22 \pm 2,42 [1 - 7] 14	2,61 \pm 2,99 [1 - 13] 18	U = 98	0,2875
<i>Dispharynx nasuta</i>	5,86 \pm 7,18 [1 - 30] 21	3,5 \pm 2,84 [1 - 10] 10	U = 94,50	0,6573
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	4,19 \pm 3,17 [1 - 13] 21	4,67 \pm 3,88 [1 - 14] 18	U = 181,50	0,8327
<i>Heterakis brevispiculum</i>	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----	-----
Leucochloridiidae	-----	2 \pm 0 [2] 1	-----	-----
<i>Microtetrameres</i> sp.	5,2 \pm 4,61 [1 - 13] 5	8,09 \pm 9,98 [1 - 32] 11	U = 25,50	0,8208
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	2,43 \pm 1,81 [1 - 6] 7	1,54 \pm 1,21 [1 - 5] 11	U = 25	0,2215
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	2 \pm 0 [2] 1	-----	-----	-----
<i>Psilolecithum</i> sp.	1 \pm 0 [1] 2	-----	-----	-----
Schistorophinae (Larvas)	3 \pm 0 [3] 1	-----	-----	-----
<i>Skrjabinura spiralis</i>	1 \pm 0 [1] 1	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----
Spiruromorpha	-----	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----
<i>Stomylotrema vicarium</i>	1,8 \pm 1,31 [1 - 4] 5	4,2 \pm 4,55 [1 - 12] 5	U = 8,50	0,4034
<i>Strongyloides</i> sp.	13,33 \pm 20,51 [1 - 37] 3	8,5 \pm 7,42 [2 - 19] 4	U = 4,50	0,5959
<i>Subulura forcipata</i>	9,47 \pm 11,2 [1 - 47] 19	6,94 \pm 10,41 [1 - 53] 31	U = 239,50	0,2716
<i>Subulura reclinata</i>	1,5 \pm 0,71 [1 - 2] 2	1 \pm 0 [1] 3	-----	-----
<i>Subulura</i> sp.	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----	-----
<i>Tanaisia magnicolica</i>	-----	8 \pm 0 [8] 1	-----	-----
<i>Torquatoides crotophaga</i>	5,71 \pm 6,92 [1 - 46] 42	7,83 \pm 6,17 [1 - 26] 48	U = 763,50	0,048
<i>Trichostrongylus</i> sp.	-----	1 \pm 0 [1] 3	-----	-----

Tabela XXIV. Teste de Mann-Whitney para a comparação da infecção de machos juvenis e machos adultos de anu-preto, *Crotophaga ani*, com as espécies de parasitos encontradas. Os valores representam a média de parasitos por hospedeiro necropsiado \pm desvio padrão [amplitude] e tamanho da amostra para cada classe (valores significativos estão salientados em negrito; P = probabilidade).

Espécie de helminto	Machos Juvenis	Machos Adultos	Mann-Whitney	P
<i>Aonchotheca bursata</i>	1,89 \pm 1,36 [1 - 5] 9	2,77 \pm 1,59 [1 - 6] 13	U = 37	0,1511
<i>Aproctella stoddardi</i>	2,4 \pm 2,61 [1 - 7] 5	1,23 \pm 0,44 [1 - 2] 13	U = 25,50	0,4902
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	2 \pm 0 [2] 1	5 \pm 2,65 [2 - 7] 3	-----	-----
<i>Capillaria</i> sp.	10 \pm 0 [10] 1	1,33 \pm 0,58 [1 - 2] 3	-----	-----
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	4,28 \pm 3,48 [1 - 15] 28	3,96 \pm 2,93 [1 - 11] 27	U = 368,50	0,8729
<i>Cuculincola mutabilis</i>	16,11 \pm 8,07 [4 - 28] 9	16,2 \pm 46,18 [1 - 208] 20	U = 26,50	0,0028
<i>Cyrnea semilunaris</i>	3,22 \pm 2,44 [1 - 7] 9	2,69 \pm 3,16 [1 - 13] 16	U = 54,50	0,3218
<i>Dispharynx nasuta</i>	5,75 \pm 8,27 [1 - 30] 12	4,2 \pm 3,77 [1 - 10] 5	U = 28	0,8330
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	4,27 \pm 2,65 [1 - 11] 11	4,44 \pm 3,39 [1 - 12] 9	U = 48,50	0,9394
<i>Heterakis brevispiculum</i>	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----	-----
Leucochloridiidae	-----	-----	-----	-----
<i>Microtetrameres</i> sp.	6,33 \pm 6,11 [1 - 13] 3	7,14 \pm 7,17 [1 - 20] 7	U = 10	0,9093
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	2,33 \pm 1,97 [1 - 6] 6	1,22 \pm 0,44 [1 - 2] 9	U = 17,50	0,2629
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	2 \pm 0 [2] 1	-----	-----	-----
<i>Psilolecithum</i> sp.	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----	-----
Schistorophinae (Larvas)	3 \pm 0 [3] 1	-----	-----	-----
<i>Skrjabinura spiralis</i>	-----	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----
Spiruromorpha	-----	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----
<i>Stomylotrema vicarium</i>	1,33 \pm 0,58 [1 - 2] 3	2 \pm 1,41 [1 - 3] 2	-----	-----
<i>Strongyloides</i> sp.	37 \pm 0 [37] 1	8,5 \pm 7,42 [2 - 19] 4	-----	-----
<i>Subulura forcipata</i>	10,78 \pm 12,43 [1 - 47] 14	6 \pm 6,88 [1 - 29] 22	U = 109,50	0,1487
<i>Subulura reclinata</i>	-----	1 \pm 0 [1] 2	-----	-----
<i>Subulura</i> sp.	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----	-----
<i>Tanaisia magnicolica</i>	-----	-----	-----	-----
<i>Torquatoides crotophaga</i>	6,09 \pm 9,51 [1 - 46] 21	7,26 \pm 5,41 [1 - 21] 34	U = 257,50	0,0848
<i>Trichostrongylus</i> sp.	-----	1 \pm 0 [1] 2	-----	-----

Tabela XXV. Teste de Mann-Whitney para a comparação da infecção de fêmeas juvenis e fêmeas adultas de anu-preto, *Crotophaga ani*, com as espécies de parasitos encontradas. Os valores representam a média de parasitos por hospedeiro necropsiado \pm desvio padrão [amplitude] e tamanho da amostra para cada classe (P = probabilidade).

Espécie de helminto	Fêmeas Juvenis	Fêmeas Adultas	Mann-Whitney	P
<i>Aonchotheca bursata</i>	2,25 \pm 1,5 [1 - 4] 4	3 \pm 2,31 [1 - 5] 4	U = 6	0,5637
<i>Aproctella stoddardi</i>	5,25 \pm 6,55 [1 - 15] 4	1,5 \pm 1,23 [1 - 4] 6	U = 5,50	0,1658
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	-----	-----	-----	-----
<i>Capillaria</i> sp.	1 \pm 0 [1] 1	1,67 \pm 0,58 [1 - 2] 3	-----	-----
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	5,39 \pm 4,69 [1 - 19] 23	6 \pm 5,89 [1 - 24] 15	U = 165	0,8228
<i>Cuculincola mutabilis</i>	3,33 \pm 2,08 [1 - 5] 3	15,5 \pm 28,53 [1 - 73] 6	U = 9	1,000
<i>Cyrnea semilunaris</i>	3,2 \pm 2,68 [1 - 7] 5	2 \pm 1,41 [1 - 3] 2	-----	-----
<i>Dispharynx nasuta</i>	6 \pm 5,89 [1 - 19] 9	2,8 \pm 1,64 [1 - 4] 5	U = 16,50	0,4237
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	4,1 \pm 3,81 [1 - 13] 10	4,89 \pm 4,51 [1 - 14] 9	U = 42	0,8065
<i>Heterakis brevispiculum</i>	-----	-----	-----	-----
Leucochloridiidae	-----	2 \pm 0 [2] 1	-----	-----
<i>Microtetrameres</i> sp.	3,5 \pm 0,71 [3 - 4] 2	9,75 \pm 14,95 [1 - 32] 4	-----	-----
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	3 \pm 0 [3] 1	3 \pm 2,83 [1 - 5] 2	-----	-----
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	-----	-----	-----	-----
<i>Psilolecithum</i> sp.	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----	-----
Schistorophinae (Larvas)	-----	-----	-----	-----
<i>Skrjabinura spiralis</i>	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----	-----
Spiruromorpha	-----	-----	-----	-----
<i>Stomylotrema vicarium</i>	2,5 \pm 2,12 [1 - 4] 2	5,67 \pm 5,69 [1 - 12] 3	-----	-----
<i>Strongyloides</i> sp.	1,5 \pm 0,71 [1 - 2] 2	-----	-----	-----
<i>Subulura forcipata</i>	5,8 \pm 6,22 [1 - 16] 5	9,22 \pm 16,53 [1 - 53] 9	U = 21	0,8415
<i>Subulura reclinata</i>	1,5 \pm 0,71 [1 - 2] 2	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----
<i>Subulura</i> sp.	-----	-----	-----	-----
<i>Tanaisia magnicolica</i>	-----	8 \pm 0 [8] 1	-----	-----
<i>Torquatoides crotophaga</i>	5,33 \pm 2,76 [2 - 11] 21	9,21 \pm 7,8 [2 - 26] 14	U = 108	0,1891
<i>Trichostrongylus</i> sp.	-----	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----

Com relação à abundância, quando comparada entre machos e fêmeas (Tabela XXVI), as diferenças significativas ocorreram entre as espécies *C. mutabilis* (U= 1339,5; p= 0,028) e *Cy. semilunaris* (U= 1393; 0,050), onde os machos apresentaram as maiores abundâncias, e *Ce. tumidulus* (U= 1251; p= 0,020), onde as fêmeas apresentaram a maior abundância. As espécies *At. heterolecithodes*, *H. brevispiculum*, Leucochloridiidae, *P. ovatus*, Schistorophinae (larvas), Spiruromorpha, *Su. reclinata*, *Subulura* sp., e *Ta. magnicolica* não foram testadas devido ao baixo número de indivíduos em uma das classes.

Quando a abundância dos helmintos foi comparada entre os juvenis e adultos (Tabela XXVII), entre os juvenis as espécies mais abundantes foram *Ap. stoddardi* (U= 1487; p= 0,028) e *D. nasuta* (U= 1501,5; p= 0,044), e entre os adultos foram *C. mutabilis* (U= 1391; p= 0,009), *S. forcipata* (U= 1415,5; p= 0,025) e *T. crotophaga* (U= 1236; p= 0,003). As espécies *H. brevispiculum*, Leucochloridiidae, *P. ovatus*, *Psilolecithum* sp., Schistorophinae (larvas), Spiruromorpha, *Subulura* sp., *Ta. magnicolica* e *Trichostrongylus* sp. não foram testadas devido ao baixo número de indivíduos em uma das classes.

Os machos juvenis e machos adultos foram comparados em relação à abundância (Tabela XXVIII), e as espécies mais abundantes ocorreram entre os machos adultos, *Ap. stoddardi* (U= 577; p= 0,042) e *T. crotophaga* (U= 375,5; p= 0,0003). As espécies *H. brevispiculum*, Leucochloridiidae, *P. ovatus*, *Psilolecithum* sp., Schistorophinae (larvas), *Sk. spiralis*, Spiruromorpha, *Su. reclinata*, *Subulura* sp., *Ta. magnicolica* e *Trichostrongylus* sp. não foram testadas devido ao baixo número de indivíduos em uma das classes. Não houve diferença significativa entre as abundâncias das fêmeas juvenis e fêmeas adultas quando testadas (Tabela XXIX).

4.4.4.2. Anu-branco, *Guira guira*

Com relação à intensidade de infecção, quando comparado o número de helmintos dos machos e fêmeas (Tabela XXX), as fêmeas apresentaram significativamente maior número de

Tabela XXVI. Teste de Mann-Whitney para a comparação da abundância de machos e fêmeas de anu-preto, *Crotophaga ani*, com as espécies de parasitos encontradas. Os valores representam a média da abundância de parasitos \pm desvio padrão para cada classe (valores significativos estão salientados em negrito; P = probabilidade).

Espécie de helminto	Machos (n= 76)	Fêmeas (n= 44)	Mann-Whitney	P
<i>Aonchotheca bursata</i>	0,697 \pm 1,37	0,477 \pm 1,267	U = 1493,5	0,2006
<i>Aproctella stoddardi</i>	0,368 \pm 0,950	0,682 \pm 2,360	U = 1672	1
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	0,224 \pm 1,091	-----	-----	-----
<i>Capillaria</i> sp.	0,184 \pm 1,174	0,136 \pm 0,462	U = 1609	0,4274
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	2,987 \pm 3,288	4,864 \pm 5,143	U = 1251	0,0206
<i>Cuculincola mutabilis</i>	6,171 \pm 24,694	2,341 \pm 11,117	U = 1339,5	0,0282
<i>Cyrnea semilunaris</i>	0,947 \pm 2,122	0,455 \pm 1,372	U = 1393	0,0505
<i>Dispharynx nasuta</i>	1,184 \pm 3,979	1,545 \pm 3,566	U = 1510,5	0,2527
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	1,145 \pm 2,426	1,932 \pm 3,453	U = 1409,5	0,0856
<i>Heterakis brevispiculum</i>	0,013 \pm 0,115	-----	-----	-----
Leucochloridiidae	-----	0,045 \pm 0,302	-----	-----
<i>Microtetrameres</i> sp.	0,908 \pm 3,263	1,045 \pm 4,889	U = 1668,5	0,9743
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	0,329 \pm 0,885	0,205 \pm 0,878	U = 1466	0,0706
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	0,026 \pm 0,229	-----	-----	-----
<i>Psilolecithum</i> sp.	0,013 \pm 0,115	0,023 \pm 0,151	U = 1656	0,6943
Schistorophinae (Larvas)	0,039 \pm 0,344	-----	-----	-----
<i>Skrjabinura spiralis</i>	0,013 \pm 0,115	0,023 \pm 0,151	U = 1656	0,6943
Spiruromorpha	0,013 \pm 0,115	-----	-----	-----
<i>Stomylotrema vicarium</i>	0,105 \pm 0,450	0,5 \pm 1,971	U = 1586,5	0,3313
<i>Strongyloides</i> sp.	0,934 \pm 4,840	0,068 \pm 0,334	U = 1633,5	0,6057
<i>Subulura forcipata</i>	3,724 \pm 7,634	2,545 \pm 8,337	U = 1391	0,0872
<i>Subulura reclinata</i>	0,026 \pm 0,161	0,091 \pm 0,362	U = 1601	0,264
<i>Subulura</i> sp.	0,013 \pm 0,115	-----	-----	-----
<i>Tanaisia magnolica</i>	-----	0,181 \pm 1,206	-----	-----
<i>Torquatoides crotophaga</i>	4,934 \pm 6,826	5,477 \pm 5,724	U = 1456,5	0,2358
<i>Trichostrongylus</i> sp.	0,026 \pm 0,161	0,023 \pm 0,151	U = 1666	0,9038

Tabela XXVII. Teste de Mann-Whitney para a comparação da abundância de juvenis e adultos de anu-preto, *Crotophaga ani*, com as espécies de parasitos encontradas. Os valores representam a média da abundância de parasitos \pm desvio padrão para cada classe (valores significativos estão salientados em negrito; P = probabilidade).

Espécie de helminto	Juvenil (n= 63)	Adultos (n= 57)	Mann-Whitney	P
<i>Aonchotheca bursata</i>	0,413 \pm 1,010	0,842 \pm 1,590	U = 1598	0,1718
<i>Aproctella stoddardi</i>	0,524 \pm 2,116	0,439 \pm 0,756	U = 1487	0,02813
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	0,032 \pm 0,252	0,263 \pm 1,232	U = 1728,5	0,2575
<i>Capillaria</i> sp.	0,175 \pm 1,264	0,158 \pm 0,492	U = 1665	0,1127
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	3,873 \pm 4,113	3,456 \pm 4,209	U = 1652,5	0,4479
<i>Cuculincola mutabilis</i>	2,460 \pm 6,372	7,316 \pm 29,348	U = 1391	0,00997
<i>Cyrnea semilunaris</i>	0,714 \pm 1,745	0,825 \pm 2,054	U = 1655,5	0,3436
<i>Dispharynx nasuta</i>	1,952 \pm 4,936	0,614 \pm 1,760	U = 1501,5	0,04449
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	1,397 \pm 2,685	1,474 \pm 3,060	U = 1771,5	0,8794
<i>Heterakis brevispiculum</i>	0,016 \pm 0,126	-----	-----	-----
Leucochloridiidae	-----	0,035 \pm 0,265	-----	-----
<i>Microtetrameres</i> sp.	0,413 \pm 1,837	1,561 \pm 5,308	U = 1589,5	0,0668
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	0,270 \pm 0,954	0,298 \pm 0,801	U = 1662	0,2582
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	0,032 \pm 0,252	-----	-----	-----
<i>Psilolecithum</i> sp.	0,032 \pm 0,177	-----	-----	-----
Schistorophinae (Larvas)	0,048 \pm 0,378	-----	-----	-----
<i>Skrjabinura spiralis</i>	0,016 \pm 0,126	0,018 \pm 0,132	U = 1792,5	0,9433
Spiruromorpha	-----	0,018 \pm 0,132	-----	-----
<i>Stomylotrema vicarium</i>	0,143 \pm 0,592	0,368 \pm 1,707	U = 1776,5	0,8349
<i>Strongyloides</i> sp.	0,635 \pm 4,664	0,596 \pm 2,783	U = 1753,5	0,5868
<i>Subulura forcipata</i>	2,857 \pm 7,457	3,772 \pm 8,373	U = 1415,5	0,0256
<i>Subulura reclinata</i>	0,048 \pm 0,280	0,053 \pm 0,225	U = 1759,5	0,5847
<i>Subulura</i> sp.	0,016 \pm 0,126	-----	-----	-----
<i>Tanaisia magnicolica</i>	-----	0,140 \pm 1,060	-----	-----
<i>Torquatoides crotophaga</i>	3,810 \pm 6,252	6,596 \pm 6,347	U = 1236	0,00297
<i>Trichostrongylus</i> sp.	-----	0,053 \pm 0,225	-----	-----

Tabela XXVIII. Teste de Mann-Whitney para a comparação da abundância de machos juvenis e machos adultos de anu-preto, *Crotophaga ani*, com as espécies de parasitos encontradas. Os valores representam a média da abundância de parasitos \pm desvio padrão para cada classe (valores significativos estão salientados em negrito; P = probabilidade).

Espécie de helminto	Machos Juvenis (n= 38)	Machos Adultos (n= 38)	Mann-Whitney	P
<i>Aonchotheca bursata</i>	0,447 \pm 1,032	0,947 \pm 1,610	U = 624,5	0,2053
<i>Aproctella stoddardi</i>	0,316 \pm 1,188	0,421 \pm 0,642	U = 577	0,0423
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	0,053 \pm 0,324	0,395 \pm 1,498	U = 683	0,2951
<i>Capillaria</i> sp.	0,263 \pm 1,622	0,105 \pm 0,388	U = 685,5	0,3271
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	3,158 \pm 3,538	2,816 \pm 3,057	U = 693,5	0,7637
<i>Cuculincola mutabilis</i>	3,816 \pm 7,891	8,526 \pm 34,094	U = 576,5	0,0836
<i>Cyrnea semilunaris</i>	0,763 \pm 1,792	1,132 \pm 2,418	U = 606,5	0,1497
<i>Dispharynx nasuta</i>	1,816 \pm 5,260	0,553 \pm 1,899	U = 591	0,0619
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	1,237 \pm 2,399	1,053 \pm 2,482	U = 685	0,6195
<i>Heterakis brevispiculum</i>	0,026 \pm 0,162	-----	-----	-----
Leucochloridiidae	-----	-----	-----	-----
<i>Microtetrameres</i> sp.	0,500 \pm 2,239	1,316 \pm 4,028	U = 645,5	0,1761
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	0,368 \pm 1,125	0,289 \pm 0,565	U = 674,5	0,4766
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	0,053 \pm 0,324	-----	-----	-----
<i>Psilolecithum</i> sp.	0,026 \pm 0,162	-----	-----	-----
Schistorophinae (Larvas)	0,079 \pm 0,487	-----	-----	-----
<i>Skrjabinura spiralis</i>	-----	0,026 \pm 0,162	-----	-----
Spiruromorpha	-----	0,026 \pm 0,162	-----	-----
<i>Stomylotrema vicarium</i>	0,105 \pm 0,388	0,105 \pm 0,509	U = 704	0,6634
<i>Strongyloides</i> sp.	0,974 \pm 6,002	0,895 \pm 3,384	U = 667	0,1837
<i>Subulura forcipata</i>	3,974 \pm 9,063	3,474 \pm 5,990	U = 614,5	0,2264
<i>Subulura reclinata</i>	0,000 \pm 0,000	0,053 \pm 0,226	-----	-----
<i>Subulura</i> sp.	0,026 \pm 0,162	-----	-----	-----
<i>Tanaisia magnicolica</i>	-----	-----	-----	-----
<i>Torquatoides crotophaga</i>	3,368 \pm 7,635	6,500 \pm 5,579	U = 375,5	0,00027
<i>Trichostrongylus</i> sp.	-----	0,053 \pm 0,226	-----	-----

Tabela XXIX. Teste de Mann-Whitney para a comparação da abundância de fêmeas juvenis e fêmeas adultas de anu-preto, *Crotophaga ani*, com as espécies de parasitos encontradas. Os valores representam a média da abundância de parasitos \pm desvio padrão para cada classe (P = probabilidade).

Espécie de helminto	Fêmeas Juvenis (n= 25)	Fêmeas Adultas (n= 19)	Mann-Whitney	P
<i>Aonchotheca bursata</i>	0,36 \pm 0,995	0,632 \pm 1,571	U = 223,5	0,6216
<i>Aproctella stoddardi</i>	0,840 \pm 3,037	0,474 \pm 0,964	U = 207	0,3237
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	-----	-----	-----	-----
<i>Capillaria</i> sp.	0,040 \pm 0,200	0,263 \pm 0,653	U = 208,5	0,1682
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	4,960 \pm 4,730	4,737 \pm 5,772	U = 214	0,5747
<i>Cuculincola mutabilis</i>	0,400 \pm 1,258	4,895 \pm 16,763	U = 191	0,1179
<i>Cyrnea semilunaris</i>	0,640 \pm 1,705	0,211 \pm 0,713	U = 214	0,3817
<i>Dispharynx nasuta</i>	2,160 \pm 4,497	0,737 \pm 1,485	U = 208,5	0,405
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	1,640 \pm 3,108	2,316 \pm 3,917	U = 217	0,5903
<i>Heterakis brevispiculum</i>	-----	-----	-----	-----
Leucochloridiidae	-----	0,105 \pm 0,459	-----	-----
<i>Microtetrameres</i> sp.	0,280 \pm 0,980	2,053 \pm 7,344	U = 206,5	0,2182
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	0,120 \pm 0,600	0,316 \pm 1,157	U = 222	0,4006
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	-----	-----	-----	-----
<i>Psilolecithum</i> sp.	0,040 \pm 0,200	-----	-----	-----
Schistorophinae (Larvas)	-----	-----	-----	-----
<i>Skrjabinura spiralis</i>	0,040 \pm 0,200	-----	-----	-----
Spiruromorpha	-----	-----	-----	-----
<i>Stomylotrema vicarium</i>	0,200 \pm 0,816	0,895 \pm 2,846	U = 218	0,4017
<i>Strongyloides</i> sp.	0,120 \pm 0,440	-----	-----	-----
<i>Subulura forcipata</i>	1,160 \pm 3,472	4,368 \pm 11,992	U = 171	0,0564
<i>Subulura reclinata</i>	0,120 \pm 0,440	0,053 \pm 0,229	U = 230,5	0,7042
<i>Subulura</i> sp.	-----	-----	-----	-----
<i>Tanaisia magnicolica</i>	-----	0,421 \pm 1,835	-----	-----
<i>Torquatoides crotophaga</i>	4,480 \pm 3,216	6,789 \pm 7,829	U = 223	0,7312
<i>Trichostrongylus</i> sp.	-----	0,053 \pm 0,229	-----	-----

Tabela XXX. Teste de Mann-Whitney para a comparação da infecção de machos e fêmeas de anu-branco, *Guira guira*, com as espécies de parasitos encontradas. Os valores representam a média de parasitos por hospedeiro necropsiado \pm desvio padrão [amplitude] e tamanho da amostra para cada classe (valores significativos estão salientados em negrito; P = probabilidade).

Espécie de helminto	Machos	Fêmeas	Mann-Whitney	P
<i>Aonchotheca bursata</i>	1,25 \pm 0,5 [1 - 2] 4	-----	-----	-----
<i>Aproctella stoddardi</i>	2 \pm 1,41 [1 - 7] 25	1,78 \pm 1,05 [1 - 4] 14	U = 162,50	0,7144
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	5,54 \pm 4,25 [1 - 15] 11	13,7 \pm 15,63 [1 - 54] 10	U = 34	0,1392
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	26,73 \pm 24,98 [2 - 142] 66	27,51 \pm 22,88 [1 - 95] 43	U = 1389,50	0,8549
<i>Cuculincola mutabilis</i>	38,43 \pm 33,03 [1 - 152] 51	75,15 \pm 79,51 [1 - 369] 33	U = 544,50	0,0065
<i>Cyrnea semilunaris</i>	2,69 \pm 2,58 [1 - 11] 36	4,36 \pm 4,27 [1 - 15] 22	U = 309,50	0,1657
<i>Dispharynx nasuta</i>	4,07 \pm 8,14 [1 - 32] 14	12,71 \pm 23,37 [1 - 82] 17	U = 88,50	0,2260
<i>Echinostoma</i> sp.	2,5 \pm 0,71 [2 - 3] 2	2 \pm 1 [1 - 3] 3	-----	-----
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	1,25 \pm 0,5 [1 - 2] 4	1,38 \pm 0,87 [1 - 4] 13	U = 26	1,000
<i>Heterakis brevispiculum</i>	1 \pm 0 [1] 1	7,5 \pm 3,53 [5 - 10] 2	-----	-----
<i>Microtetrameres</i> sp.	5,14 \pm 5,77 [1 - 27] 21	4,12 \pm 2,42 [1 - 7] 8	U = 79,50	0,8262
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	18,33 \pm 15,01 [1 - 27] 3	3,83 \pm 6,01 [1 - 16] 6	U = 4	0,1967
Schistorophinae (larvas)	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----	-----
<i>Skrjabinura spiralis</i>	-----	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----
Spiruomorpha	1 \pm 0 [1] 1	1 \pm 0 [1] 2	-----	-----
<i>Stomylotrema vicarium</i>	1,75 \pm 0,96 [1 - 3] 4	2,5 \pm 2,12 [1 - 4] 2	-----	-----
<i>Strongyloides</i> sp.	4,33 \pm 3,2 [1 - 11] 12	38,25 \pm 80,14 [1 - 234] 8	U = 30,50	0,1770
<i>Subulura forcipata</i>	6,81 \pm 8 [1 - 40] 38	9,7 \pm 14,49 [1 - 60] 17	U = 298,50	0,6554
<i>Tanaisia magnicola</i>	13,3 \pm 10,11 [7 - 25] 3	4,5 \pm 3,51 [1 - 8] 4	U = 2	0,1573
<i>Torquatoides crotophaga</i>	5,57 \pm 7,32 [1 - 43] 54	7,13 \pm 5,99 [1 - 27] 37	U = 767,50	0,0614

helminthos em *C. mutabilis* (U= 544,5; p= 0,006). As espécies *A. bursata*, *Echinostoma* sp., *H. brevispiculum*, Schistorophinae (larvas), *Sk. spiralis*, Spiruromorpha e *St. vicarium* não foram testadas devido ao baixo número de aves em uma das classes.

Os anus-brancos juvenis e adultos, quando comparados (Tabela XXXI), a maior intensidade de infecção ocorreu entre os adultos nas espécies *Ce. tumidulus* (U= 808; p= 0,015), *C. mutabilis* (U= 390; p= 0,026) e *T. crotophaga* (U= 497; p= 0,009). As demais espécies não diferiram significativamente ou não foram testadas devido ao baixo número de aves em uma das classes.

Entre os machos juvenis e os machos adultos (Tabela XXXII), a maior intensidade de infecção ocorreu entre os machos adultos em *Ce. tumidulus* (U= 178,5; p= 0,007). As espécies *A. bursata*, *At. heterolecithodes*, *Echinostoma* sp., *E. macroorchis*, *H. brevispiculum*, *Physaloptera* sp., Schistorophinae (larvas), *Sk. spiralis*, Spiruromorpha, *St. vicarium*, *Strongyloides* sp. e *Ta. magnicola* não foram testadas devido ao baixo número de aves em uma das classes.

Quando foram comparadas as fêmeas juvenis e fêmeas adultas (Tabela XXXIII), as diferenças significativas ocorreram nas espécies *C. mutabilis* (U= 29; p= 0,001) e *T. crotophaga* (U= 87; p= 0,028), onde a intensidade de infecção foi maior nas fêmeas adultas. Porém, a maioria das espécies não foi testada devido ao baixo número de indivíduos em uma das classes.

Com relação à abundância, quando comparada entre os machos e fêmeas (Tabela XXXIV), as fêmeas foram mais abundantes nas espécies *D. nasuta* (U= 1364,5; p= 0,017), *E. macroorchis* (U= 1313; p= 0,0005) e *T. crotophaga* (U= 1343,5; p= 0,05). As espécies *A. bursata*, Schistorophinae (larvas) e *Sk. spiralis* não foram testadas devido ao baixo número de aves em uma das classes.

Quando a abundância dos helmintos foi comparada entre os juvenis e adultos (Tabela XXXV), os juvenis apresentaram as larvas de *Physaloptera* como sendo as mais abundantes

Tabela XXXI. Teste de Mann-Whitney para a comparação da infecção de juvenis e adultos de anu-branco, *Guira guira*, com as espécies de parasitos encontradas. Os valores representam a média de parasitos por hospedeiro necropsiado \pm desvio padrão [amplitude] e tamanho da amostra para cada classe (valores significativos estão salientados em negrito; P = probabilidade).

Espécie de helminto	Juvenis	Adultos	Mann-Whitney	P
<i>Aonchotheca bursata</i>	1 \pm 0 [1] 1	1,33 \pm 0,58 [1 - 2] 3	-----	-----
<i>Aproctella stoddardi</i>	2,43 \pm 1,51 [1 - 5] 7	1,81 \pm 1,23 [1 - 7] 32	U = 83,50	0,2970
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	8 \pm 12,12 [1 - 22] 3	9,67 \pm 11,94 [1 - 54] 18	U = 18	0,3657
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	18,65 \pm 17,6 [1 - 71] 29	30,07 \pm 25,44 [1 - 142] 80	U = 808	0,0158
<i>Cuculincola mutabilis</i>	27,89 \pm 19,47 [1 - 55] 18	59,67 \pm 63,63 [1 - 369] 66	U = 390	0,0262
<i>Cyrnea semilunaris</i>	2,5 \pm 1,21 [1 - 5] 16	3,64 \pm 3,88 [1 - 15] 42	U = 301,50	0,5484
<i>Dispharynx nasuta</i>	3,7 \pm 4,06 [1 - 14] 10	11,24 \pm 21,95 [1 - 82] 21	U = 103,50	0,9495
<i>Echinostoma</i> sp.	3 \pm 0 [3] 1	2 \pm 0,82 [1 - 3] 4	-----	-----
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	1,14 \pm 0,38 [1 - 2] 7	1,5 \pm 0,97 [1 - 4] 10	U = 29	0,5582
<i>Heterakis brevispiculum</i>	1 \pm 0 [1] 1	7,5 \pm 3,53 [5 - 10] 2	-----	-----
<i>Microtetrameres</i> sp.	2,5 \pm 2,38 [1 - 6] 4	5,24 \pm 5,28 [1 - 27] 25	U = 28	0,1641
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	10,86 \pm 12,25 [1 - 27] 7	1 \pm 0 [1] 2	-----	-----
Schistorophinae (larvas)	-----	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----
<i>Skrjabinura spiralis</i>	-----	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----
Spiruromorpha	1 \pm 0 [1] 1	1 \pm 0 [1] 2	-----	-----
<i>Stomylotrema vicarium</i>	2,5 \pm 0,71 [2 - 3] 2	1,75 \pm 1,5 [1 - 4] 4	-----	-----
<i>Strongyloides</i> sp.	4,25 \pm 3,3 [1 - 8] 4	21,31 \pm 57,52 [1 - 234] 16	U = 26,50	0,6033
<i>Subulura forcipata</i>	6,08 \pm 5,91 [1 - 18] 12	8,16 \pm 11,34 [1 - 60] 43	U = 247,50	0,8306
<i>Tanaisia magnicola</i>	25 \pm 0 [25] 1	5,5 \pm 3,15 [1 - 8] 6	-----	-----
<i>Torquatoides crotophaga</i>	3,69 \pm 3,55 [1 - 15] 23	7,06 \pm 7,44 [1 - 43] 68	U = 497	0,0092

Tabela XXXII. Teste de Mann-Whitney para a comparação da infecção de machos juvenis e machos adultos de anu-branco, *Guira guira*, com as espécies de parasitos encontradas. Os valores representam a média de parasitos por hospedeiro necropsiado \pm desvio padrão [amplitude] e tamanho da amostra para cada classe (valores significativos estão salientados em negrito; P = probabilidade).

Espécie de helminto	Machos Juvenis	Machos Adultos	Mann-Whitney	P
<i>Aonchotheca bursata</i>	1 \pm 0 [1] 1	1,33 \pm 0,58 [1 - 2] 3	-----	-----
<i>Aproctella stoddardi</i>	3 \pm 2 [1 - 5] 3	1,86 \pm 1,32 [1 - 7] 22	U = 20	0,2770
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	-----	5,54 \pm 4,25 [1 - 15] 11	-----	-----
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	12,85 \pm 10,7 [2 - 35] 13	30,13 \pm 26,34 [2 - 142] 53	U = 178,50	0,0074
<i>Cuculincola mutabilis</i>	29,89 \pm 18,36 [6 - 55] 9	40,26 \pm 35,29 [1 - 152] 42	U = 175,50	0,7387
<i>Cyrnea semilunaris</i>	2,3 \pm 1,06 [1 - 5] 10	2,85 \pm 2,97 [1 - 11] 26	U = 104	0,3585
<i>Dispharynx nasuta</i>	1,83 \pm 1,17 [1 - 4] 6	5,75 \pm 10,7 [1 - 32] 8	U = 21	0,6985
<i>Echinostoma</i> sp.	3 \pm 0 [3] 1	2 \pm 0 [2] 1	-----	-----
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	1,5 \pm 0,71 [1 - 2] 2	1 \pm 0 [1] 2	-----	-----
<i>Heterakis brevispiculum</i>	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----	-----
<i>Microtetrameres</i> sp.	2,67 \pm 2,89 [1 - 6] 3	5,55 \pm 6,08 [1 - 27] 18	U = 16,50	0,2913
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	27 \pm 0 [27] 2	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----
Schistorophinae (larvas)	-----	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----
<i>Skrjabinura spiralis</i>	-----	-----	-----	-----
Spiruromorpha	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----	-----
<i>Stomylotrema vicarium</i>	2,5 \pm 0,71 [2 - 3] 2	1 \pm 0 [1] 2	-----	-----
<i>Strongyloides</i> sp.	4,5 \pm 4,95 [1 - 8] 2	4,3 \pm 3,13 [1 - 11] 10	-----	-----
<i>Subulura forcipata</i>	5,8 \pm 6,14 [1 - 18] 10	7,18 \pm 8,64 [1 - 40] 28	U = 130,50	0,7528
<i>Tanaisia magnicolica</i>	25 \pm 0 [25] 1	7,5 \pm 0,71 [7 - 8] 2	-----	-----
<i>Torquatoides crotophaga</i>	2,5 \pm 1,27 [1 - 5] 10	6,27 \pm 7,94 [1 - 43] 44	U = 135	0,0584

Tabela XXXIII. Teste de Mann-Whitney para a comparação da infecção de fêmeas juvenis e fêmeas adultas de anu-branco, *Guira guira*, com as espécies de parasitos encontradas. Os valores representam a média de parasitos por hospedeiro necropsiado \pm desvio padrão [amplitude] e tamanho da amostra para cada classe (valores significativos estão salientados em negrito; P = probabilidade).

Espécie de helminto	Fêmeas Juvenis	Fêmeas Adultas	Mann-Whitney	P
<i>Aonchotheca bursata</i>	-----	-----	-----	-----
<i>Aproctella stoddardi</i>	2 \pm 1,15 [1 - 3] 4	1,7 \pm 1,06 [1 - 4] 10	U = 17	0,6714
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	8 \pm 12,12 [1 - 22] 3	16,14 \pm 17,15 [6 - 54] 7	U = 6	0,3051
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	23,37 \pm 20,82 [1 - 71] 16	29,96 \pm 24,05 [1 - 95] 27	U = 178	0,3461
<i>Cuculincola mutabilis</i>	25,89 \pm 21,43 [1 - 54] 9	93,62 \pm 85,62 [11 - 369] 24	U = 29	0,0014
<i>Cyrnea semilunaris</i>	2,83 \pm 1,47 [1 - 5] 6	4,94 \pm 4,85 [1 - 15] 16	U = 44,50	0,7964
<i>Dispharynx nasuta</i>	6,5 \pm 5,45 [1 - 14] 4	14,61 \pm 26,53 [1 - 82] 13	U = 21,50	0,6104
<i>Echinostoma</i> sp.	-----	2 \pm 1 [1 - 3] 3	-----	-----
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	1 \pm 0 [1] 5	1,62 \pm 1,06 [1 - 4] 8	U = 12,5	0,2723
<i>Heterakis brevispiculum</i>	-----	7,5 \pm 3,53 [5 - 10] 2	-----	-----
<i>Microtetrameres</i> sp.	2 \pm 0 [2] 1	4,43 \pm 2,44 [1 - 7] 7	-----	-----
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	4,4 \pm 6,54 [1 - 16] 5	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----
Schistorophinae (larvas)	-----	-----	-----	-----
<i>Skrjabinura spiralis</i>	-----	1 \pm 0 [1] 1	-----	-----
Spiruromorpha	-----	1 \pm 0 [1] 2	-----	-----
<i>Stomylotrema vicarium</i>	-----	2,5 \pm 2,12 [1 - 4] 2	-----	-----
<i>Strongyloides</i> sp.	4 \pm 2,83 [2 - 6] 2	49,67 \pm 91,45 [1 - 234] 6	-----	-----
<i>Subulura forcipata</i>	7,5 \pm 6,36 [3 - 12] 2	10 \pm 15,37 [1 - 60] 15	-----	-----
<i>Tanaisia magnicola</i>	-----	4,5 \pm 3,51 [1 - 8] 4	-----	-----
<i>Torquatoides crotophaga</i>	4,61 \pm 4,44 [1 - 15] 13	8,5 \pm 6,34 [1 - 27] 24	U = 87	0,0282

Tabela XXXIV. Teste de Mann-Whitney para a comparação da abundância de machos e fêmeas de anu-branco, *Guira guira*, com as espécies de parasitos encontradas. Os valores representam a média da abundância de parasitos \pm desvio padrão para cada classe (valores significativos estão salientados em negrito; P = probabilidade).

Espécie de helminto	Machos (n= 74)	Fêmeas (n= 46)	Mann-Whitney	P
<i>Aonchotheca bursata</i>	0,068 \pm 0,302	-----	-----	-----
<i>Aproctella stoddardi</i>	0,676 \pm 1,251	0,543 \pm 1,005	U = 1632,5	0,6509
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	0,824 \pm 2,534	2,978 \pm 9,027	U = 1564	0,2606
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	23,838 \pm 25,011	25,717 \pm 23,145	U = 1599,5	0,5798
<i>Cuculincola mutabilis</i>	26,486 \pm 32,680	53,913 \pm 75,277	U = 1357	0,059
<i>Cyrnea semilunaris</i>	1,311 \pm 2,245	2,087 \pm 3,657	U = 1629,5	0,672
<i>Dispharynx nasuta</i>	0,770 \pm 3,791	4,696 \pm 15,252	U = 1364,5	0,0178
<i>Echinostoma</i> sp.	0,068 \pm 0,416	0,130 \pm 0,542	U = 1638	0,3184
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	0,068 \pm 0,302	0,391 \pm 0,774	U = 1313	0,00052
<i>Heterakis brevispiculum</i>	0,014 \pm 0,116	0,326 \pm 1,634	U = 1650	0,2993
<i>Microtetrameres</i> sp.	1,459 \pm 3,818	0,717 \pm 1,846	U = 1519,5	0,1895
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	0,743 \pm 4,408	0,5 \pm 2,392	U = 1554	0,0802
Schistorophinae (larvas)	0,013 \pm 0,116	-----	-----	-----
<i>Skrjabinura spiralis</i>	-----	0,022 \pm 0,147	-----	-----
Spiruromorpha	0,014 \pm 0,116	0,043 \pm 0,206	U = 1651	0,3087
<i>Stomylotrema vicarium</i>	0,095 \pm 0,443	0,109 \pm 0,605	U = 1685	0,808
<i>Strongyloides</i> sp.	0,703 \pm 2,032	6,652 \pm 34,840	U = 1664,5	0,7551
<i>Subulura forcipata</i>	3,500 \pm 6,650	3,587 \pm 9,851	U = 1481,5	0,194
<i>Tanaisia magnicola</i>	0,541 \pm 3,133	0,391 \pm 1,570	U = 1627	0,3189
<i>Torquatoides crotophaga</i>	4,068 \pm 6,716	5,739 \pm 6,072	U = 1343,5	0,05067

Tabela XXXV. Teste de Mann-Whitney para a comparação da abundância de juvenis e adultos de anu-branco, *Guira guira*, com as espécies de parasitos encontradas. Os valores representam a média da abundância de parasitos \pm desvio padrão para cada classe (valores significativos estão salientados em negrito; P = probabilidade).

Espécie de helminto	Juvenis (n= 37)	Adultos (n= 83)	Mann-Whitney	P
<i>Aonchotheca bursata</i>	0,027 \pm 0,164	0,048 \pm 0,266	U = 1521	0,791
<i>Aproctella stoddardi</i>	0,459 \pm 1,145	0,699 \pm 1,166	U = 1262,5	0,0614
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	0,649 \pm 3,615	2,096 \pm 6,756	U = 1318	0,0619
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	14,622 \pm 17,364	28,988 \pm 25,599	U = 907	0,0003
<i>Cuculincola mutabilis</i>	13,568 \pm 19,460	47,446 \pm 61,614	U = 857,5	0,00009
<i>Cyrnea semilunaris</i>	1,081 \pm 1,479	1,843 \pm 3,300	U = 1457	0,6293
<i>Dispharynx nasuta</i>	1,000 \pm 2,625	2,843 \pm 11,904	U = 1510,5	0,8533
<i>Echinostoma</i> sp.	0,081 \pm 0,493	0,096 \pm 0,458	U = 1504,5	0,6109
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	0,216 \pm 0,479	0,181 \pm 0,587	U = 1436	0,3502
<i>Heterakis brevispiculum</i>	0,027 \pm 0,164	0,181 \pm 1,221	U = 1532	0,9413
<i>Microtetrameres</i> sp.	0,270 \pm 1,045	1,578 \pm 3,745	U = 1217	0,0159
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	2,054 \pm 6,604	0,024 \pm 0,154	U = 1278	0,0013
Schistorophinae (larvas)	-----	0,012 \pm 0,110	-----	-----
<i>Skrjabinura spiralis</i>	-----	0,012 \pm 0,110	-----	-----
Spiruromorpha	0,027 \pm 0,164	0,024 \pm 0,154	U = 1531	0,9247
<i>Stomylotrema vicarium</i>	0,135 \pm 0,585	0,084 \pm 0,474	U = 1524,5	0,8685
<i>Strongyloides</i> sp.	0,459 \pm 1,643	4,108 \pm 26,014	U = 1400	0,2354
<i>Subulura forcipata</i>	1,973 \pm 4,362	4,229 \pm 9,093	U = 1227,5	0,0561
<i>Tanaisia magnicolica</i>	0,676 \pm 4,110	0,398 \pm 1,630	U = 1469	0,3522
<i>Torquatooides crotophaga</i>	2,297 \pm 3,315	5,783 \pm 7,262	U = 947	0,0007

(U= 1278; p= 0,001), e os adultos apresentaram as espécies *Ce. tumidulus* (U= 907; p= 0,0003), *C. mutabilis* (U= 857,5; p= 0,00009), *Microtetrameres* sp. (U= 1217; p= 0,0159) e *T. crotophaga* (U= 947; p= 0,0007) como as mais abundantes. Somente as espécies Schistorophinae (larvas) e *Sk. spiralis* não foram testadas devido ao baixo número de ave juvenis.

Entre os machos juvenis e machos adultos (Tabela XXXVI), os machos adultos apresentaram as maiores abundâncias nas espécies *Ce. tumidulus* (U= 210,5; p= 0,0001), *C. mutabilis* (U= 357,5; p= 0,038) e *T. crotophaga* (U= 294,5; p= 0,004). As espécies *At. heterolecithodes*, *H. brevispiculum*, Schistorophinae (larvas), *Sk. spiralis* e Spiruromorpha não foram testadas devido ao baixo número de aves em uma das classes.

As fêmeas juvenis e fêmeas adultas foram comparadas em relação à abundância (Tabela XXXVII), e as larvas de *Physaloptera* (U= 190; p= 0,017) foram significativamente mais abundantes nas fêmeas juvenis. As fêmeas adultas foram mais abundantes nas espécies *C. mutabilis* (U= 83; p= 0,0001), *S. forcipata* (U= 147; p= 0,006) e *T. crotophaga* (U= 149; p= 0,019). As espécies *A. bursata*, *Echinostoma* sp., *H. brevispiculum*, Schistorophinae (larvas), *Sk. spiralis*, Spiruromorpha, *St. vicarium* e *Ta. magnicola* não foram testadas devido ao baixo número de aves em uma das classes.

4.5. Associações interespecíficas

4.5.1. Anu-preto, *Crotophaga ani*

Das 26 espécies de helmintos parasitos do anu-preto, 11 apresentaram prevalência $\geq 10\%$, *E. macroorchis*, *C. mutabilis*, *Ce. tumidulus*, *A. bursata*, *Ap. stoddardi*, *Cy. semilunaris*, *D. nasuta*, *Microtetrameres* sp., *Physaloptera* sp. (larvas), *S. forcipata* e *T. crotophaga*.

Tabela XXXVI. Teste de Mann-Whitney para a comparação da abundância de machos juvenis e machos adultos de anu-branco, *Guira guira*, com as espécies de parasitos encontradas. Os valores representam a média da abundância de parasitos \pm desvio padrão para cada classe (valores significativos estão salientados em negrito; P = probabilidade).

Espécie de helminto	Machos Juvenis (n= 19)	Machos Adultos (n= 55)	Mann-Whitney	P
<i>Aonchotheca bursata</i>	0,053 \pm 0,229	0,073 \pm 0,325	U = 521	0,9622
<i>Aproctella stoddardi</i>	0,474 \pm 1,307	0,745 \pm 1,236	U = 409	0,0943
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	-----	1,109 \pm 2,891	-----	-----
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	8,789 \pm 10,675	29,036 \pm 26,467	U = 210,5	0,0001
<i>Cuculincola mutabilis</i>	14,158 \pm 19,619	30,745 \pm 35,264	U = 357,5	0,0381
<i>Cyrnea semilunaris</i>	1,211 \pm 1,398	1,345 \pm 2,481	U = 468,5	0,4695
<i>Dispharynx nasuta</i>	0,579 \pm 1,071	0,836 \pm 4,362	U = 436,5	0,1191
<i>Echinostoma</i> sp.	0,158 \pm 0,688	0,036 \pm 0,270	U = 504	0,4151
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	0,158 \pm 0,501	0,036 \pm 0,189	U = 485,5	0,2426
<i>Heterakis brevispiculum</i>	0,053 \pm 0,229	-----	-----	-----
<i>Microtetrameres</i> sp.	0,421 \pm 1,387	1,818 \pm 4,308	U = 423,5	0,1233
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	2,842 \pm 8,513	0,018 \pm 0,135	U = 476	0,0922
Schistorophinae (larvas)	-----	0,018 \pm 0,135	-----	-----
<i>Skrjabinura spiralis</i>	-----	-----	-----	-----
Spiruromorpha	0,053 \pm 0,229	-----	-----	-----
<i>Stomylotrema vicarium</i>	0,263 \pm 0,806	0,036 \pm 0,189	U = 484,5	0,2302
<i>Strongyloides</i> sp.	0,474 \pm 1,837	0,782 \pm 2,105	U = 482,5	0,4405
<i>Subulura forcipata</i>	3,053 \pm 5,265	3,655 \pm 7,103	U = 522	0,9947
<i>Tanaisia magnicola</i>	1,316 \pm 5,735	0,273 \pm 1,420	U = 513	0,7308
<i>Torquatooides crotophaga</i>	1,316 \pm 1,565	5,018 \pm 7,522	U = 294,5	0,0042

Tabela XXXVII. Teste de Mann-Whitney para a comparação da abundância de fêmeas juvenis e fêmeas adultas de anu-branco, *Guira guira*, com as espécies de parasitos encontradas. Os valores representam a média da abundância de parasitos \pm desvio padrão para cada classe (valores significativos estão salientados em negrito; P = probabilidade).

Espécie de helminto	Fêmeas Juvenis (n= 18)	Fêmeas Adultas (n= 28)	Mann-Whitney	P
<i>Aonchotheca bursata</i>	-----	-----	-----	-----
<i>Aproctella stoddardi</i>	0,444 \pm 0,984	0,607 \pm 1,031	U = 221	0,3897
<i>Athesmia heterolecithodes</i>	1,333 \pm 5,168	4,036 \pm 10,772	U = 226,5	0,4264
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	20,778 \pm 20,969	28,893 \pm 24,274	U = 195,5	0,2031
<i>Cuculincola mutabilis</i>	12,944 \pm 19,839	80,250 \pm 85,780	U = 83	0,0001
<i>Cyrnea semilunaris</i>	0,944 \pm 1,589	2,821 \pm 4,389	U = 188,5	0,1219
<i>Dispharynx nasuta</i>	1,444 \pm 3,601	6,786 \pm 19,182	U = 195,5	0,1412
<i>Echinostoma</i> sp.	-----	0,214 \pm 0,686	-----	-----
<i>Eumegacetes macroorchis</i>	0,278 \pm 0,461	0,464 \pm 0,922	U = 242,5	0,7861
<i>Heterakis brevispiculum</i>	-----	0,536 \pm 2,081	-----	-----
<i>Microtetrameres</i> sp.	0,111 \pm 0,471	1,107 \pm 2,266	U = 201	0,0822
<i>Physaloptera</i> sp. (Larvas)	1,222 \pm 3,766	0,036 \pm 0,189	U = 190	0,017
Schistorophinae (larvas)	-----	-----	-----	-----
<i>Skrjabinura spiralis</i>	-----	0,036 \pm 0,189	-----	-----
Spiruromorpha	-----	0,071 \pm 0,262	-----	-----
<i>Stomylotrema vicarium</i>	-----	0,179 \pm 0,772	-----	-----
<i>Strongyloides</i> sp.	0,444 \pm 1,464	10,643 \pm 44,492	U = 223	0,3231
<i>Subulura forcipata</i>	0,833 \pm 2,875	5,357 \pm 12,175	U = 147	0,006
<i>Tanaisia magnicolica</i>	-----	0,643 \pm 1,985	-----	-----
<i>Torquatooides crotophaga</i>	3,333 \pm 4,298	7,286 \pm 6,593	U = 149	0,019

A presença de mais de uma espécie no mesmo órgão pode indicar a possibilidade de cooperação ou competição por espaço ou alimento. Para cada um dos pares de espécies em que ocorreu associação foi calculado o coeficiente de Jaccard (Tabela XXXVIII). O coeficiente variou de 1,79% (*E. macroorchis* e *Physaloptera* sp.) a 60,53% (*Ce. tumidulus* e *T. crotophaga*), a média entre os pares de espécies foi de 19,19% (DP=10,66%; n= 55). Destas 55 associações, 13 foram significativas, sendo cinco, significativas pelo teste Exato de Fisher, e ocorreu entre as espécies *E. macroorchis* e *A. bursata* (p= 0,0124; n= 4); *E. macroorchis* e *Physaloptera* sp. (p= 0,0064; n= 1); *E. macroorchis* e *S. forcipata* (p=0,0000; n= 4); *C. mutabilis* e *D. nasuta* (p= 0,0017; n= 3); *D. nasuta* e *Physaloptera* sp. (p=0,0397; n= 1). As demais associações foram significativas somente pelo teste do χ^2 (Tabela XXXVIII).

Observou-se que apenas o par de espécies *Ce. tumidulus* e *Physaloptera* sp. ($r_s= 0,7824$; p= 0,0075) apresentaram correlação positiva significativa em suas intensidades de infecção. Portanto, a correlação sendo significativa pode indicar influência mútua entre as espécies comparadas. E, sendo positiva, considerou-se que existiu suporte para hipótese de cooperação ou facilitação entre as espécies *Ce. tumidulus* e *Physaloptera* sp..

4.5.2. Anu-branco, *Guira guira*

Das 20 espécies de helmintos parasitos do anu-branco, 11 apresentaram prevalência $\geq 10\%$, *At. heterolecithodes*, *E. macroorchis*, *C. mutabilis*, *Ce. tumidulus*, *Ap. stoddardi*, *Cy. semilunaris*, *D. nasuta*, *Microtetrameres* sp., *Strongyloides* sp., *S. forcipata* e *T. crotophaga*. O coeficiente de Jaccard foi utilizado para determinar associação interespecífica entre estas espécies de helmintos (Tabela XXXIX). O coeficiente variou de 2,08% (*Microtetrameres* sp. e *Strongyloides* sp.) a 78,57% (*Ce. tumidulus* e *T. crotophaga*), a média entre os pares de espécies foi de 23,95% (DP=16,36%; n= 55). Destas 55 associações, 11 foram significativas, sendo três, significativas pelo teste Exato de Fisher (usado para amostras com $n \leq 5$), e ocorreu entre as espécies *E. macroorchis* e *Cy. semilunaris* (p= 0,0358; n= 4); *Cy. semilunaris* e

Strongyloides sp. ($p= 0,0012$; $n= 3$); e *Strongyloides* sp. e *Microtetrameres* sp. ($p= 0,0255$; $n= 1$). As demais associações foram significativas somente pelo teste do χ^2 (Tabela XXXIX).

Para as associações significativas pelo teste do χ^2 ou teste Exato de Fisher, foi realizada uma análise da intensidade de infecção pela correlação de Spearman, considerando os pares de espécies quando em co-ocorrência no mesmo hospedeiro. Observou-se que três associações apresentaram correlação positiva significativa em suas intensidades de infecção: *C. mutabilis* e *T. crotophaga* ($r_s= 0,3575$; $p= 0,0027$); *Ce. tumidulus* e *T. crotophaga* ($r_s= 0,2342$; $p=0,028$); *Cy. semilunaris* e *S. forcipata* ($r_s= 0,4398$; $p= 0,004$). Para as três situações as correlações foram positivas e significativas, existindo suporte para hipótese de cooperação ou facilitação entre as espécies.

4.6. Distribuição das espécies ao longo do trato gastrintestinal

O total de 27 espécies de helmintos encontradas parasitando o anu-preto e o anu-branco ocorreu nos seguintes órgãos: esôfago, proventrículo, moela, intestino delgado (duodeno e jejuno-íleo), cecos, intestino grosso, cloaca, bolsa de Fabricius, pulmões, coração, rins, fígado e cavidade abdominal (Tabela XL). Todas as espécies apresentaram um órgão com frequência relativa mais alta, provavelmente, constituindo o microhabitat de preferência da espécie. Todas as espécies que incluem o grupo dos digenéticos encontradas parasitando os anus foram específicas ao órgão de infecção (Tabela XL). As espécies de cestóide e acantocéfalo permaneceram inversamente distribuídas entre as porções do intestino, duodeno e jejuno-íleo, ou seja, a maioria dos cestóides (70,49%) foi encontrada parasitando a porção do duodeno, enquanto, os acantocéfalos (91,59%) foram encontrados nas porções intestinais do jejuno-íleo. Entre as espécies de nematóides, as larvas de *Physaloptera* sp. foram as menos específicas quanto a distribuição no hospedeiro, sendo encontradas no esôfago, moela, duodeno, jejuno-íleo, intestino grosso e cloaca.

Tabela XXXVIII. Coeficiente de Jaccard (%) entre as espécies de helmintos que co-ocorreram em anu-preto, *Crotophaga ani*, para a avaliação das associações interespecíficas onde: n= número de indivíduos infectados em ambas espécies; χ^2 = resultado do teste qui-quadrado, com correção de Yates, para cada associação interespecífica e seu nível de significância (p); r_s = correlação de Spearman entre as espécies que apresentaram o valor de qui-quadrado significativo (<0,05) com a respectiva probabilidade (p); valores em negrito são significativos.

Espécie 1	Espécie 2	n	Jaccard (%)	χ^2	p	Exato Fisher	r_s	p
<i>E. macroorchis</i>	<i>C. mutabilis</i>	9	13,23	1,426	0,2324	-----	-----	-----
<i>E. macroorchis</i>	<i>Ce. tumidulus</i>	33	33,33	1,127	0,2883	-----	-----	-----
<i>E. macroorchis</i>	<i>A. bursata</i>	4	6,15	5,584	0,0181	p= 0,0124	0,8165	0,1834
<i>E. macroorchis</i>	<i>Ap. stoddardi</i>	15	28,85	6,192	0,0128	-----	-0,2137	0,4445
<i>E. macroorchis</i>	<i>Cy. semilunaris</i>	7	10,94	1,634	0,2012	-----	-----	-----
<i>E. macroorchis</i>	<i>D. nasuta</i>	14	25	2,326	0,1272	-----	-----	-----
<i>E. macroorchis</i>	<i>Microtetrameres</i> sp.	4	7,84	0,161	0,6882	p= 0,5777	-----	-----
<i>E. macroorchis</i>	<i>Physaloptera</i> sp.	1	1,79	5,638	0,0176	p= 0,0064	*	
<i>E. macroorchis</i>	<i>S. forcipata</i>	4	4,71	21,578	<0,0001	p= 0,0000	0,7071	0,2928
<i>E. macroorchis</i>	<i>T. crotophaga</i>	32	32,99	1,026	0,3112	-----	-----	-----
<i>C. mutabilis</i>	<i>Ce. tumidulus</i>	25	23,58	3,446	0,0634	p= 0,0584	-----	-----
<i>C. mutabilis</i>	<i>A. bursata</i>	11	19,3	0,205	0,6504	-----	-----	-----
<i>C. mutabilis</i>	<i>Ap. stoddardi</i>	14	26,92	4,622	0,0316	-----	0,0078	0,9788
<i>C. mutabilis</i>	<i>Cy. semilunaris</i>	14	25	2,232	0,1352	-----	-----	-----
<i>C. mutabilis</i>	<i>D. nasuta</i>	3	4,54	8,02	0,0046	p= 0,0017	*	
<i>C. mutabilis</i>	<i>Microtetrameres</i> sp.	9	20	3,928	0,0475	-----	0,2078	0,5916

* não foi possível a correlação devido ao baixo valor do 'n'

Continuação da Tabela XXXVIII.

Espécie 1	Espécie 2	n	Jaccard (%)	χ^2	p	Exato Fisher	r_s	p
<i>C. mutabilis</i>	<i>Physaloptera</i> sp.	12	27,27	10,161	0,0014	-----	-0,1494	0,643
<i>C. mutabilis</i>	<i>S. forcipata</i>	20	29,41	2,13	0,1444	-----	-----	-----
<i>C. mutabilis</i>	<i>T. crotophaga</i>	34	36,17	5,135	0,0235	-----	0,2532	0,1484
<i>Ce. tumidulus</i>	<i>A. bursata</i>	21	20,59	0,781	0,377	-----	-----	-----
<i>Ce. tumidulus</i>	<i>Ap. stoddardi</i>	25	26,04	2,094	0,1478	-----	-----	-----
<i>Ce. tumidulus</i>	<i>Cy. semilunaris</i>	24	23,76	0,022	0,8821	-----	-----	-----
<i>Ce. tumidulus</i>	<i>D. nasuta</i>	26	26,53	0,543	0,4613	-----	-----	-----
<i>Ce. tumidulus</i>	<i>Microtetrameres</i> sp.	10	10,1	1,493	0,2218	-----	-----	-----
<i>Ce. tumidulus</i>	<i>Physaloptera</i> sp.	10	9,9	4,461	0,0347	-----	0,7824	0,0075
<i>Ce. tumidulus</i>	<i>S. forcipata</i>	35	32,41	2,077	0,1496	-----	-----	-----
<i>Ce. tumidulus</i>	<i>T. crotophaga</i>	69	60,53	0,016	0,8996	-----	-----	-----
<i>A. bursata</i>	<i>Ap. stoddardi</i>	6	11,54	0,062	0,8032	-----	-----	-----
<i>A. bursata</i>	<i>Cy. semilunaris</i>	10	19,23	0,511	0,4745	-----	-----	-----
<i>A. bursata</i>	<i>D. nasuta</i>	4	7,02	2,45	0,1175	p= 0,0924	-----	-----
<i>A. bursata</i>	<i>Microtetrameres</i> sp.	4	9,52	0,000	1,000	p= 1,000	-----	-----
<i>A. bursata</i>	<i>Physaloptera</i> sp.	6	14,29	0,349	0,5549	-----	-----	-----
<i>A. bursata</i>	<i>S. forcipata</i>	15	23,08	0,731	0,3924	-----	-----	-----
<i>A. bursata</i>	<i>T. crotophaga</i>	23	23,71	0,000	1,000	-----	-----	-----
<i>Ap. stoddardi</i>	<i>Cy. semilunaris</i>	9	17,65	0,254	0,614	-----	-----	-----

Continuação da Tabela XXXVIII.

Espécie 1	Espécie 2	n	Jaccard (%)	χ^2	p	Exato Fisher	r_s	p
<i>Ap. stoddardi</i>	<i>D. nasuta</i>	5	9,26	0,73	0,3927	p= 0,3309	-----	-----
<i>Ap. stoddardi</i>	<i>Microtetrameres</i> sp.	5	12,82	0,237	0,6264	p= 0,5250	-----	-----
<i>Ap. stoddardi</i>	<i>Physaloptera</i> sp.	7	17,95	1,933	0,1645	-----	-----	-----
<i>Ap. stoddardi</i>	<i>S. forcipata</i>	11	16,42	0,005	0,9418	-----	-----	-----
<i>Ap. stoddardi</i>	<i>T. crotophaga</i>	26	28,26	5,031	0,0249	-----	0,0394	0,8485
<i>Cy. semilunaris</i>	<i>D. nasuta</i>	8	14,54	0,012	0,9124	-----	-----	-----
<i>Cy. semilunaris</i>	<i>Microtetrameres</i> sp.	8	20	3,855	0,0496	-----	0,3861	0,3448
<i>Cy. semilunaris</i>	<i>Physaloptera</i> sp.	4	8,69	0,03	0,8623	p= 0,7775	-----	-----
<i>Cy. semilunaris</i>	<i>S. forcipata</i>	18	28,12	3,044	0,081	p= 0,0611	-----	-----
<i>Cy. semilunaris</i>	<i>T. crotophaga</i>	27	28,42	1,42	0,2333	-----	-----	-----
<i>D. nasuta</i>	<i>Microtetrameres</i> sp.	3	6,82	0,151	0,6976	p= 0,5595	-----	-----
<i>D. nasuta</i>	<i>Physaloptera</i> sp.	1	2,08	3,385	0,0658	p= 0,0397	*	
<i>D. nasuta</i>	<i>S. forcipata</i>	8	10,96	3,491	0,0617	p= 0,0560	-----	-----
<i>D. nasuta</i>	<i>T. crotophaga</i>	22	22,22	0,13	0,7179	-----	-----	-----
<i>Microtetrameres</i> sp.	<i>Physaloptera</i> sp.	4	13,33	0,684	0,4081	p= 0,2588	-----	-----
<i>Microtetrameres</i> sp.	<i>S. forcipata</i>	10	17,86	2,382	0,1228	-----	-----	-----
<i>Microtetrameres</i> sp.	<i>T. crotophaga</i>	15	16,48	2,404	0,121	-----	-----	-----
<i>Physaloptera</i> sp.	<i>S. forcipata</i>	12	21,43	4,303	0,0381	-----	0,3879	0,2128
<i>Physaloptera</i> sp.	<i>T. crotophaga</i>	12	12,5	0,349	0,5549	-----	-----	-----
<i>S. forcipata</i>	<i>T. crotophaga</i>	36	34,61	0,183	0,6689	-----	-----	-----

* não foi possível a correlação devido ao baixo valor do 'n'

Tabela XXXIX. Coeficiente de Jaccard (%) entre as espécies de helmintos que co-ocorreram em anu-branco, *Guira guira*, para a avaliação das associações interespecíficas onde: n= número de indivíduos infectados em ambas espécies; χ^2 = resultado do teste qui-quadrado, com correção de Yates, para cada associação interespecífica e seu nível de significância (p); r_s = correlação de Spearman entre as espécies que apresentaram o valor de qui-quadrado significativo (<0,05) com a respectiva probabilidade (p); valores em negrito são significativos.

Espécie 1	Espécie 2	n	Jaccard (%)	χ^2	p	Exato Fisher	r_s	p
<i>At. heterolecithodes</i>	<i>E. macroorchis</i>	6	18,75	3,026	0,0819	-----	-----	-----
<i>At. heterolecithodes</i>	<i>C. mutabilis</i>	15	16,67	0,011	0,9165	-----	-----	-----
<i>At. heterolecithodes</i>	<i>Ce. tumidulus</i>	20	18,18	0,125	0,7234	-----	-----	-----
<i>At. heterolecithodes</i>	<i>Ap. stoddardi</i>	7	13,21	0,028	0,8676	-----	-----	-----
<i>At. heterolecithodes</i>	<i>Cy. semilunaris</i>	8	11,27	0,629	0,4276	-----	-----	-----
<i>At. heterolecithodes</i>	<i>D. nasuta</i>	9	20,93	2,849	0,0915	-----	-----	-----
<i>At. heterolecithodes</i>	<i>Microtetrameres</i> sp.	5	11,11	0,057	0,8115	p= 1,000	-----	-----
<i>At. heterolecithodes</i>	<i>Strongyloides</i> sp.	6	17,14	1,662	0,1973	-----	-----	-----
<i>At. heterolecithodes</i>	<i>S. forcipata</i>	10	15,15	0,004	0,9519	-----	-----	-----
<i>At. heterolecithodes</i>	<i>T. crotophaga</i>	18	19,15	0,781	0,3767	-----	-----	-----
<i>E. macroorchis</i>	<i>C. mutabilis</i>	14	16,09	0,835	0,3607	-----	-----	-----
<i>E. macroorchis</i>	<i>Ce. tumidulus</i>	16	14,54	0,003	0,9578	-----	-----	-----
<i>E. macroorchis</i>	<i>Ap. stoddardi</i>	5	9,81	0,000	0,9968	p= 1,000	-----	-----

Continuação da Tabela XXXIX.

Espécie 1	Espécie 2	n	Jaccard (%)	χ^2	p	Exato Fisher	r_s	p
<i>E. macroorchis</i>	<i>D. nasuta</i>	7	17,07	1,59	0,2073	-----	-----	-----
<i>E. macroorchis</i>	<i>Microtetrameres</i> sp.	1	2,22	2,544	0,1107	p= 0,0690	-----	-----
<i>E. macroorchis</i>	<i>Strongyloides</i> sp.	3	8,82	0,055	0,8149	p= 0,9915	-----	-----
<i>E. macroorchis</i>	<i>S. forcipata</i>	4	5,88	2,991	0,0837	p= 0,0651	-----	-----
<i>E. macroorchis</i>	<i>T. crotophaga</i>	16	17,39	2,544	0,1107	-----	-----	-----
<i>C. mutabilis</i>	<i>Ce. tumidulus</i>	77	66,38	0,019	0,8902	-----	-----	-----
<i>C. mutabilis</i>	<i>Ap. stoddardi</i>	30	32,26	0,876	0,3494	-----	-----	-----
<i>C. mutabilis</i>	<i>Cy. semilunaris</i>	45	46,39	2,417	0,12	-----	-----	-----
<i>C. mutabilis</i>	<i>D. nasuta</i>	22	23,66	0,008	0,9275	-----	-----	-----
<i>C. mutabilis</i>	<i>Microtetrameres</i> sp.	27	31,39	8,323	0,0039	-----	0,1124	0,5767
<i>C. mutabilis</i>	<i>Strongyloides</i> sp.	14	15,56	0,000	1,000	-----	-----	-----
<i>C. mutabilis</i>	<i>S. forcipata</i>	45	47,87	5,754	0,0164	-----	0,0075	0,9612
<i>C. mutabilis</i>	<i>T. crotophaga</i>	68	63,55	3,127	0,077	-----	0,3575	0,0027
<i>Ce. tumidulus</i>	<i>Ap. stoddardi</i>	37	33,33	0,527	0,4678	-----	-----	-----
<i>Ce. tumidulus</i>	<i>Cy. semilunaris</i>	50	42,73	1,91	0,1669	-----	-----	-----
<i>Ce. tumidulus</i>	<i>D. nasuta</i>	30	27,27	0,94	0,3322	-----	-----	-----
<i>Ce. tumidulus</i>	<i>Microtetrameres</i> sp.	27	24,32	0,014	0,9069	-----	-----	-----
<i>Ce. tumidulus</i>	<i>Strongyloides</i> sp.	19	17,27	0,08	0,7772	-----	-----	-----
<i>Ce. tumidulus</i>	<i>S. forcipata</i>	47	40,17	2,436	0,1186	-----	-----	-----
<i>Ce. tumidulus</i>	<i>T. crotophaga</i>	88	78,57	12,802	0,0003	-----	0,2342	0,028
<i>Ce. semilunaris</i>	<i>Ap. stoddardi</i>	17	21,25	0,277	0,5985	-----	-----	-----

Continuação da Tabela XXXIX.

Espécie 1	Espécie 2	n	Jaccard (%)	χ^2	p	Exato Fisher	r_s	p
<i>Cy. semilunaris</i>	<i>D. nasuta</i>	11	14,11	2,113	0,146	-----	-----	-----
<i>Cy. semilunaris</i>	<i>Microtetrameres</i> sp.	24	38,09	16,376	< 0,0001	-----	-0,0354	0,8695
<i>Cy. semilunaris</i>	<i>Strongyloides</i> sp.	3	4	9,137	0,0025	p= 0,0012	*	
<i>Cy. semilunaris</i>	<i>S. forcipata</i>	41	56,94	26,033	< 0,0001	-----	0,4398	0,004
<i>Cy. semilunaris</i>	<i>T. crotophaga</i>	41	37,96	1,123	0,2893	-----	-----	-----
<i>D. nasuta</i>	<i>Microtetrameres</i> sp.	7	13,21	0,000	0,9968	-----	-----	-----
<i>D. nasuta</i>	<i>Strongyloides</i> sp.	5	10,87	0,035	0,852	p= 1,000	-----	-----
<i>D. nasuta</i>	<i>S. forcipata</i>	15	21,13	0,015	0,9028	-----	-----	-----
<i>D. nasuta</i>	<i>T. crotophaga</i>	23	23,23	0,000	0,9968	-----	-----	-----
<i>Microtetrameres</i> sp.	<i>Strongyloides</i> sp.	1	2,08	3,638	0,0565	p= 0,0255	*	
<i>Microtetrameres</i> sp.	<i>S. forcipata</i>	20	31,25	7,06	0,0079	-----	-0,0432	0,8563
<i>Microtetrameres</i> sp.	<i>T. crotophaga</i>	23	23,71	0,064	0,8001	-----	-----	-----
<i>Strongyloides</i> sp.	<i>S. forcipata</i>	5	7,14	3,249	0,0715	p= 0,0503	-----	-----
<i>Strongyloides</i> sp.	<i>T. crotophaga</i>	18	19,35	1,782	0,1818	-----	-----	-----
<i>S. forcipata</i>	<i>T. crotophaga</i>	37	33,94	3,244	0,0717	-----	-----	-----
<i>Ap. stoddardi</i>	<i>D. nasuta</i>	8	12,9	0,492	0,4831	-----	-----	-----
<i>Ap. stoddardi</i>	<i>Microtetrameres</i> sp.	11	19,3	0,24	0,6245	-----	-----	-----
<i>Ap. stoddardi</i>	<i>Strongyloides</i> sp.	9	18	1,094	0,2956	-----	-----	-----
<i>Ap. stoddardi</i>	<i>S. forcipata</i>	17	22,08	0,022	0,8834	-----	-----	-----
<i>Ap. stoddardi</i>	<i>T. crotophaga</i>	35	36,84	5,028	0,0249	-----	0,09	0,6073

* não foi possível a correlação devido ao baixo valor do 'n'

CONSIDERAÇÕES FINAIS

O estudo sobre a fauna helmintológica do anu-preto, *Crotophaga ani* e do anu-branco, *Guira guira* coletados nas estações de inverno e verão da região da Depressão Central do Estado do Rio Grande do Sul, permitiu a seguinte síntese:

- ✦ o total de 27 espécies de helmintos foram encontrados parasitando as duas espécies de anus estudadas;
- ✦ no anu-preto foi coletado o total de 2.899 helmintos, e intensidade média de infecção 24,16 helmintos/hospedeiro;
- ✦ no anu-branco foi coletado o total de 9.822 helmintos, e intensidade média de infecção 81,85 helmintos/hospedeiro;
- ✦ no anu-preto, *C. ani*, os digenéticos contribuíram com 8% (233) dos parasitos encontrados, parasitando 50 (41,67%) hospedeiros; os cestóides com 20% (572) parasitaram 38 (31,67%) hospedeiros; os acantocéfalos com 15% (441) parasitaram 93 (77,5%) hospedeiros; e os nematóides com 57% (1653) dos helmintos coletados, parasitando 116 (96,67%) hospedeiros;
- ✦ no anu-branco, *G. guira*, os digenéticos contribuíram com 3% (302) dos parasitos encontrados, parasitando 45 (37,5%) hospedeiros; os cestóides com 45% (4.440), parasitaram 84 (70%) hospedeiros; os acantocéfalos com 30% (2.947), parasitaram 109 (90,83%) hospedeiros; e os nematóides com 22% (2.133), parasitando 119 (99,17%) hospedeiros;
- ✦ nos dois cuculídeos estudados foram encontradas duas espécies de larvas de nematóides, uma identificada na subfamília Schistorophinae e outra no gênero *Physaloptera* sp.;
- ✦ a riqueza parasitária do anu-preto variou entre uma e nove (média 4,275) espécies de helmintos por hospedeiros;

♦ a helmintofauna do anu-preto apresentou 26 espécies: sete digenéticos (uma espécie não determinada de Leucochloridiidae, *Tanaisia magnicola*, *Psilolecithum* sp., *Athesmia heterolecithodes*, *Eumegacetes macroorchis*, *Prosthogonimus ovatus*, *Stomylotrema vicarium*), um cestóide (*Cuculincola mutabilis*), um acantocéfalo (*Centrorhynchus tumidulus*), e 17 espécies de nematóides (*Capillaria* sp., *Aonchotheca bursata*, uma espécie não determinada de Spiruromorpha, *Physaloptera* sp. (larvas), *Cyrnea semilunaris*, *Torquatoides crotophaga*, *Microtetrameres* sp., *Dispharynx nasuta*, uma espécie não determinada de Schistorophinae (larvas), *Aproctella stoddardi*, *Heterakis brevispiculum*, *Subulura forcipata*, *Subulura reclinata*, *Subulura* sp., *Skrjabinura spiralis*, *Strongyloides* sp. e *Trichostrongylus* sp.);

♦ a riqueza parasitária do anu-branco variou entre uma e oito (média 4,94) espécies de helmintos por hospedeiro;

♦ a helmintofauna do anu-branco apresentou 20 espécies: cinco digenéticos (*Tanaisia magnicola*, *Echinostoma* sp., *Athesmia heterolecithodes*, *Eumegacetes macroorchis*, *Stomylotrema vicarium*), um cestóide (*Cuculincola mutabilis*), um acantocéfalo (*Centrorhynchus tumidulus*), e 13 nematóides (*Aonchotheca bursata*, Spiruromorpha, *Physaloptera* sp. (larvas), *Cyrnea semilunaris*, *Torquatoides crotophaga*, *Microtetrameres* sp., *Dispharynx nasuta*, uma espécie não determinada de Schistorophinae (larvas), *Aproctella stoddardi*, *Heterakis brevispiculum*, *Subulura forcipata*, *Skrjabinura spiralis* e *Strongyloides* sp.);

♦ as espécies de helmintos que apresentaram maior prevalência foram o acantocéfalo *Ce. tumidulus* (77,5% e 90,837%, respectivamente) e o cestóide *C. mutabilis* (31,67% e 70%, respectivamente), comuns ao anu-preto e o anu-branco;

♦ entre os digenéticos, as espécies que apresentaram menor prevalência no anu-preto foram uma espécie não determinada de Leucochloridiidae (0,83%), *P. ovatus* (0,83%) e *Ta. magnicola* (0,83%), e no anu-branco *Ta. magnicola* (5,83%), *St. vicarium* (5%) e

Echinostoma sp. (4,17%); a espécie com maior prevalência no anu-preto foi *E. macroorchis* (32,5%), e as mais prevalentes no anu-branco foram *At. heterolecithodes* (17,5%) e *E. macroorchis* (14,17%);

- ♦ entre os nematóides, as espécies que apresentaram menor prevalência no anu-preto foram as larvas da subfamília Schistorophinae (0,83%), os espécimes da ordem Spiruromorpha (0,83%), *H. brevispiculum* (0,83%) e *Subulura* sp. (0,83%), e no anu-branco foram *Sk. spiralis* (0,83%) e as larvas da subfamília Schistorophinae (0,83%); a espécie de nematóide *T. crotophaga* foi a mais prevalente no anu-preto (75%) e no anu-branco (75,83%);

- ♦ a prevalência, entre os machos e fêmeas do anu-preto não diferiram significativamente para nenhuma espécie de helminto;

- ♦ os juvenis e os adultos de anu-preto, diferiram quanto à prevalência em cinco espécies de helmintos, *C. mutabilis*, *Ce. tumidulus*, *Ap. stoddardi*, *S. forcipata* e *T. crotophaga*, sendo que os juvenis apresentaram maior prevalência apenas na espécie *C. mutabilis* (80,95% vs. 73,68%), e os adultos foram mais prevalentes nas espécies *C. mutabilis* (45,61% vs. 19,05%), *Ap. stoddardi* (33,33% vs. 14,28%), *S. forcipata* (54,38% vs. 28,57%) e *T. crotophaga* (84,21% vs. 66,67%);

- ♦ no anu-branco, os machos e as fêmeas diferiram significativamente em duas espécies *E. macroorchis* e *D. nasuta*, sendo que as fêmeas apresentaram maior prevalência nas duas espécies, 28,26% vs. 5,41% e 36,96% vs. 18,92%, respectivamente;

- ♦ com relação aos juvenis e adultos do anu-branco, seis espécies apresentaram diferenças significativas *C. mutabilis*, *Ce. tumidulus*, *Ap. stoddardi*, *Microtetrameres* sp., *Physaloptera* sp. (larvas) e *T. crotophaga*. Somente os juvenis parasitados com as larvas de *Physaloptera* sp. apresentaram maior prevalência (18,92% vs. 2,41%), e em relação às outras espécies, a prevalência foi maior nos adultos;

✦ a intensidade de infecção e abundância média nos anus-pretos variaram de 1 a 15,05 e 0,0083 a 5,13, respectivamente, os valores mais elevados foram para *C. mutabilis* e *T. crotophaga*;

✦ a intensidade de infecção e abundância média nos anus-brancos variaram de 1 a 52,86 e 0,008 a 37, respectivamente, e os valores mais elevados foram para *C. mutabilis*;

✦ com relação à intensidade de infecção, não houve diferença significativa entre o número de helmintos dos machos e das fêmeas do anu-preto, mas entre os juvenis e os adultos, as diferenças significativas ocorreram nas espécies *C. mutabilis* e *T. crotophaga*, com maior intensidade nos adultos;

✦ com relação à abundância, entre os machos de anu-preto as espécies mais abundantes foram *C. mutabilis* e *Cy. semilunaris*, e entre as fêmeas foi a espécie *Ce. tumidulus*;

✦ quanto à abundância dos helmintos, as espécies mais abundantes entre os juvenis de anu-preto foram *Ap. stoddardi* e *D. nasuta*, e entre os adultos de anu-preto foram *C. mutabilis*, *S. forcipata* e *T. crotophaga*;

✦ no anu-branco, com relação à intensidade de infecção entre machos e fêmeas, as fêmeas apresentaram significativamente maior número de helmintos em *C. mutabilis*; e a intensidade de infecção entre os juvenis e adultos, ocorreu nos adultos para as espécies *Ce. tumidulus*, *C. mutabilis* e *T. crotophaga*;

✦ com relação à abundância, as fêmeas foram mais abundantes nas espécies *D. nasuta*, *E. macroorchis* e *T. crotophaga* que os machos de anu-branco; e os juvenis de anu-branco apresentaram as larvas de *Physaloptera* sp. como sendo as mais abundantes, e os adultos as espécies *Ce. tumidulus*, *C. mutabilis*, *Microtetrameres* sp. e *T. crotophaga* como sendo as mais abundantes;

✦ na análise da sazonalidade entre as espécies de helmintos do anu-preto, diferiram quanto à prevalência *E. macroorchis* (45% vs. 20%) e *Ap. stoddardi* (31,67% vs. 15%) que

apresentaram as maiores prevalências no inverno, e *A. bursata* (38,33% vs. 11,67%) no verão; o *Ce. tumidulus* apresentou maior intensidade de infecção no inverno; e quanto à abundância, as espécies *Ap. stoddardi*, *Ce. tumidulus* e *E. macroorchis* foram mais abundantes no inverno, e *A. bursata*, *Capillaria* sp. e *Cy. semilunaris* foram mais abundantes no verão;

♦ na análise da sazonalidade entre as espécies de helmintos do anu-branco, *Cy. semilunaris* apresentando maior prevalência no verão (61,67% vs. 35%); *Ce. tumidulus* apresentou maior intensidade de infecção no verão; e as espécies *Ce. tumidulus*, *Cy. semilunaris*, *Microtetrameres* sp. e *T. crotophaga* foram mais abundantes no verão que no inverno;

♦ os nematóides *Trichostrongylus tenuis*, *Heterakis brevispiculum* e *Dispharynx nasuta* foram registrados parasitando galinhas domésticas, *Gallus gallus*, e, neste estudo foram identificadas as espécies *D. nasuta*, *H. brevispiculum* e uma espécie indeterminada de *Trichostrongylus* sp. parasitando os cuculídeos, reforçando a hipótese das aves silvestres exporem as aves domésticas às novas espécies de parasitos;

♦ na análise de co-variância multivariada (MANCOVA), o anu-preto apresentou significativamente uma quantidade menor de espécimes das diferentes espécies de helmintos quando comparado com o anu-branco ($p \leq 0,001$), e considerando o sexo dos hospedeiros, os machos apresentaram uma abundância menor ($p=0,011$) de helmintos que as fêmeas, e em relação à maturidade sexual das aves, os juvenis apresentaram uma riqueza de espécies ($p \leq 0,001$) e abundância menor ($p \leq 0,001$) que os adultos, porém, a equabilidade ($p \leq 0,001$) foi maior, indicando que as espécies apresentaram abundâncias semelhantes;

♦ a estação do ano (inverno/verão) não apresentou influência na helmintofauna do anu-preto e do anu-branco ($p= 0,268$) através da análise de co-variância multivariada;

♦ o índice de diversidade de Shannon apresentou diferença significativa ($p < 0.0001$) entre todas as variáveis analisadas (espécie, sexo, grupo etário e estação), portanto, o anu-branco apresentou menor diversidade de espécies na amostra estudada;

♦ o índice de Simpson apresentou os maiores valores em todas as variáveis (espécie, sexo, grupo etário e estação) do anu-preto, então, quanto mais alto for o índice, maior a probabilidade dos indivíduos serem da mesma espécie, maior a dominância e menor a diversidade;

♦ as comunidades de helmintos do anu-preto e do anu-branco compartilham 19 espécies, o que resultou em 70,37% de similaridade pelo índice de Jaccard 0,7037 e pelo índice de Morisita 0,71467;

♦ a análise de similaridade (ANOSIM) constatou que não existe diferença na composição da comunidade de helmintos entre os sexos de nenhum dos hospedeiros ($R=0.0089$; $p=0.282$), mas existe diferença significativa entre as duas espécies ($R=0.0808$; $p<0.0001$), o grupo etário ($R=0.0837$; $p<0.0001$), e a estação ($R=0.0272$; $p=0.0033$);

♦ no anu-preto, as espécies *T. crotophaga*, *Ce. tumidulus*, *C. mutabilis*, *S. forcipata*, *E. macroorchis*, *D. nasuta*, *Cy. semilunaris*, *A. bursata*, *Microtetrameres* sp. e *Ap. stoddardi* foram consideradas espécies dominantes, pelo índice de Thul;

♦ em relação ao índice de Thul, quando calculado para os anos-pretos coletados nas estações (inverno e verão), seis espécies dominantes foram às mesmas nas duas estações, mas os nematóides *Cy. semilunares*, *A. bursata* e *Microtetrameres* sp. no inverno foram co-dominantes, e no verão, dominantes;

♦ no anu-branco, as espécies *C. mutabilis*, *Ce. tumidulus*, *T. crotophaga*, *S. forcipata*, *Cy. semilunaris* e *D. nasuta* foram consideradas espécies dominantes, pelo índice de Thul;

♦ o índice de Thul, quando calculado para os anos-brancos coletados nas estações (inverno e verão), quatro espécies dominantes foram às mesmas nas duas estações, mas os nematóides *Cy. semilunares* e *D. nasuta* no verão foram dominantes, e no inverno, co-dominantes, e o inverso aconteceu com *Strongyloides* sp.;

♦ no anu-preto, as espécies *Ce. tumidulus* e *T. crotophaga* foram consideradas centrais, esta classificação permaneceu igual quando as estações foram analisadas

separadamente, e *S. forcipata* como secundária, e as demais espécies como satélite; no inverno, *E. macroorchis* foi considerada secundária;

✦ no anu-branco, as espécies classificadas como centrais foram *Ce. tumidulus*, *T. crotophaga* e *C. mutabilis*; *Cy. semilunaris* e *S. forcipata* como secundárias, e as demais como satélite, porém, quando as estações foram analisadas separadamente, *Ce. tumidulus* permaneceu como central nas duas estações, mas *C. mutabilis* e *T. crotophaga*, como central e secundária, respectivamente, no inverno, e no verão ocorreu o oposto;

✦ para as 27 espécies de helmintos encontradas nos anus, a maioria apresentou padrão agregado, pelo índice de Dispersão, com exceção de *Echinostoma* sp., *Psilolecithum* sp., *Spiruromorpha*, *Sk. spiralis*, *Su. reclinata* e *Trichostrongylus* sp., que apresentaram padrão uniforme, e Schistorophinae (Larvas) e *A. bursata*, padrão aleatório, e pelo índice de Green, padrão agregado;

✦ o peso dos machos e das fêmeas, e dos juvenis e dos adultos de anu-preto, diferiram significativamente entre si;

✦ o tamanho dos machos e das fêmeas, e dos juvenis e dos adultos de anu-preto, diferiram significativamente entre si;

✦ o peso dos machos e das fêmeas de anu-branco não diferiram significativamente entre si; mas o peso dos juvenis e dos adultos diferiram;

✦ com relação ao tamanho dos machos e das fêmeas de anu-branco não diferiram significativamente, mas o tamanho dos juvenis em relação aos adultos diferiu significativamente;

✦ a correlação de Spearman entre o peso dos hospedeiros e o número de espécimes de helmintos que parasitavam cada hospedeiro, o anu-preto e o anu-branco apresentaram correlação significativa e positiva;

✦ a correlação entre o peso dos hospedeiros e o número de espécimes de helmintos, no anu-preto foi positiva e não significativa nos seguintes grupos: machos adultos ($r_s = 0,1319$;

$p= 0,4299$; $n= 38$), machos juvenis ($r_s= 0,263$; $p= 0,1106$; $n= 38$), fêmeas adultas ($r_s= 0,2687$; $p= 0,266$; $n= 19$), e as fêmeas juvenis apresentaram correlação negativa e não significativa ($r_s= -0,1256$; $p= 0,5496$; $n= 25$);

- ♦ no anu-branco, a correlação entre o peso dos hospedeiros e o número de espécimes de helmintos, foi positiva e não significativa para os machos adultos ($r_s= 0,0386$; $p= 0,7794$; $n= 55$) e as fêmeas adultas ($r_s= 0,0592$; $p= 0,7649$; $n= 28$), e a correlação foi negativa e não significativa nos machos juvenis ($r_s= -0,0193$; $p= 0,9374$; $n= 19$), e positiva e significativa nas fêmeas juvenis ($r_s= 0,6949$; $p= 0,0014$; $n= 18$);

- ♦ a correlação de Spearman entre a intensidade de infecção pelo acantocéfalo, *Ce. tumidulus*, e o peso dos anu-pretos foi negativa e não significativa ($r_s= -0,0597$; $p= 0,5695$; $n= 93$), e a correlação foi negativa e não significativa entre os machos adultos de anu-preto ($r_s= -0,1248$; $p= 0,5352$; $n= 27$) e as fêmeas juvenis ($r_s= -0,1135$; $p= 0,6061$; $n= 23$), e positiva e não significativa entre os machos juvenis ($r_s= 0,1191$; $p= 0,5461$; $n= 28$) e as fêmeas adultas ($r_s= 0,0821$; $p= 0,7713$; $n= 15$);

- ♦ o anu-branco apresentou correlação positiva e significativa ($r_s= 0,2678$; $p= 0,0048$; $n= 109$) entre a intensidade de infecção pelo *Ce. tumidulus* e o peso dos hospedeiros, e entre os machos adultos ($r_s= 0,0471$; $p= 0,7377$; $n= 53$), machos juvenis ($r_s= 0,2503$; $p= 0,4094$; $n= 13$) e fêmeas juvenis ($r_s= 0,3146$; $p= 0,2352$; $n= 16$) do anu-branco, a correlação foi positiva e não significativa, e a correlação foi positiva e significativa ($r_s= 0,4265$; $p= 0,0265$; $n= 27$) para as fêmeas adultas;

- ♦ entre as associações interespecíficas das espécies de helmintos encontradas no anu-preto, as espécies *Ce. tumidulus* e *Physaloptera* sp. ($r_s= 0,7824$; $p= 0,0075$) apresentaram correlação positiva significativa em suas intensidades de infecção, sugerindo a existência de cooperação ou facilitação entre estas espécies;

- ♦ entre as associações interespecíficas das espécies de helmintos encontradas no anu-branco, três associações apresentaram correlação positiva significativa em suas intensidades

de infecção: *C. mutabilis* e *T. crotophaga* ($r_s = 0,3575$; $p = 0,0027$); *Ce. tumidulus* e *T. crotophaga* ($r_s = 0,2342$; $p = 0,028$); *Cy. semilunaris* e *S. forcipata* ($r_s = 0,4398$; $p = 0,004$), existindo suporte para hipótese de cooperação ou facilitação entre estas espécies.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ACCORDI, I.A. 2003. Contribuição ao conhecimento ornitológico da campanha gaúcha. **Atualidades Ornitológicas 112**: 1-12.
- AMATO, J.F.R.; S.B. AMATO; P.B. ARAUJO & A.F. QUADROS. 2003. First report of pigmentation dystrophy in terrestrial isopods, *Atlantoscia floridana* (van Name) (Isopoda, Oniscidea), induced by larval acanthocephalans. **Revista Brasileira de Zoologia 20** (4): 711-716.
- AMATO, S.B. & J.F.R. AMATO. 2006. *Belostoma dilatatum* (Dufour) (Hemiptera, Belostomatidae) hosting metacercariae of *Stomylotrema vicarium* (Digenea, Stomylotrematidae) in southern Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia 23** (1): 307-310.
- AMATO, S.B. & J.F.R. AMATO. 2008. Técnicas gerais para coleta e preparação de helmintos endoparasitos de aves. In: VON MATTER, S. *et al.* **Ornitologia e Conservação: Ciência Aplicada, Técnicas de Pesquisa e Levantamento**. Rio de Janeiro, Editora Technical Books. No prelo.
- AMIN, O.M. 1985. Classification, p. 27-72. In: D.W.T.CROMPTON & B.B. NICKOL (eds). **Biology of the Acanthocephala**. Cambridge, Cambridge University Press, xi + 519p.
- ANDERSON, R.C. 1957. Taxonomic studies on the genera *Aproctella* Cram, 1931 and *Carinema* Pereira and Vaz, 1933 with a proposal for a new genus *Pseudaproctella* n.gen. **Canadian Journal of Zoology 35**: 25-33.
- _____. 1958. Méthode pour l'examen des nematodes en vue apicale. **Annales de Parasitologie Humaine et Comparée 33**: 171-172.
- _____. 2000. **Nematode Parasites of Vertebrates: Their Development and Transmission**. CAB International, Cambridge, xiii + 578 p.
- ANDERSON, R.C. & R.S. FREEMAN. 1969. *Cardiofilaria inornata* (Anderson, 1956) from woodcock with a review of *Cardiofilaria* and related genera (Nematoda: Filarioidea). **Transactions of the American Microscopy Society 88**: 68-79.

- ANDERSON, R.C. & O. BAIN. 1976. Nº 3. Keys to genera of the order Spirurida. Part III. Diplostrianoidea, Aprocotoidea and Filarioidea, p. 59-116. In: R.C. ANDERSON, A.G. CHABAUD & S. WILLMOTT (eds). **CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates**. CAB International, Wallingford.
- ANDERSON, R.C.; A.G. CHABAUD & S. WILLMOTT. (eds). 1974-1983. **CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates**. Keys 1-10. Farnham Royal, Bucks, Commonwealth Agricultural Bureaux.
- ARRUDA, V.S; R.M. PINTO & L.C. MUNIZ-PEREIRA. 2001. New host and geographical records for helminths parasites of Ardeidae (Aves, Ciconiiformes) in Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia** **18** (supl. 1): 225-232.
- ASHOUR, A.A.; J.W. LEWIS & S.E. AHMED. 1994. Two new species of *Eumegacetes* Looss, 1900 (Digenea: Eumegacetidae) from Egyptian birds. **Journal of the Egyptian Society of Parasitology** **24** (3): 543-552.
- AYRES, M.; M. AYRES JR.; D.L. AYRES & A.S. SANTOS. 2005. **BioEstat 4.0. Aplicações estatísticas nas áreas das Ciências Biológicas e Médicas**. Belém, Sociedade Civil Mamirauá, MCT, Imprensa Oficial do Estado do Pará, xii + 324p.
- BARRETO, A.L.B. 1919. Sobre as espécies brasileiras da sub-família Subulurinae Travassos, 1914. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **2**: 10-70.
- BARTLETT, C.M. & R.C. ANDERSON. 1987. *Lemdana wernaarti* n. sp. and other filarioid nematodes from *Bubo virginianus* and *Asio otus* (Strigiformes) in Ontario, Canada, with a revision of *Lemdana* and a key to avian filarioid genera. . **Canadian Journal of Zoology** **65**: 1100-1109.
- BARTMANN, A. & S.B. AMATO. 2009. *Dispharynx nasuta* (Nematoda: Acuariidae) em *Guira guira* e *Crotophaga ani* (Cuculiformes: Cuculidae) no Estado do Rio Grande do Sul, Brasil. **Ciência Rural** **39** (4): 1141-1147.
- BARUŠ, V. 1966a. Nemátodos parasites de aves en cuba. Parte I. **Poeyana** **22**: 1-37.

- _____. 1966b. Parasitic nematodes of birds in Czechoslovakia. I. Hosts: Columbiformes, Piciformes, Falconiformes and Strigiformes. **Folia Parasitologica** **13**: 7-27.
- BARUŠ, V. & T.P. SERGEEVA. 1990. A new genus of capillariids from birds, ornithocapillaria gen. n. (Nematoda: Capillariidae). **Folia Parasitologica** **37**: 237-248.
- BASIR, M.A. 1948. On a Physaloptera larva from an insect. **Canadian Journal of Research** **26**: 197-200.
- BAUER, A.; E.R. HAINE; M.J. PERROT-MINNOT & T. RIGAUD. 2005. The acanthocephalan parasite *Polymorphus minutus* alters the geotactic and clinging behaviours of two sympatric amphipod hosts: the native *Gammarus pulex* and the invasive *Gammarus roeseli*. **The Zoological Society of London** **267**: 39-43.
- BEAVER, P. 1937. Experiments on regeneration in the Trematode, *Echinostoma revolutum*. **Journal of Parasitology** **15** (1): 423-424.
- BECK, J.W. & M. BEVERLEY-BURTON. 1968. The pathology of *Trichuris*, *Capillaria* and *Trichinella* infections. **Helminthological Abstracts** **37** (1): 1-26.
- BEGON, M.; C.R. TOWNSEND & J.L. HARPER. 2006. **Ecology from Individuals to Ecosystems**. Oxford, Blackwell Publishing Ltd, 4ª edição, 759p.
- BELTZER, A.H. 1995. Biología alimentaria del pirincho *Guira guira* (Aves: Cuculidae) em el valle alluvial del Río Paraná medio, Argentina. **Revista de Ecología Latinoamericana** **2** (1-3): 13-18.
- BELTON, W. 2003. **Aves do Rio Grande do Sul: Distribuição e Biologia**. São Leopoldo, Editora Unisinos, 584p.
- BENCKE, G.A. 2001. **Lista de Referências das Aves do Rio Grande do Sul**. Porto Alegre, Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul, 102p.
- BENCKE, G.A.; C.S. FONTANA; R.A. DIAS & J.K.F. MÄHLER. 2003. Aves, p. 189-479. *In*: C.S. FONTANA; G.A. BENCKE & R.E. REIS (eds). **Livro Vermelho da Fauna Ameaçada de Extinção no Rio Grande do Sul**. Porto Alegre, EDIPUCRS, 632p.

- BITZ, M.M.N.; A. MARTÍNEZ; E.H. RESOAGLI & M.I.O. ROTT. 1997. Lesiones histopatológicas producidas por *Dispharynx nasuta* (Nematoda: Acuariidae) em *Numida meleagris* (Aves: Numididae). **Veterinaria Argentina** **14** (136): 401-404.
- BLANCHARD, L. & J.S. QUINN. 2001. The characterization of microsatellite loci in the communally breeding smooth-billed ani (*Crotophaga ani*). **Molecular Ecology** **1**: 152-154.
- BODDEKE, R. 1960a. The life history of *Prosthogonimus ovatus* Rudolphi. I. Experiments in birds. **Tropical and Geographical Medicine** **12**: 263-292.
- _____. 1960b. The life history of *Prosthogonimus ovatus* Rudolphi. II. The intermediate hosts. **Tropical and Geographical Medicine** **12**: 363-377.
- _____. 1960c. The life history of *Prosthogonimus ovatus* Rudolphi. III. Taxonomy and economical aspects. **Tropical and Geographical Medicine** **12**: 378-387.
- BONA, F.V. 1994. Family Dilepididae Railliet & Henry, 1909, p. 443-554. In: L.F. KHALIL, A. JONES & R.A. BRAY (eds). **Keys to the Cestode Parasites of Vertebrates**. Cambridge, University Press, xiii + 751.
- BRANDOLINI, S.V.P.; S.B. AMATO & A.A. PEREIRA. 1997. Relacionamento de *Tanaisia bragai* (Digenea, Eucotylidae) e seu hospedeiro intermediário, *Subulina octona* (Gastropoda, Subulinidae) sob condições experimentais. **Parasitologia al Dia** **21**: 109-113.
- BRANDOLINI, S.V.P. & S.B. AMATO. 2006. Desenvolvimento larval de *Paratanaisia bragai* (Santos) (Digenea, Eucotylidae) sob condições experimentais. **Revista Brasileira de Zoologia** **23** (4): 1097-1100.
- BRASIL, M.C. & S.B. AMATO. 1992. Faunistic analysis of the helminths of sparrows (*Passer domesticus* Linnaeus, 1758) captured in Campo Grande, Rio de Janeiro, RJ. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **87**: 43-48.
- BRAY, R.A.; D.I. GIBSON & A. JONES. 2008. **Keys to the Trematoda, Volume 3**. Wallingford, CABI Publishing, xiv + 824p.

- BRAY, R.A. 2008. Superfamily Microphalloidea Ward, 1901, p. 447-450. *In*: D.I. GIBSON, A. JONES & R.A. BRAY (eds). **Keys to the Trematoda, Volume 3**. Wallingford, CABI Publishing, xiv + 824p.
- BRENER, B.; R. TORTELLY; R.C. MENEZES; L.C. MUNIZ-PEREIRA & R.M. PINTO. 2006. Prevalence and pathology of the nematode *Heterakis gallinarum*, the trematode *Paratanaisia bragai*, and the protozoan *Histomonas meleagridis* in the turkey, *Meleagris gallopavo*. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **101** (6): 677-681.
- BRENES, R.R. & G. ARROYO. 1962. Helminths of the República de Costa Rica XX. Algunos tremátodos de aves silvestres. **Revista de Biología Tropical** **10** (2): 205-227.
- BRENES, R.R.; G. ARROYO & G. MUÑOZ. 1966. Helminths of the República de Costa Rica XXI. Algunos tremátodos de aves silvestres 2. **Revista de Biología Tropical** **14** (1): 123-132.
- BROOKS, D.R. & E.P. HOBERG. 2000. Triage for the biosphere: the need and rationale for taxonomic inventories and phylogenetic studies of parasites. **Comparative Parasitology** **68**: 1-25.
- BROWER, J.E. & J.H. ZAR. 1984. **Field & laboratory methods for general ecology**. 2 ed. Wm. C. Brown Publishers, Dubuque, Iowa, 226p.
- BURGER, J. & M. GOCHFELD. 2001. Smooth-billed ani (*Crotophaga ani*) predation on butterflies in Mato Grosso, Brazil: risk decreases with increased group size. **Behavioral Ecology and Sociobiology** **49**: 482-492.
- BUSH, A.O. 1990. Helminth communities in avian hosts: determinants of pattern, p. 197-232. *In*: G.W. ESCH, A.O. BUSH & J.M. AHO (eds) **Parasite Communities: Patterns and Processes**, New York, Chapman & Hall, xi + 335p.
- BUSH, A.O. & D.J. FORRESTER. 1976. Helminths of the white ibis in Florida. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington** **43** (1): 17-23.
- BUSH, A.O. & J.C. HOLMES. 1986. Intestinal helminthes of lesser scaup ducks: patterns of association. **Canadian Journal of Zoology** **64**: 132-141.

- BUSH, A.O.; J. AHO & C.R. KENNEDY. 1990. Ecological versus phylogenetic determinants of helminth parasite community richness. **Evolution and Ecology** 4: 1-20.
- BUSH, A.O.; K.D. LAFFERTY; J.M. LOTZ & A.W. SHOSTAK. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis *et al.* revisited. **Journal of Parasitology** 83: 575-583.
- BUSH, A.O.; J.C. FERNÁNDEZ; G.W. ESCH & J.R. SEED. 2001. **Parasitism: The diversity and ecology of animal parasites**. Cambridge University Press, 566p.
- BYRD, E.E.; A.K. PRESTWOOD; F.E. KELLOG & R.W. HEARD. 1967. New hosts and locality records for the large liver fluke, *Athesmia heterolecithodes* (Braun, 1899) Looss, 1899 (Dicrocoeliidae) of birds and mammals. **Journal of Parasitology** 53: 1116-1117.
- CALLEGARI-JACQUES, S.M. 2003. **Bioestatística: princípios e aplicações**. Porto Alegre, Artmed, 255p.
- CALVETE, C.; R. ESTRADA; J. LUCIENTES; A. ESTRADA & I. TELLETXEIA. 2003. Correlatos of helminth community in the red-legged partridge (*Alectoris rufa* L.) in Spain. **Journal of Parasitology** 89 (3): 445-451.
- CALVETE, C.; J.A. BLANCO-AGUIAR; E. VIRGÓS; S. CABEZAS-DÍAZ & R. VILLAFUERTE. 2004. Spatial variation in helminth community structure in the red-legged partridge (*Alectoris rufa* L.): effects of definitive host density. **Parasitology** 129: 101-113.
- CANARIS, A.G. & J.M. KINSELLA. 1998. Helminth parasite communities in four species of shorebirds (Charadriidae) on King Island, Tasmania. **Papers and Proceedings of the Royal Society of Tasmania** 132: 49-57.
- CANAVAN, W.P.N. 1929. Nematode parasites of vertebrates in the Philadelphia zoological garden and vicinity. **Nematode Parasites of Vertebrates** 21: 63-105.
- CHABAUD, A.G. 1975a. N° 3. Keys to genera of the order Spirurida. Part I. Camallanoidea, Dracunculoidea, Gnathostomatoidea, Physalopteroidea, Rictularioidea and Thelazioidea, p. 1-27. *In*: R.C. ANDERSON, A.G. CHABAUD & S. WILLMONTT (eds) **CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates**. CAB International, Wallingford.

- _____. 1975b. N° 3. Keys to genera of the order Spirurida. Part II. Spiruroidea, Habronematoidea and Acuarioidea, p. 29-58. *In*: R.C. ANDERSON, A.G. CHABAUD & S. WILLMONTT (eds) **CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates**. CAB International, Wallingford.
- _____. 1978. N° 6. Keys to genera of the superfamilies Cosmocercoidea, Seuratoidea, Heterakoidea and Subuluroidea, p. 1-71. *In*: R.C. ANDERSON, A.G. CHABAUD & S. WILLMONTT (eds) **CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates**. CAB International, Wallingford.
- CHAPIN, F.S. III; E.S. ZAVALA; V.T. EVINER; R.L. NAYLOR; P.M. VITOUSEK; H.L. REYNOLDS; D.U. HOOPER; S. LAVOREL; O.E. SALA; S.E. HOBBIE; M.C. MACK & S. DÍAZ. 2000. Consequences of changing biodiversity. **Nature** **405**: 234-242.
- CHENG, T.C 1973. **General Parasitology**. New York, Academic Press, 965p.
- CLARKE, K. R. (1993). Non-parametric multivariate analysis of changes in community structure. *Australian Journal of Ecology* **18**, 117-143.
- COLWELL, R.K. 2008. **EstimateS: Statistical estimation of species richness and shared species from samples**. Version 8.0. User's Guide and application published at: <http://purl.oclc.org/estimates>.
- COMITÊ BRASILEIRO DE REGISTROS ORNITOLÓGICOS (CBRO). 2008. **Listas das aves do Brasil**. Versão: 05/10/2008. Disponível em <<http://www.cbro.org.br>>. Acessado em: 22 jun 2009.
- COSTA, H.M.A.; A.C.R. LEITE; M.P. GUIMARÃES & W.S. LIMA. 1986. Distribuição de helmintos parasitos de animais domésticos no Brasil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia** **38**: 465-579.
- CRAM, E.B. 1927. Bird parasites of the nematode suborders Strongylata, Ascaridata and Spirurata. **United States National Museum Bulletin** **140**: xviii+456p.

- _____. 1929. A new roundworm parasites, *Strongyloides avium*, of the chicken with observations on its life history and pathogenicity. **The North American Veterinarian 10**: 27-30.
- CRAM, E.B. & E.E. WEHR. 1934. The status of species of *Trichostrongylus* of birds. **Parasitology 26**: 335-339.
- CREMONTE, F.; G.T. NAVONE & J.A. ETCHEGOIN. 1999. A new species of *Sciadiocara* Skrjabin, 1916 (Nematoda: Acuariidae) parasitic in shorebirds in Argentina. **Systematic Parasitology 42**: 213-217.
- CUCKLER, A.C. & J.E. ALICATA. 1944. The life history of *Subulura brumpti*, a cecal nematode of poultry in Hawaii. **Transactions of the American Microscopy Society 63**: 345-357.
- DAVIS, D.E. 1942. The phylogeny of social nesting habits in the Crotophaginae. **The Quarterly Review of Biology 17**: 115-134.
- DIDYK, A.S.; A.G. CANARIS & J.M. KINSELLA. 2007. Intestinal helminths of the spotted sandpiper, *Actitis macularius* (L.), during fall migration in new Brunswick, Canada, with a checklist of helminths reported from this host. **Comparative Parasitology 74** (2): 359-363.
- DIGIANI, M.C. 2000. Digeneans and cestodes parasitic in the white-faced ibis *Plegadis chili* (Aves: Threskiornithidae) from Argentina. **Folia Parasitologica 47**: 195-204.
- _____. 2002. Belostomatidae (Insecta: Heteroptera) as intermediate hosts of digenetic trematodes. **Comparative Parasitology 69** (1): 89-92.
- DIMITROVA, Z.M. & D.I. GIBSON. 2005. Some species of *Centrorhynchus* Lühe, 1911 (Acanthocephala: Centrorhynchidae) from the collection of the Natural History Museum, London. **Systematic Parasitology 62**: 117-134.
- DOERKSEN, G.P. 1969. Variation in collar spine number of *Echinostoma revolutum* from the Muskrat. **Journal of Parasitology 55** (2): 380.

- DOVE, A.D.M. & T.H. CRIBB. 2006. Species accumulation curves and their applications in parasite ecology. **Trends in Parasitology** **22** (12): 568-574.
- DURETTE-DESSET, M.C. 1983. N° 10. Keys to genera of the superfamily Trichostrongyloidea, p. 1-68. *In*: R.C. ANDERSON & A.G. CHABAUD (eds) **CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates**. CAB International, Wallingford.
- DURIGAN, G. 2006. Métodos para análise de vegetação arbórea, p. 455-479. *In*: L. CULLEN JR., R. RUDRAN & VALLADARES-PÁDUA (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, 665p.
- ESCH, G.W.; J.W. GIBBONS & J.E. BOURQUE. 1975. Analysis of the relationship between stress and parasitism. **American Midland Naturalist** **93**: 339-353.
- ESCH, G.W.; A.W. SHOSTAK; D.J. MARCOGLIESE & T.M. GOATER. 1990. Patterns and processes in helminth parasite communities: an overview, p. 1-19. *In*: G.W. ESCH, A.O. BUSH & J.M. AHO (eds.) **Parasite Communities: Patterns and Processes**, New York, Chapman & Hall, xi + 335p.
- FEDYNICH, A.M.; D.B. PENCE & J.F. BERGAN. 1997. Helminth community structure and pattern in sympatric populations of double-crested and neotropical cormorants. **Journal of the Helminthological Society of Washington** **64** (2): 176-182.
- FERRER, D.; R. MOLINA; C. ADELANTADO & J.M. KINSELLA. 2004. Helminths isolated from the digestive tract of diurnal raptors in Catalonia, Spain. **The Veterinary Record** **154** (1): 17-20.
- FONTANA, C.S.; G.A. BENCKE & R.E. REIS. 2003. **Livro Vermelho da Fauna Ameaçada de Extinção no Rio Grande do Sul**. Porto Alegre, EDIPUCRS, 632p.
- FORRESTER, D.J. & A.O. BUSH. 1975. Parasites of Florida Sandhill Cranes, *Grus Canadensis pratensis*. **Journal of Parasitology** **63** (3): 547-548.

FRANCO, S.R.N.S. 1965. Nota sobre trematódeos eucotilídeos (Trematoda, Eucotylidae).

Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 63: 59-65.

FREITAS, J.F.T. 1951. Revisão da família Eucotylidae Skrjabin, 1924 (Trematoda). **Memórias**

do Instituto Oswaldo Cruz 49: 33-123.

_____. 1956. Notas sobre “Heterakidae” Railliet & Henry, 1914 (Nematoda, Subuluroidea).

Revista Brasileira de Biologia 16 (4): 461-482.

_____. 1962. Notas sobre o gênero *Athesmia* Looss, 1899. **Arquivos do Museu Nacional**

52: 85-104.

FREITAS, J.F.T. & J.L. ALMEIDA. 1934. Novo nematódeo parasita de *Gallus domesticus* L., no

Brasil: *Capillaria bursata* n. sp. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 28: 273-275.**

_____. 1936. Notas sobre *Strongyloides* das aves domesticas. **Revista do Departamento**

Nacional da Produção Animal 3: 1-9.

FREITAS, J.F.T. & J.M. MENDONÇA. 1959. Nota prévia sobre nova *Capillaria* parasita de

jandaia (Nematoda, Trichuroidea). **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro 3**

(1): 2-3.

FREITAS, J.F.T.; J.M. MENDONÇA & J.P. GUIMARÃES. 1959. Sobre algumas espécies do gênero

Capillaria Zeder, 1800 (Nematoda, Trichuroidea) parasitas de aves. **Memórias do**

Instituto Oswaldo Cruz 57 (1): 17-32.

FREITAS, A.V.L; R.B. FRANCINI & K.S. BROWN JR. 2006. Insetos como indicadores

ambientais, p. 125-151. *In: L. CULLEN JR., R. RUDRAN & VALLADARES-PÁDUA (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, 665p.

FRIED, B. & R. TOLEDO. 2004. Criteria for species determination in the “*Revolutum*” group of

Echinostoma. **Journal of Parasitology 90 (4): 917.**

- GARDNER, S.L. & M.L. CAMPBELL. 1992. Parasites as probes for biodiversity. **Journal of Parasitology** **78** (4): 596-600.
- GAULY, M.; A. KANAN; H. BRANDT; S. WEIGEND; E. MOORS & G. ERHARDT. 2008. Genetic resistance to *Heterakis gallinarum* in two chicken layer lines following a single dose infection. **Veterinary Parasitology** **155**: 74-79.
- GAUNT, A.S. & L.W. ORING. 1999. **Recomendações para o Uso de Aves silvestres em Pesquisa**. Washington, The Ornithological Council, 115p.
- GEORGE, R.R. & E.G. BOLEN. 1975. Endoparasites of black-bellied whistling ducks in southern Texas. **Journal of Wildlife Diseases** **11**: 17-22.
- GUERRERO, R. 1971. Helminths de la hacienda "El Limon", D. F. Venezuela. I. **Memorias de la Sociedad de Ciencias Naturales La Salle** **31**: 175-230.
- GIBSON, D.I.; A. JONES & R.A. BRAY. 2002. **Keys to the Trematoda – Volume 1**, Wallingford, CABI Publishing, xiv + 521p.
- GLASS, J.W.; A.M. FEDYNICH; M.F. SMALL & S.J. BENN. 2002. Helminth community structure in an expanding white-winged dove (*Zenaida asiatica asiatica*) population. **Journal of Wildlife Diseases** **38** (1): 68-74.
- GLIESCH, R. 1930. Lista das aves colligidas e observadas no Estado do Rio Grande do Sul. **Egatea** **15** (5): 276-292.
- GLOBE, F.C. & H.L. KUNZ. 1945. The genus *Dipharynx* (Nematoda: Acuariidae) in Galliform and Passeriform birds. **Journal of Parasitology** **31**: 323-331.
- GNÉDINA, M.P. 1933. Sur un nematode nouveau dès oiseaux: *Skrjabinura spiralis* n. g. n. sp. **Annales de Parasitologie** **11** (3): 180-184.
- GOMES, D.C.; R.C. MENEZES; R. TORTELLY & R.M. PINTO. 2005. Pathology and first occurrence of the kidney trematode *Paratanaisia bragai* (Santos, 1934) Freitas, 1959 (Digenea: Eucotyliidae) in *Phasianus colchicus* L., 1758, from Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **100** (3): 285-288.

- GORDON, H.M. & H.V. WHITLOCK. 1939. A new technique for counting nematode eggs in sheep faeces. **Journal of the Council for Scientific and Industrial Research** **12**: 50-52.
- GOTTDENKER, N.L.; T. WALSH; H. VARGAS; J. MERKEL; G.U. JIMÉNEZ; R.E. MILLER; M. DAILEY & P.G. PARKER. 2005. Assessing the risks of introduced chickens and their pathogens to native birds in the Galápagos Archipelago. **Biological Conservation** **126**: 429-439.
- GREEN, R.H. 1966. Measurement of non-randomness in spatial distributions. **Researches in Populations Ecology** **8**: 1-7.
- GUPTA, S.P. 1960. Nematode parasites of vertebrates oh east Pakistan V. Spirurid Nematodes. **Canadian Journal of Zoology** **38**: 575-584.
- HALL, J.E. 1960. Some Lecithodendriid metacercariae from Indiana and Michigan. **Journal of Parasitology** **46**: 309-315.
- HAMMER, O., D.A.T. HARPER & P. D. RYAN, 2001. PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. *Palaeontologia Electronica* 4(1): 9pp. http://palaeo-electronica.org/2001_1/past/issue1_01.htm.
- HANSKI, I. 1982. Dynamics of regional distribution: the core and satellite species hypothesis. **Oikos** **38**: 210-221.
- HASSOUNI, T. & D. BELGHYTI. 2006. Distribution of gastrointestinal helminths in chicken farms in the Gharb region, Marocco. **Parasitology Research** **99**: 181-183.
- HILL, M.O. 1973. Diversity and evenness: a unifying notation and its consequences. **Ecology** **54** (2): 427-432.
- HINOJOS, J.G. & A.G. CANARIS. 1988. Metazoan parasites of *Himantopus mexicanus* Muller (Aves) from southwestern Texas, with a checklist of helminth parasites from North America. **Journal of Parasitology** **74**: 326-331.
- HOLMES, J.C. 1987. The structure of helminth communities. **International Journal for Parasitology** **17**: 203-208.

- HOLMES, J.C. & P.W. PRICE. 1986. Communities of parasites, p. 187-213. *In*: J. KIKKAWA & D.J. ANDERSON (eds) **Community Ecology: Pattern and Process**. Melbourne, Blackwell Scientific Publications, 432p.
- HUGHES, J.M. 1996. Phylogenetic analysis of the Cuculidae (Aves, Cuculiformes) using behavioral and ecological characters. **The Auk** **113** (1): 10-22.
- _____. 2000. Monophyly and phylogeny of cuckoos (Aves, Cuculidae) inferred from osteological characters. **Zoological Journal of the Linnean Society** **130**: 263-307.
- _____. 2003. Phylogeny of cooperatively breeding cuckoos (Cuculidae, Crotophaginae) based on mitochondrial gene sequences. **Naturwissenschaften** **90**: 231-233.
- HUMASON, G.L. 1972. **Animal tissue techniques**. San Francisco, W.H. Freeman, 641p.
- INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA (IBGE). 2008. **Estados**. Disponível em <<http://www.ibge.gov.br>>. Acessado em: 20 nov 2008.
- INGLIS, W.G. 1965. The nematodes parasitic in the gizzard of birds: A study in morphological convergence. **Journal of Helminthology** **39**: 207-224.
- _____. 1967. The relationship of the nematode superfamily Seuratoidea. **Journal of Helminthology** **41**: 115-136.
- JAISSWAL, G.P. & T. VASUDEV. 1960. Studies on the avian trematodes, belonging to the genus *Eumegacetes* Looss, 1900. **Zeitschrift fur Parasitenkunde** **20**: 175-190.
- JAISSWAL, G.P. & R.A. HUMAYUN. 1973. Investigation on the trematode fauna of Hyderabad, A.P., Part II. Parasites of birds – (D). *Eumegacetes (Anterovitellum) centropius* sp.n. from “coucal”, the crow-pheasant, *Centropus sinensis*. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington** **40**: 52-56.
- JANSEN JR., J. & E.VAN DEN BROEK. 1963. Parasites of zoo-animals in the Netherlands and exotic animals II. **Bijdragen tot de Dierkunde** **36**: 65-68.
- JOHN, J.L. 1995. Parasites and the avian spleen: helminths. **Biological Journal of the Society** **54**: 87-106.

- JOHNSTON, T.H. & P.M. MAWSON. 1941a. Some nematodes from Australian birds of prey. **Transactions of the Royal Society of South Australia** **65**: 30–35.
- _____. 1941b. Some nematode parasites of Australian birds. **Proceedings of the Linnean Society of New South Wales** **66**: 250–256.
- JOHNSON, K.P.; S.M. GOODMAN & S.M. LANYON. 2000. A phylogenetic study of the Malagasy Couas with insights into cuckoo relationships. **Molecular Phylogenetics and Evolution** **14** (3): 436-444.
- JONES, A.; R.A. BRAY & D.I. GIBSON. 2005. **Keys to the Trematoda, Volume 2**. Wallingford, CABI Publishing, xiv + 745p.
- JONES, A. 2008. Family Prosthogonimidae Lühe, 1909, p. 577-590. *In*: D.I. GIBSON, A. JONES & R.A. BRAY (eds). **Keys to the Trematoda, Volume 3**. Wallingford, CABI Publishing, xiv + 824p.
- KANEV, I. 1994. Life-cycle, delimitation and redescription of *Echinostoma revolutum* (Froelich, 1802) (Trematoda: Echinostomatidae). **Systematic Parasitology** **28**: 125-144.
- KANEV, I.; V. RADEV & B. FRIED. 2002a. Superfamily Cyclocoeloidea Stossich, 1902, p. 127-130. *In*: D.I. GIBSON, A. JONES & R.A. BRAY (eds). **Keys to the Trematoda, Volume 1**. Wallingford, CABI Publishing, xiv + 521p.
- _____. 2002b. Family Eucotylidae Cohn, 1904, p. 147-152. *In*: D.I. GIBSON, A. JONES & R.A. BRAY (eds). **Keys to the Trematoda, Volume 1**. Wallingford, CABI Publishing, xiv + 521p.
- KARYAKARTE, P.P. 1969. On two species of *Eumegacetes* (Trematoda: Lecithodendriidae) from the common myna, *Acridotheres tristis* (Linnaeus) in India with a note on the systematic position of the genus. **Rivista di Parassitologia** **30** (1): 31-34.

- KELLER, D.G. & J.L.B. ARAUJO. 1992. Ciclo evolutivo de *Paratanaisia bragai* (Santos, 1934) (Trematoda: Eucotylidae) com novo hospedeiro intermediário no Brasil: *Leptinaria unilamellata* (D'Orbigny, 1835) (Gastropoda: Pulmonata: Subulinidae) em condições de laboratório. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária** 1 (2): 89-92.
- KENNEDY, C.R. 2006. **Ecology of the Acanthocephala**. Cambridge, Cambridge University Press, 249p.
- KHALIL, L.F.; A. JONES & R.A. BRAY. 1994. **Keys to the Cestode Parasites of Vertebrates**. Wallingford, CAB International, xiii + 751p.
- KOHN, A.; U. BUHRNHEIM & H.M.A. COSTA. 1972. Infestação natural de *Echinostoma revolutum* (Froelich, 1802) (Trematoda, Echinostomatidae) em porco doméstico. **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro** 16 (1): 5-6.
- KOHN, A. & B.M.M. FERNANDES. 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): 309-325.
- KOSTADINOVA, A. 2005a. Family Echinostomatidae Looss, 1899, p. 9-64. *In*: A. JONES, R.A. BRAY & D.I. GIBSON (Eds). **Keys to the Trematoda, Volume 2**. Wallingford, CABI Publishing, v + 745p.
- _____. 2005b. Family Psilostomidae Looss, 1900, p. 99-118. *In*: A. JONES, R.A. BRAY & D.I. GIBSON (Eds). **Keys to the Trematoda, Volume 2**. Wallingford, CABI Publishing, v + 745p.
- KOSTADINOVA, A. & A. JONES. 2005. Superfamily Echinostomatoidea Looss, 1899, p. 5-8. *In*: A. JONES, R.A. BRAY & D.I. GIBSON (Eds). **Keys to the Trematoda, Volume 2**. Wallingford, CABI Publishing, v + 745p.
- KRASNOLOBOVA, T.A. 1961. Life cycle of *Prosthogonimus cuneatus* (Rud., 1809) infecting domestic fowl. **Helminthologia** 3: 183-192.
- KREBS, C.J. 1998. **Ecological Methodology**. California, Benjamin/Cummings Imprint. 620p.

- LA RUE, G.R. 1957. The classification of digenetic Trematoda: a review and a new system. **Experimental Parasitology** **6**: 306-344.
- LALITHA, C.M. & V.S. ALWAR. 1960. Parasites of domestic ducks (*Anas boschas domesticus*) in Madras (A preliminary note). **The Indian Veterinary Journal** **38**: 179-181.
- LAMOTHE-ARGUMEDO, R.; J. FALCÓN-ORDAZ; L. GARCÍA-PRIETO & J. FERNÁNDEZ-FERNÁNDEZ. 2005. A new Dicrocoeliid (Digenea: Dicrocoeliinae) parasite of rodents from Tlaxcala, Mexico. **Journal of Parasitology** **91** (6): 1410-1412.
- LED, J.E. & E. BRANDETTI. 1970. Presencia de *Capillaria bursata* (Freitas y Almeida, 1934) en *Gallus gallus*. **Revista de Medicina Veterinária** **51**: 139-140.
- LEOK, C.S.; I. INOUE; T. SATO; M. HARITANI; N. TANIMURA & K. OKADA. 2002. Morphology of the oviduct fluke, *Prosthogonimus ovatus*, isolated from Indonesian native chickens and histopathological observation of the infected chickens. **Journal of Veterinary Medical Science** **64** (12): 1129-1131.
- LEWIS, P.D.JR. 1974. Helminths from terrestrial molluscs in Nebraska. III. Life cycle of *Urogonimus certhiae* (McIntosh, 1927) Kagan, 1952 (Digenea: Leucochloridiidae). **Journal of Parasitology** **60**: 256-259.
- LEY, P. & M. BLAXTER. 2002. Systematic position and phylogeny, p. 1-30. *In*: D.L. LEE (ed.). **The Biology of Nematodes**. London, Taylor & Francis, v + 635p.
- LONE, M.M.; V.S. ALWAR & C.M. LALITHA. 1971. Studies on helminths of domestic ducks in Madras. **Indian Veterinary Journal** **48**: 543-545.
- LÓPEZ-NEYRA, C.R. 1947. Géneros y especies nuevas o mal conocidas de Capillarinae. **Revista Ibérica de Parasitología** **7** (2): 191-238.
- LOTZ, J.M. & W.F. FONT. 2008a. Family Eumegacetidae Travassos, 1922, p. 501-504. *In*: D.I. GIBSON, A. JONES & R.A BRAY (eds). **Keys to the Trematoda, Volume 3**. Wallingford, CABI Publishing, xiv + 824p.

- _____. 2008b. Family Stomylotrematidae Poche, 1926, p. 599-602. *In*: D.I. GIBSON, A. JONES & R.A. BRAY (eds). **Keys to the Trematoda, Volume 3**. Wallingford, CABI Publishing, xiv + 824p.
- LUDWIG, J.A. & J.F. REYNOLDS. 1988. **Statistical Ecology: a primer on methods and computing**. New York, John Wiley & Sons, 337p.
- LUQUE, J.L.; J.F.R. AMATO & R.M. TAKEMOTO. 1996a. Comparative analysis of the communities of metazoan parasites of *Orthopristis ruber* and *Haemulon steindachneri* (Osteichthyes: Haemulidae) from the southeastern Brazilian littoral: I. Structure and influence of the size and sex of hosts. **Revista Brasileira de Biologia** **56** (2): 279-292.
- _____. 1996b. Comparative analysis of the communities of metazoan parasites of *Orthopristis ruber* and *Haemulon steindachneri* (Osteichthyes: Haemulidae) from the southeastern Brazilian littoral: II. Diversity, interspecific associations, and distribution of gastrointestinal parasites. **Revista Brasileira de Biologia** **56** (2): 293-302.
- LUPPI, M.M.; A.L. MELO; R.O.C. MOTTA; M.C.C. MALTA; C.H. GARDINER & R.L. SANTOS. 2007. Granulomatous nephritis in psittacines associated with parasitism by the trematode *Paratanaisia* spp. **Veterinary Parasitology** **146**: 363-366.
- MACEDO, R.H. 1992. Reproductive patterns and social organization of the communal *Guira* cuckoo (*Guira guira*) in central Brazil. **The Auk** **109** (4): 786-799.
- MACHADO, D.A.F. 1940. Pesquisas helmintológicas realizadas no Estado de Mato Grosso – Acanthocephala. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **35** (3): 593-601.
- _____. 1941. Sobre alguns acantocéfalos provenientes do Estado de Mato Grosso. **Revista Brasileira de Biologia** **1** (1): 57-61.
- MACKO, J.K.; V. BIROVÁ & J. HOVORKA. 1974a. The distribution of *Dispharynx nasuta* and the morphology of *D. resticula* in free-living birds in Cuba. **Helminthologia** **15**: 865-880.
- _____. 1974b. On the variability of *Dispharynx nasuta* (Rudolphi, 1819) in Cuba. **Helminthologia** **15**: 881-903.

- MACKO, J.K. 1993. *Stomylotrema spasskii* Sobolev, 1946 (Stomylotrematidae, Trematoda) recorded for the first time from *Gallinago media* (Charadriiformes) in the Carpathian region. **Helminthologia** **30**: 147-148.
- MACKO, J.K.; M. ŠPAKULOVÁ & J.C. CASANOVA. 1999. Morphology and taxonomy of *Stomylotrema* (Digenea: Stomylotrematidae) representatives from ciconiiform and podicipediform birds in Cuba. **Folia Parasitologica** **46**: 185-190.
- MAGURRAN, A.E. 1988. **Ecological Diversity and its Measurement**. Princeton, Princeton University Press, x + 179p.
- _____. 2004. **Measuring Biological Diversity**. Oxford, Blackwell Publishing Company, 256p.
- MALDONADO, J.F. 1945. The life cycle of *Tamerlania bragai* Santos, 1934 (Eucotylidae) a kidney fluke of domestic pigeons. **Journal of Parasitology** **31**: 306-314.
- MAPELI, E.B.; A.A. NASCIMENTO; M.P.J. SZABÓ & J.H. TEBALDI. 2003. Infecções naturais por helmintos em perdizes (*Rhynchotus rufescens* Temminck, 1815) de cativo, no município de Jaboticabal, Estado de São Paulo. **Arquivos do Instituto de Biologia** **70**: 415-418.
- MARGOLIS, L.; G.W. ESCH; J.C. HOLMES; A.M. KURIS & G.A. SCHAD. 1982. The use of ecological terms in Parasitology (report of the ad hoc committee of The American Society of Parasitologists). **Journal of Parasitology** **68** (1): 131-133.
- MARTINS, F.C. & R.J. DONATELLI. 2001. Estratégia alimentar de *Guira guira* (Cuculidae, Crotophaginae) na região centro-oeste do Estado de São Paulo. **Ararajuba** **9** (2): 89-94.
- MAWSON, P. M. 1960. *Seuratinema* Johnston and Mawson, 1941, synonyme de *Skrjabinema* Gnedina, 1933. **Annales de Parasitologie Humaine et Comparee** **35**: 430-431.
- MAWSON, P.M. 1977. The genus *Microtetrameres* Travassos (Nematoda, Spirurida) in Australian birds. **Records of the South Australian Museum** **17** (14): 239-259.

- _____. 1979. Some Tetrameridae (Nematoda: Spirurida) from Australian birds. *Transactions of the Royal Society of South Australia* 103 (7): 177-184.
- MCLAUGHLIN, J.D. 2001. **EMAN – Protocols for Measuring Biodiversity: Parasites of Birds**. Montreal, Canadian Society of Zoologists, 84p.
- MELO-JÚNIOR, T.A.; M.F. VASCONCELOS; G.W. FERNANDES & M.A. MARINI. 2001. Bird species distribution and conservation in Serra do Cipó, Minas Gerais, Brazil. **Bird Conservation International** 11: 189-204.
- MELO, A.S. 2006. Diversidade de macroinvertebrados em riachos, p. 69-90. In: L. CULLEN JR., R. RUDRAN & VALLADARES-PÁDUA (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, 665p.
- MENEZES, R.C.; D.G.JR. MATTOS; R. TORTELLY; L.C. MUNIZ-PEREIRA; R.M. PINTO & D.C. GOMES. 2001. Trematodes of tree range reared guinea fowls (*Numida meleagris* Linnaeus, 1758) in the state of Rio de Janeiro, Brazil: morphology and pathology. **Avian Pathology** 30: 209-214.
- MONTEIRO, C.M.; J.F.R. AMATO & S.B. AMATO. 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. 1982. Proposal of a new systematic arrangement of nematodes of the family Capillariidae. **Folia Parasitologica** 29: 119-132.
- MORAVEC, F.; J. PROKOPIC & A.V. SHLIKAS. 1987. The biology of nematodes of the family Capillariidae Neveu-Lemaire, 1936. **Folia Parasitologica** 34: 39-56.
- MORGAN, B.B. 1943. The Physalopterinae (Nematoda) of aves. **Transactions of the American Microscopy Society** 62 (1): 72-80.

- NASCIMENTO, A.A.; J.H. TEBALDI; R.C. ANTUNES & I.G. ARANTES. 1992. Espécies de *Subulura* Molin, 1860 (Nematoda; Subuluroidea) parasites de Tinamidae nos Estados de São Paulo e Mato Grosso do Sul. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária** **1** (2): 93-95.
- NASIR, L.A.P. & M.T. DÍAZ. 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**: 224-230.
- NAVARRO, P.; J. LLUCH & E. FONT. 2005. The component helminth community in six sympatric species of Ardeidae. **Journal of Parasitology** **91** (4): 775-779.
- NOGUESEROLA, M.L.; P. NAVARRO & J. LLUCH. 2002. Helminths parasites of Ardeidae in Valencia (España). **Anales de Biología** **24**: 139-144.
- ONIKI, Y.; J.M. KINSELLA & E.O. WILLIS. 2002. *Pelecitus helycinus* Railliet & Henry, 1910 (Filarioidea, Dirofilarinae) and other nematode parasites of Brazilian birds. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **97** (4): 597-598.
- OSTROWSKI DE NÚÑEZ, M. 1978. Zum Entwicklungszyklus von *Stomylotrema vicarium*. **Angewandte Parasitologie** **19**: 208-213.
- PEET, R.K. 1974. The measurement of species diversity. **Annual Review of Ecology and Systematics** **5**: 285-307.
- PENCE, D.B. & S. CASTO. 1976. *Torquatoides crotophaga* Williams, 1929 (Nematoda: Spiruridae: Habronematidae), from cuculiform birds in Texas. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington** **43**: 24-28.
- PEREIRA, C. & Z. VAZ. 1933. *Carinema carinii* n. gen. e n. sp. de Filarideo parasito do corrupião (*Xanthornus* sp.) pássaro fringilliformes. **Revista de Biologia e Higiene** **4** (2): 56-58.

- PETROCHENKO, V.I. 1971. **Acanthocephala of Domestic and Wild Animals. Volume II.** Jerusalem, Israel Program for Scientific Translations, U.S. Department of Agriculture & The National Science Foundation, 487p.
- PINTO, R.M. & D. NORONHA. 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, R.M. & D.C. GOMES. 1976. Contribuição ao conhecimento da fauna helmintológica da região Amazônica – cestóides. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **74** (1): 53-64.
- PINTO, R.M.; J.J. VICENTE; D. NORONHA & S.P. FÁBIO. 1991. New records for the nematodes *Ascaridia columbae* (Gmelin) Travassos, *Acuaria mayori* Lent, Freitas & Proença and *Aproctella stoddardi* Cram in Brazilian birds, with redescription of the species. **Revista Brasileira de Zoologia** **8**: 1-6.
- PINTO, R.M.; J.J. VICENTE & D. NORONHA. 1994. Nematode parasites of Brazilian accipitrid and falconid birds (Falconiformes). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **89**: 359–362.
- _____. 1996. Nematode parasites of Brazilian piciformes birds: A general survey with description of *Procyrnea anterovulvata* n. sp. (Habronematoidea: Habronematidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **91**: 479–487.
- _____. 1997. Nematode parasites of Brazilian corvid birds (Passeriformes): a general survey with a description of *Viktorocara brasiliensis* n. sp. (Acuariidae, Schistorophinae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **92** (2): 209-214.
- PINTO, R.M.; R.C. MENEZES & D.C. GOMES. 2004a. First report of five nematode species in *Phasianus colchicus* Linnaeus (Aves, Galliformes, Phasianidae) in Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia** **21** (4): 961-970.

- PINTO, R.M.; R.C. MENEZES & R. TORTELLY. 2004b. Systematic and pathologic study of *Paratanaisia bragai* (Santos, 1934) Freitas, 1959 (Digenea, Eucotylidae) infestation in ruddy ground dove *Columbina talpacoti* (Temminck, 1811). **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia** **56** (4): 472-479.
- PINTO, R.M.; M. KNOFF; C.T. GOMES & D. NORONHA. 2006. Helminths of the Spotted Nothura, *Nothura maculosa* (Temminck, 1815) (Aves, Tinamidae) in South America. **Parasitologia Latinoamericana** **61**: 152-159.
- POINAR, G. JR. & A.J. BOUCOT. 2006. Evidence of intestinal parasites of dinosaurs. **Parasitology** **133** (2): 245-249.
- POJMAŃSKA, T. 1969. Specific criteria in the genus *Leucochloridium* Carus, 1835, emend. Kagan, 1952. **Acta Parasitologica Polonica** **16** (22): 185-192.
- _____. 2002a. Superfamily Brachylaimoidea Joyeux & Foley, 1930, p. 31-36. *In*: D.I. GIBSON, A. JONES & R.A BRAY (eds). **Keys to the Trematoda, Volume 1**. Wallingford, CABI Publishing, xiv + 521p.
- _____. 2002b. Family Brachylaimidae Joyeux & Foley, 1930, p. 37-44. *In*: D.I. GIBSON, A. JONES & R.A BRAY (eds). **Keys to the Trematoda, Volume 1**. Wallingford, CABI Publishing, xiv + 521p.
- _____. 2002c. Family Leucochloridiidae Poche, 1907, p. 47-52. *In*: D.I. GIBSON, A. JONES & R.A BRAY (eds). **Keys to the Trematoda, Volume 1**. Wallingford, CABI Publishing, xiv + 521p.
- _____. 2008. Family Dicrocoeliidae Looss, 1899, p. 233-260. *In*: D.I. GIBSON, A. JONES & R.A BRAY (eds). **Keys to the Trematoda, Volume 3**. Wallingford, CABI Publishing, xiv + 824p.
- POULIN, R. 1998. **Evolutionary Ecology of Parasites**. London, Chapman & Hall, 212p.
- _____. 1999. The intra- and interspecific relationships between abundance and distribution in helminth parasites of birds. **Journal of Animal Ecology** **68**: 719-725.

- _____. 2001. Interactions between species and the structure of helminth communities. **Parasitology** **122**: S3-S11.
- _____. 2004. Parasites and the neutral theory of biodiversity. **Ecography** **27**: 119-123.
- POULIN, R. & S. MORAND. 2004. **Parasite Biodiversity**. Washington, Smithsonian Books, viii + 216p.
- PRENTER, J.; C. MACNEIL; J.T.A. DICK & A.M. DUNN. 2004. Roles of parasites in animal invasions. **Trends in Ecology and Evolution** **19** (7): 385-390.
- PRICE, P.W. 1990. Host populations as resources defining parasite community organization, p. 21-40. *In*: G.W. ESCH, A.O. BUSH & J.M. AHO (eds) **Parasite Communities: Patterns and Processes**, New York, Chapman & Hall, xi + 335p.
- PROJETO RADAM BRASIL. 1986. Folha SH. 22 Porto Alegre e parte das Folhas SH. 21 Uruguaiana e SI. 22 Lagoa Mirim: geologia, geomorfologia, pedologia, vegetação, uso potencial da terra. Rio de Janeiro: IBGE, v. 33. Informações geradas pelo Projeto Radam de 1982 – 83.
- PUGA, S. & P. TORRES. 1999. Helminths parasites of *Eupsophus roseus* (Anura: Leptodactylidae) from southern Chile. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **94** (6): 725-726.
- QUENTIN, J.C.; C. SEUREAU & S.D. KULO. 1986. Cycle biologique de *Tetrameres* (*Microtetrameres*) *inermis* (Linstow, 1879) nématode Tetrameridae parasite du Tisserin *Ploceus aurantius* au Togo. **Annales de Parasitologie Humaine et Comparée** **61**: 321-332.
- RAO, K.H. & R. MADHAVI. 1961. Metacercaria of *Eumegacetes* sp. (Trematoda: Lecithodendriidae) in dragon-fly-naiads from a stream at Waltair. **Current Science** **30**: 303-304.

- RAUSCH, R.L. 1983. The biology of avian parasites: helminths, p. 367-441. *In*: D.S. FARNER, J.R. KING & K.C. PARKES (eds). **Avian Biology**. Vol. VII. London, Academic Press, Inc., 542p.
- REY, L. 2003. **Dicionário de termos técnicos de medicina e saúde**. Rio de Janeiro, Guanabara Koogan, 950p.
- ROBERTS, L.S. & J. JANOVY, JR. 2000. **Gerald D. Schmidt & Larry S. Roberts' Foundations of Parasitology**, Sixth Edition. Boston, The McGraw-Hill Companies, Inc., 670p.
- RODRIGUES, H.O. 1970. Estudo da fauna helmintológica de *Hemidactylus mabouia* (M. de J.) no Estado da Guanabara. **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro 12**: 15-23.
- RODRIGUES, S.S. & H.O. RODRIGUES. 1981. Contribuição ao conhecimento da fauna helmintológica do anu branco (*Guira guira* (Gm.)). **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro 22**: 39-56.
- ROSENBERG, D.K.; M.H. WILSON & F. CRUZ. 1990. The distribution and abundance of the smooth-biller ani *Crotophaga ani* (L.) in the Galapagos Islands, Ecuador. **Biological Conservation 51**: 113-123.
- SAMISH, M. & J. REHACEK. 1999. Pathogens and predators of ticks and their potential in biological control. **Annual Review of Entomology 44**: 159-182.
- SANTOS, V. 1934. Monostomose renal das aves domesticas. **Revista do Departamento Nacional da Produção Animal 1** (1): 203-215.
- SANTOS, E. 1970. Sobre uma nova espécie do gênero *Subulura* Molin, 1860 (Nematoda, Subuluroidea). **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro 14**: 107-108.
- SANTOS, E. & J.J. VICENTE. 1970. Redescrição de *Subulura travassosi* Barreto, 1918 (Nematoda, Subuluroidea). **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro 13**: 7-9.

- SANTOS, A.J. 2006. Estimativas de riqueza em espécies, p. 19-41. *In*: L. CULLEN JR., R. RUDRAN & VALLADARES-PÁDUA (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, 665p.
- SAZIMA, I. 2008. Validated cleaner: the cuculid bird *Crotophaga ani* picks ticks and pecks at sores of capybaras in southeastern Brazil. **Biota Neotropica** **8** (1): 213-216.
- SHELL, S.C. 1957. Dicrocoeliidae from birds in the pacific northwest. **Transactions of the American Microscopy Society** **76** (2): 184-188.
- _____. 1985. **Handbook of Trematodes of North America North of Mexico**. Moscow, University Press of Idaho, 263p.
- SCHMIDT, G.D. 1986. **Handbook of Tapeworm Identification**. Florida, CRC Press, 675p.
- SHYAMASUNDARI, K. & K.H. RAO. 1998. Parasitocoenoses of the pond heron *Ardeola grayi* (Sykes) and the cattle egret *Bubulcus ibis coromandus* as functions of habitats and habits. **Rivista di Parassitologia** **15** (2): 225-234.
- SICK, H. 2001. **Ornitologia Brasileira**. Rio de Janeiro, Editora Nova Fronteira, 862p.
- SIEGEL, S. & N.J. CASTELLAN JR. 2006. **Estatística não-paramétrica para ciências do comportamento**. Porto Alegre, Artmed, 448p.
- SIMPSON, E.H. 1949. Measurement of diversity. **Nature** **163**: 688.
- SLOSS, M.W.; R.L. KEMP & A.M. ZAJAC. 1999. **Parasitologia Clínica Veterinária**. São Paulo, Manole Ltda, 198p.
- SPALDING, M.G.; J.M. KINSELLA; S.A. NESBITT; M.J. FOLK & G.W. FOSTER. 1996. Helminth and arthropod parasites of experimentally introduced whooping cranes in Florida. **Journal of Wildlife Diseases** **32**: 44-50.
- SSENYONGA, G.S.Z. 1982. Prevalence of helminth parasites of domestic fowl (*Gallus domesticus*) in Uganda. **Tropical Animal Health and Production** **14**: 201-204.

- STAFFORD, E.W. 1932. Platyhelminths in aquatic insects and crustacea. **Journal of Parasitology** **18**: 131.
- STUART, J.J.; J.F. DISMUKES & C.F. DIXON. 1972. Endoparasites of the cattle egret (*Bubulcus ibis*) in Alabama. **Journal of Parasitology** **58** (3): 518.
- SZIDAT, L. 1964. Vergleichende helminthologische untersuchungen an den argentinischen grossmöwen *Larus marinus dominicanus* lichtenstein nebst neuen beobachtungen über die artbildung bei parasite. **Zeitschrift für Parasitenkunde** **24**: 351-414.
- THUL, J.E.; D.J. FORRESTER & C.L. ABERCROMBIE. 1985. Ecology of parasitic helminths of wood ducks, *Aix sponsa*, in the Atlantic flyway. **Proceedings of Helmintological Society of Washington** **52**: 297-310.
- TODD, A.C. 1946. On the genus *Capillaria* Zeder, 1800 in Tennessee chickens. **Transactions of the American Microscopical Society** **65** (3): 228-236.
- TORRES, P. & S. PUGA. 1996. Occurrence of cystacanths of *Centrorhynchus* sp. (Acanthocephala: Centrorhynchidae) in toads of the genus *Eupsophus* in Chile. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **91** (6): 717-719.
- TRAVASSOS, L. 1913. Sobre as espécies brasileiras da subfamília Heterakinae Railliet & Henry, 1912. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **5** (3): 271-318.
- _____. 1914. Contribuição para o conhecimento da fauna helmintolojica brasileira. Sobre as especies brasileiras do gênero *Tetrameres* Creplin, 1846. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **6** (3): 150-161.
- _____. 1915a. Contribuição para o conhecimento da fauna helmintológica brasileira. V. Sobre as espécies brasileiras do gênero *Capillaria* Zeder, 1800. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **7**: 146-172.
- _____. 1915b. Sobre as espécies brasileiras do gênero *Tetrameres* Clipin, 1846. **Brazil Medico** **38**: 1-5.

- _____. 1919. Contribuição para o conhecimento da fauna helmintológica brasileira. VIII. Sobre as espécies brasileiras do gênero *Tetrameres* Creplin, 1846. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 11**: 71-79.
- _____. 1920a. Um verme de galinha. *Prosthogonimus cuneatus* (Rud. 1803). **A Folha Médica 1** (1): 134.
- _____. 1920b. Contribuição para o conhecimento da fauna helminthologica brasileira. X. Sobre as espécies do gênero *Turgida*. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 12** (1): 73-77, ests 13-16, 9 figs.
- _____. 1922. Informações sobre a fauna helmintológica de Mato Grosso. **A Folha Médica 3** (24): 187-190.
- _____. 1926. Contribuição para o conhecimento da fauna helmintológica brasileira. XX. Revisão dos acantocephalos brasileiros. Parte II. Família Echinorhynchidae Hamann, 1892, subfamília Centrorhynchinae Travassos, 1919. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 19**: 31-125.
- _____. 1928. Fauna Helmintológica do Mato Grosso (Trematódeos – 1ª parte). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 21** (2): 309-341.
- _____. 1930. Pesquisas helmintológicas realizadas em Hamburgo. VII. Notas sobre os Rhabdiasoidea Railliet, 1916. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 24**: 161-181.
- _____. 1944. Revisão da família Dicrocoeliidae Odhner, 1910. **Monografia do Instituto Oswaldo Cruz 2**: 231-246.
- TRAVASSOS, L. & J.F.T. FREITAS. 1941. Relatório da terceira excursão à zona da estrada de ferro Noroeste do Brasil realizada em fevereiro e março de 1940. II. Pesquisas Helmintológicas. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 35**: 610-634.
- TRAVASSOS, L. & A. KOHN. 1966. Lista dos gêneros incluídos na superfamília Brachylaemoidea. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 64**: 11-25.

- TRAVASSOS, L.; J.F.T. FREITAS & A. KOHN. 1969. Trematódeos do Brasil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **67**: 1-886.
- UENO, H. & P.C. GONÇALVES. 1994. **Manual para Diagnóstico das Helmintoses de Ruminantes**. Tokyo, Japan International Cooperation Agency, 166p.
- VAN CLEAVE, H.J. 1916. Acanthocephala of the genera *Centrorhynchus* and *Mediorhynchus* (new genus) from North American birds. **Transactions of the American Microscopical Society** **35** (4): 221-232.
- VICENTE, J.J.; H. DE O. RODRIGUES; D.C. GOMES & R.M. PINTO. 1995. Nematóides do Brasil. Parte IV: Nematóides de aves. **Revista Brasileira de Zoologia** **12** (1): 1-273.
- YANEZ, D.M. & A.C. CANARIS. 1988. Metazoan parasite community composition and structure of migrating Wilson's Phalarope, *Steganopus tricolor* Vieillot, 1819 (Aves) from El Paso country, Texas. **Journal of Parasitology** **74**: 754-762.
- YABSLEY, M.J. & G.P. NOBLET. 1999. Nematodes and Acanthocephalans of raccoons (*Procyon lotor*), with a new geographical record for *Centrorhynchus conspectus* (Acanthocephala) in South Carolina, U.S.A. **Journal of the Helminthological Society of Washington** **66** (2): 111-114.
- YAMAGUTI, S. 1959. **Systema Helminthum. Volume II. The Cestodes of Vertebrates**. New York, Interscience Publishers, Inc., 860p.
- _____. 1961. **Systema Helminthum. Volume III. The Nematodes of Vertebrates**. New York, Interscience Publishers, Inc., 1261p.
- _____. 1963. **Systema Helminthum. Volume III. The Nematodes of Vertebrates**. New York, Interscience Publishers, Inc., 1261p.
- _____. 1971. **Synopsis of the Digenetic Trematodes of Vertebrates. Volume I & II**. Tokyo, Keigaku Publishing Co., 1074p + 349 pranchas.
- _____. 1975. **A Synoptical Review of Life Histories of Digenetic Trematodes of Vertebrates**. Tokyo, keigaku Publishing Co., 590p. + 219 pranchas.

- WALDRIGUES, A. & I. FERRARI. 1982. Karyotypic study of Cuculiform birds. I. Karyotype of the smooth-billed ani (*Crotophaga ani*). **Revista Brasileira de Genética** **5** (1): 121-129.
- WARD, H.L. 1940. Notes on juvenile Acanthocephala. **Journal of Parasitology** **26**: 191-194.
- WILLIAMS, O.L. 1929. Revision of the nematode genus *Torquatella* with a description of *Torquatella crotophaga* sp. nov. **University of California in Zoology** **33**: 69-78.
- WILLIS, E.O. 1983. Anis (Aves, Cuculidae) as army ant followers. **Revista Brasileira de Biologia** **43** (1): 33-44.
- WILLIS, E.O. & ONIKI, Y. 2002. Birds of a central São Paulo woodlot: 1. Censuses 1982-2000. **Brazilian Journal of Biology** **62** (2): 197-210.
- WINDSOR, D.A. 1995. Equal rights for parasites. **Conservation Biology** **9** (1): 1-2.
- _____. 1998. Most of the species on Earth are parasites. **International Journal for Parasitology** **28**: 1939-1941.
- WOLDA, H. 1981. Similarity indices, sample size and diversity. **Oecologia** **50**: 296-302.
- WONG, P.L. & M.W. LANKESTER. 1984. Revision of the genus *Viktorocara* Guschanskaya, 1950 (Nematoda: Acuarioidea). **Canadian Journal of Zoology** **62**: 2541-2549.
- WONG, P.L. & M.W. LANKESTER. 1985. Revision of the genus *Sciadiocara* Skrjabin, 1916 (Nematoda: Acuarioidea). **Canadian Journal of Zoology** **63**: 1565-1575.
- ZAMPARO, D.; D.R. BROOKS & D. CAUSEY. 2003. *Whallwachsia illuminata* n. gen., n. sp. (Trematoda: Digenea: Plagiorchiformes: Prosthogonimidae) in the steely-vented hummingbird *Amazilia saucerrottei* (Aves: Apodiformes: Trochilidae) and the yellow-olive flycatcher *Tolmomyias sulphurescens* (Aves: Passeriformes: Tyraniniidae) from the area de conservación Guanacaste, Guanacaste, Costa Rica. **Journal of Parasitology** **89** (4): 814-818.
- ZAR, J.H. 1999. **Bioestatistics Analysis**. 4th Edition, New Jersey, Prentice-Hall, Inc. 931p.

- ZETTERMANN, C.D.; A.A. NASCIMENTO; J.A. TEBALDI & M.J.P. SZABÓ. 2005. Observations on helminth infections of free-living and captive rheas (*Rhea americana*) in Brazil. **Veterinary Parasitology** **129**: 169-172.
- ZHANG, L. & D.R. BROOKS. 2004. *Torquatoides trogoni* n. sp. And *Excise ramphastina* n. sp. (Nematoda: Habronematoidea: Habronematidae) in birds from the area de conservacion Guanacaste, Costa Rica. **Journal of Parasitology** **90** (3): 626-630.
- _____. 2005. *Skrjabinura* Gnédina, 1933 (Nematoda: Seuratoidea: Seuratidae), in birds from the area de conservacion Guanacaste, Costa Rica with description of a new species. **Journal of Parasitology** **91** (2): 441-445.
- ZHANG, L.; D.R. BROOKS & D. CAUSEY. 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.

ANEXO 1

Nota de pesquisa publicada na revista científica *Ciência Rural*:

BARTMANN, A. & S.B. AMATO. 2009. *Dispharynx nasuta* (Nematoda: Acuariidae) em *Guiraguira* e *Crotophaga ani* (Cuculiformes: Cuculidae) no Estado do Rio Grande do Sul, Brasil.

Ciência Rural 39 (4): 1152-1158.

Dispharynx nasuta (Nematoda: Acuariidae) em *Guira guira* e *Crotophaga ani* (Cuculiformes: Cuculidae) no Estado do Rio Grande do Sul, Brasil

Dispharynx nasuta (Nematoda: Acuariidae) in *Guira guira* and *Crotophaga ani* (Cuculiformes: Cuculidae) on Rio Grande do Sul State, Brazil

Adriane Bartmann^I Suzana Bencke Amato^{II}

RESUMO

Os nematóides do gênero *Dispharynx* (Railliet, Henry & Sisoff, 1912) parasitam aves de diversas ordens e têm sido estudados, principalmente, em aves de importância econômica devido às lesões que provocam no proventrículo dos hospedeiros. *Dispharynx nasuta* (Rudolphi, 1819) Stiles & Hassall, 1920 é registrado em duas espécies de Cuculiformes, Anu-branco, *Guira guira* Gmelin, 1788 e Anu-preto, *Crotophaga ani* Linnaeus, 1758, no Sul do Brasil. Entre 2005 e 2008 foram coletados e necropsiados 120 espécimes de *G. guira* e 120 espécimes de *C. ani* nos municípios de Cacequi, São Vicente do Sul e Jaguari, Rio Grande do Sul, Brasil. A prevalência de *D. nasuta* foi de 28,3% em *G. guira* e 26,7%, em *C. ani*, e a intensidade média de infecção foi de 8,81 (DP=18,41; Amplitude 1 – 82) helmintos/hospedeiro, em *G. guira*, e de 5,10 (DP=6,17; Amplitude 1 – 30) helmintos/hospedeiro, em *C. ani*. Já a abundância média de infecção foi de 2,28 (DP=10,02) helminto/hospedeiro, em *G. guira*, e de 1,32 (DP=3,82) helminto/hospedeiro em *C. ani*. Análise comparativa entre o sexo, a maturidade sexual e a estação do ano, para as duas espécies de aves, mostrou que em *C. ani* não ocorreram diferenças significativas com relação a qualquer dos parâmetros analisados. Em *G. guira* as fêmeas estavam mais parasitadas do que os machos (P=0,039); as fêmeas encontravam-se mais parasitadas no inverno (P=0,008); os machos, no verão (P=0,011); os machos jovens estavam mais parasitados do que os adultos (P=0,015). As lesões encontradas no proventrículo das aves parasitadas confirmaram o diagnóstico de hiperplasia adenomatóide do proventrículo com proventriculite granulomatosa. Esta comunicação amplia o número de espécies hospedeiras e a distribuição geográfica do nematóide *D. nasuta*.

Palavras-chave: helmintos, anu-branco, anu-preto, histopatologia, patologia, distribuição geográfica.

ABSTRACT

Nematodes of the genus *Dispharynx* (Railliet, Henry & Sisoff, 1912) are parasites of several groups of birds which have been primarily studied in birds of economic importance due to the injuries caused in the host proventricule. *Dispharynx nasuta* (Rudolphi, 1819) Stiles & Hassall, 1920, was found in two species of Cuculiformes, guira cuckoos, *Guira guira* Gmelin, 1788 and smooth-billed ani, *Crotophaga ani* Linnaeus, 1758, in the southern-most State of Brazil. From 2005 to 2008, 120 specimens of *G. guira* and 120 specimens of *C. ani*, were collected in Cacequi, São Vicente do Sul and Jaguari, Rio Grande do Sul State, Brazil. The prevalence of *D. nasuta* in *G. guira* was 28.3% and in *C. ani* 26.7%; the average intensity of infection was 8.81 (DP=18.41; Amplitude 1 – 82) helminths/host in *G. guira* and 5.10 (DP=6.17; Amplitude 1 – 30) in *C. ani*; the average abundance of infection was 2.28 (DP=10.02) helminths/host in *G. guira*, and 1.32 (DP=3.82) in *C. ani*, respectively. Comparative analysis between the species, sex, sexual maturity and seasonality showed that *Crotophaga ani* did not present significant differences with regard to any of the analyzed parameters. *Guira guira* presented some differences: females had more parasites than males (P=0.039); female birds collected in the winter (P=0.008) and male birds collected in the summer had more parasites (P=0.011); and immature males had more parasites than adult males (P=0.015). The injuries found in the proventricule of the parasitized birds were compatible with adenomatoid hyperplasia and with granulomatous proventriculitis. This communication expands the number of host species and the geographic distribution of *D. nasuta*.

Key words: helminthes, guira cuckoo, smooth-billed ani, histopathology, pathology, geographical distribution.

^IPrograma de Pós-graduação em Biologia Animal (PPGBA), Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS), Porto Alegre, RS, Brasil.

^{II}Departamento de Zoologia e PPGBA, UFRGS, CP 15014, 91501-970, Porto Alegre, RS, Brasil. E-mail: sbamato@ufrgs.br. Autor para correspondência.

INTRODUÇÃO

Os cuculídeos, anu-branco, *Guira guira* Gmelin, 1788, e anu-preto, *Crotophaga ani* Linnaeus, 1758, são originários das regiões tropicais do Velho Mundo e têm distribuição mundial. Eles apresentam comportamento semelhante, formam casais, constroem ninhos coletivos em bandos com aproximadamente 12 indivíduos. A alimentação é, essencialmente, carnívora, sobretudo, gafanhotos capturados ao acompanhar o gado (SICK, 2001). Na Argentina, BELTZER (1995) estudou a dieta de *G. guira*, que é baseada principalmente em insetos, moluscos, crustáceos, aracnídeos e anfíbios, constituindo categorias secundárias de alimento, totalizando 39 táxons diferentes.

Acuariidae é a única família reconhecida dentro de Acuarioidea, agrupando nematóides que apresentam como característica a complexidade das estruturas cefálicas de fixação, conhecidas como cordões cefálicos (ANDERSON, 1992). O gênero *Dispharynx* caracteriza-se pela presença de cordões recorrentes, não-anastomosados, com uma pequena papila cervical, machos com espículos desiguais e dissimilares, geralmente, com cinco pares de papilas pós-cloacais (CRAM, 1927). Variações morfológicas sobre o comprimento dos nematóides juvenis e adultos, o comprimento dos cordões cefálicos e dos ramos descendentes dos cordões em relação ao esfago muscular e a localização da papila cervical são indicadores da idade dos espécimes de *D. nasuta* (MACKO et al., 1974b).

CHABAUD (1975) e ZHANG et al. (2004) consideraram *Dispharynx* como subgênero de *Synhimantus* Railleit, Henry & Sisoff, 1912, enquanto BARUŠ (1966), BRASIL & AMATO (1992) e VICENTE et al. (1995) consideraram como um gênero distinto, classificação mantida neste trabalho. VICENTE et al. (1995) citaram quatro espécies do gênero *Dispharynx* registradas para o Brasil: *Dispharynx capitata* (Molin, 1860) Cram, 1927, *Dispharynx crassissima* (Molin, 1860) Cram, 1927, *Dispharynx magnilabiata* (Molin, 1860) Gendre, 1920 e *Dispharynx spiralis* (Molin, 1858) Skrjabin, 1916, sendo esta última considerada como um sinônimo júnior de *Dispharynx nasuta* (Rudolphi, 1819) Stiles & Hassall, 1920 (GOBLE & KUNZ 1945).

O gênero *Dispharynx* foi registrado pela primeira vez em Cuculiformes, com a espécie *Dispharynx resticula* Canavan, 1929 encontrada em *Crotophaga sulcirostris* Swainson, 1827, no Zoológico da Filadélfia, EUA (CANAVAN, 1929). Posteriormente, a espécie *D. resticula* foi encontrada parasitando o esfago e o proventrículo de *C. ani*, em Cuba, sendo

considerada uma espécie muito próxima de *D. nasuta*. A distinção proposta para as duas espécies, *D. nasuta* e *D. resticula*, baseou-se nas larguras dos cordões cefálicos e dos espículos e em algumas características da espécie. A espécie *D. nasuta* foi registrada por BARUŠ (1966) somente para hospedeiros Charadriiformes. MACKO et al. (1974a) registraram a presença de *D. nasuta* parasitando *C. ani*, em Cuba. *Dispharynx nasuta* é um nematóide parasito das glândulas de Lieberkühn, do proventrículo das aves, onde mantém a região anterior presa na glândula e a posterior livre no lúmen do órgão. Esse nematóide tem ampla distribuição geográfica. No Brasil, foi registrado em aves com importância econômica (Galliformes) devido às lesões que provoca no órgão, existindo também registros em Columbiformes, Strigiformes, Falconiformes, Charadriiformes e Passeriformes. De acordo com GOBLE & KUNZ (1945) e ANDERSON (1992), *D. nasuta* tem como hospedeiros intermediários isópodos terrestres, ortópteros, coleópteros e diplópodos.

Os objetivos deste trabalho são registrar a presença de *D. nasuta* em duas espécies de Cuculiformes, *G. guira* e *C. ani*, no Sul do Brasil, descrever as lesões encontradas no proventrículo das aves hospedeiras e relacionar a intensidade de infecção à estação do ano, ao sexo e à maturidade sexual das aves.

MATERIAL E MÉTODOS

Cento e vinte anus-brancos (*G. guira*) e 120 anus-pretos (*C. ani*) foram coletados, entre 2005 e 2008, no verão e no inverno, tendo sido capturados com arma de fogo [licença do Exército Brasileiro e do Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) (No 024/2005 NUFAU, 016/2006 DITEC/RS e 15089-1)] nos municípios de Jaguari (29°30'21"S, 54°40'29"W), Cacequi (29°52'25"S, 54°49'31"W) e São Vicente do Sul (29°49'28"S, 54°48'07"W), situados na região da Depressão Central do Estado do Rio Grande do Sul (RS), Brasil. Todas as aves foram necropsiadas no Laboratório de Helminologia, Departamento de Zoologia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS), Brasil. Antes da necropsia as aves foram medidas e pesadas. A sexagem foi realizada por identificação das gônadas, e a determinação do estado de maturidade (juvenil e adulto) foi baseada na presença ou ausência da bolsa cloacal (bolsa de Fabricius).

Os procedimentos de coleta e processamento dos helmintos seguiram AMATO & AMATO (2007). Os nematóides encontrados no interior

das glândulas do proventrículo e livres no lúmen do órgão foram coletados, fixados em A.F.A. (ácido acético glacial, formalina, álcool etílico) quente e armazenados em etanol 70°GL. Os espécimes foram clarificados em lactofenol de Amann (HUMASON 1972).

Os espécimes montados in toto, em lactofenol, foram medidos e desenhados. As medidas foram apresentadas em micrometros (μm), caso contrário à unidade foi indicada; a amplitude de variação para cada caractere é seguida, entre parênteses, pela média \pm desvio padrão e pelo número de espécimes medidos. Os termos ecológicos como prevalências, intensidade média da infecção, abundância média da infecção e amplitudes das intensidades de infecção seguem BUSH et al. (1997). Espécimes representativos foram depositados em líquido na Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz (CHIOC), Fundação Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro (RJ), e na Coleção de Helminhos do Departamento de Zoologia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul (CH-JFA). Espécimes representativos das duas espécies hospedeiras foram depositados na Coleção Ornitológica do Museu de Ciências Naturais, Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS.

As alterações macroscópicas observadas no proventrículo das aves parasitadas provocadas pelo parasito foram descritas. As amostras de tecido com lesões foram fixadas em DUBOSC-Brasil modificado (930ml etanol 70°GL, 50ml formalina, 20ml ácido acético glacial) e armazenadas em etanol 70°GL, para estudo histopatológico. Os helmintos e os cortes histológicos foram fotomicrografados em microscópio óptico Zeiss Axiolab. Os desenhos dos helmintos foram realizados com auxílio de tubo de desenho acoplado ao microscópio Nikon E 200. Para análise comparativa entre as espécies, com relação ao sexo, à maturidade sexual e às estações verão e inverno, foi utilizado o teste não-paramétrico, qui-quadrado (χ^2) com correção de Yates, quando necessário, com nível de significância de 0,05, utilizando o programa BioEstat® 5.0 (AYRES et al., 2005).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

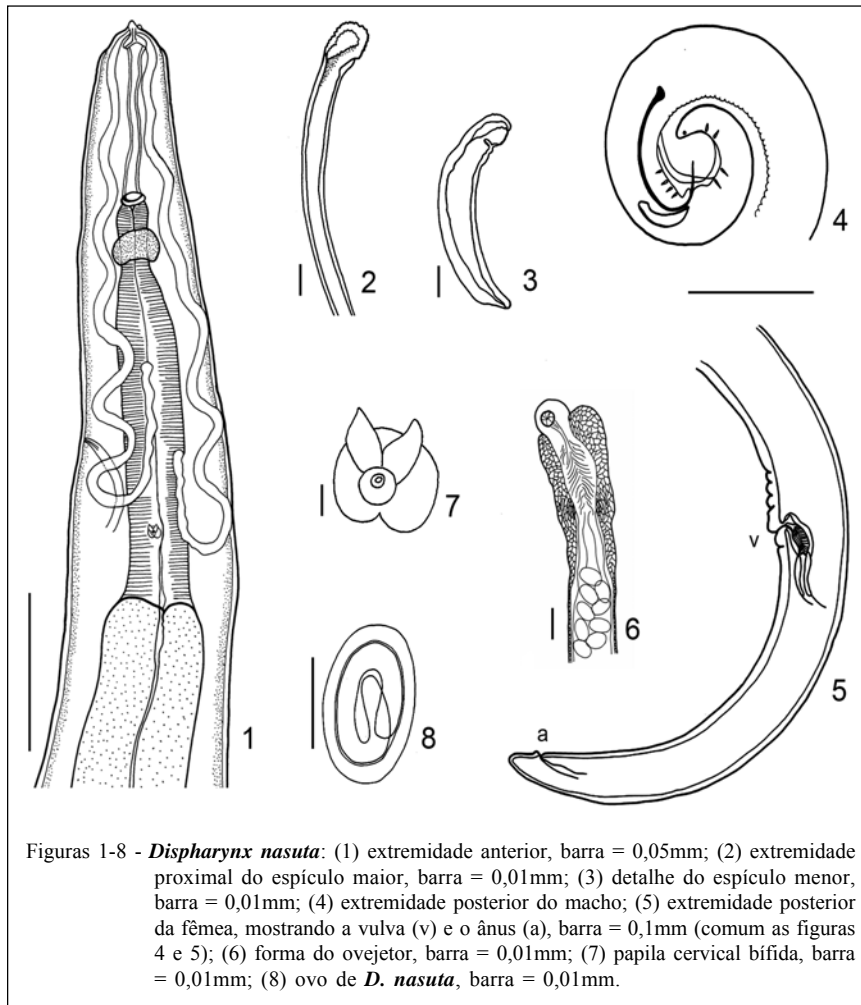
Dispharynx nasuta (Rudolphi, 1819) Stiles & Hassall, 1920

Descrição: Nematóides de cor branca, com dimorfismo sexual, fêmeas maiores que machos. Corpo filiforme, cutícula estriada transversalmente. Lábios pequenos e cônicos. Quatro cordões distintos (Figura 1), recorrentes, não-anastomosados, iniciando na superfície dorsal e ventral da abertura oral, estendendo-se até a porção posterior do esôfago muscular. Anel

nervoso na porção anterior do esôfago muscular. Poro excretor posterior ao anel nervoso. Papilas cervicais bifidas (Figura 7) ao nível do poro excretor. Cápsula bucal estriada transversalmente; esôfago dividido em porção anterior muscular e porção posterior glandular.

Machos (n=24): corpo 7,64 a 11,4mm (9,15mm \pm 1,28mm) de comprimento, 280 a 360 (300 \pm 36,95) de largura. Cordões 1,08 a 1,45mm (1,18mm \pm 0,16mm) de comprimento, 25 a 27,5 (26,75 \pm 1,21; 10) de largura. Anel nervoso distando 285 a 357,5 (312,8 \pm 32,76mm) da extremidade anterior; poro excretor distando 577,5 a 685 (597,9 \pm 61,5; 17) da extremidade anterior. Papila cervical 710 a 960 (751,77 \pm 104,53) da extremidade anterior. Distância entre o início do esôfago muscular e a papila cervical 65 a 212,5 (132,73 \pm 46,79; 22). Cápsula bucal 207,5 a 275 (236,04 \pm 24,86) de comprimento, 15 a 17,5 (16,25 \pm 1,32; 10) de largura; distância entre o final da cápsula bucal e o anel nervoso 52,5 a 65 (55,42 \pm 6,18); esôfago muscular 540 a 830 (642,08 \pm 87,08) de comprimento, 85 a 117,5 (95,31 \pm 13,52) de largura; esôfago glandular 2,22 a 3,44mm (2,72mm \pm 0,33mm) de comprimento, 140 a 200 (158,3 \pm 23,67) de largura. Extremidade caudal enrolada (Figura 4), com a abertura da cloaca distando 390 a 545 (446,98 \pm 55,07) da extremidade posterior do corpo. Nove pares de papilas caudais, quatro pré-cloacais e cinco pós-cloacais pedunculares. Distância entre a cloaca e o primeiro par de papilas pós-cloacais 100; distância entre o primeiro par de papilas pós-cloacais e o segundo 57,5; entre o segundo e o terceiro par de papilas 137,5; entre o terceiro e o quarto par de papilas 50; entre o quarto e o quinto par de papilas 92,5; e entre o quinto par de papilas pós-cloacais e a extremidade posterior da cauda 45. Espículos desiguais e dissimilares, espículo maior e mais fino (Figura 2), 800 a 912,5 (842,19 \pm 38,41) e espículo menor 280 a 322,5 (294,27 \pm 19,47) de comprimento (Figura 3).

Fêmeas (n=24): corpo 6,12 a 13,63mm (9,91mm \pm 2,16mm) de comprimento, 280 a 650 (442,92 \pm 117,64) de largura. Cordões 1,15 a 2,48mm (1,92mm \pm 0,39mm) de comprimento, 20 a 25 (22,71 \pm 1,29; 12) de largura. Anel nervoso 235 a 422,5 (344,02 \pm 50,30; 23) da extremidade anterior; poro excretor 540 a 1030 (675,67 \pm 133,97; 15) da extremidade anterior. Papilas cervicais 630 a 1130 (923,75 \pm 155,47) da extremidade anterior. Distância entre o esôfago muscular e as papilas cervicais 120 a 232,5 (157,12 \pm 31; 20). Cápsula bucal 215 a 325 (263,23 \pm 27,28) de comprimento, 15 a 22,5 (19,17 \pm 3,08) de largura. Distância entre a cápsula bucal e o anel nervoso 52,5 a 77,5 (67,11 \pm 7,92; 19). Esôfago muscular 460 a 970 (743,18 \pm 116,43; 22) de comprimento, 65 a 162,5 (108,52 \pm 25,02; 22) de largura. Esôfago glandular 2,38 a 4,62mm (3,03mm \pm 0,59mm; 13) de comprimento, 140 a 230 (177,37 \pm 24,26; 20) de largura.



Figuras 1-8 - *Dispharynx nasuta*: (1) extremidade anterior, barra = 0,05mm; (2) extremidade proximal do espículo maior, barra = 0,01mm; (3) detalhe do espículo menor, barra = 0,01mm; (4) extremidade posterior do macho; (5) extremidade posterior da fêmea, mostrando a vulva (v) e o ânus (a), barra = 0,1mm (comum as figuras 4 e 5); (6) forma do ovejeter, barra = 0,01mm; (7) papila cervical bifida, barra = 0,01mm; (8) ovo de *D. nasuta*, barra = 0,01mm.

Útero bem desenvolvido, com muitos ovos (Figura 8), 35 a 37,5 (35,79±1,19; 19) de comprimento, 22,5 de largura, ovejeter (Figura 6) 262,5 de comprimento; vulva (Figura 5) 1,79 a 3,05mm (2,50mm±0,39mm) da extremidade posterior do corpo. Cauda (Figura 5) 110 a 165 (141,46±14,91) de comprimento.

Sinônimos: *Spiroptera nasuta* Rudolphi, 1819; *Dispharagus nasutus* (Rudolphi, 1819), *Dispharagus nasutus* Dujardin, 1844; *Dispharagus spiralis* Molin, 1858; *Filaria nasuta* (Rudolphi, 1819) Schneider, 1866; *Dispharagus tentaculatus* Colucci, 1893; *Dispharagus spiralis columbae* Bridré, 1910; *Acuaría* (*Dispharynx*) *nasuta* (Rudolphi, 1819) Railliet, Henry & Sisoff, 1912; *Acuaría* (*Dispharynx*) *spiralis* (Molin, 1858) Railliet, Henry & Sisoff, 1912; *Cheilospirura nasuta* (Rudolphi, 1819) Ransom, 1916; *Dispharynx spiralis* (Molin, 1858) Skrjabin, 1916; *Dispharynx stonae* Harwood, 1933 (GOBLE & KUNZ, 1945).

Hospedeiros: anu-branco, *Guira guira* Gmelin, 1788, e anu-preto, *Crotophaga ani* Linnaeus, 1758.

Local de infecção: proventrículo.

Prevalências: 28,33% em *G. guira*, e 26,67% em *C. ani*. Intensidades médias de infecção: 8,81 (DP=18,41) helmintos/hospedeiro, em *G. guira*, e 5,10 (DP=6,17) helmintos/hospedeiro, em *C. ani*.

Abundâncias médias de infecção: 2,28 (DP=10,02) helminto/hospedeiro, em *G. guira*, e 1,32 (DP=3,82) helminto/hospedeiro, em *C. ani*.

Amplitudes das intensidades de infecção: 1 – 82 helmintos/hospedeiro, em *G. guira*, e 1 – 30 helmintos/hospedeiro, em *C. ani*.

Espécimes representativos depositados: CHIOC no 35605; 35606; 35607 e 35608.

Em geral, o tamanho e as medidas morfológicas dos espécimes coletados em *G. guira* e *C. ani* foram maiores do que as descritas por CRAM

(1927), BARUŠ (1966) e ZHANG et al. (2004). Entretanto, essas diferenças podem ser atribuídas ao fato de que medimos, tanto espécimes juvenis, quanto adultos. A característica dos cordões cefálicos, a forma dos espículos, o número e a posição das papilas caudais, a forma do ovejetor, a posição da vulva e a forma e o comprimento da cauda em comparação com a descrição original, confirmam a identificação dessa espécie.

O proventrículo foi o único órgão de infecção de *D. nasuta* nos anus, semelhante aos resultados de BRASIL & AMATO (1992) e MENEZES et al. (2001), mas a moela também pode ser parasitada por *D. nasuta* (SPALDING et al., 1996; BITZ et al., 1997). No Brasil, especialmente no Rio Grande do Sul, as criações de aves (galinhas, galinhas d'angola, perus) são realizadas muitas vezes de forma extensiva. Várias espécies de artrópodes são utilizadas como alimento dessas aves e esses artrópodes podem atuar como hospedeiros intermediários de *D. nasuta*. Os anus são presenças constantes no ambiente peridomiciliar e, com eles, o nematóide *D. nasuta*. Comparando as prevalências de *D. nasuta* nos anus com as registradas por ROTT et al. (1997), MENEZES et al. (2001), MAGWISHA et al. (2002) e PINTO et al. (2004), a possibilidade de as aves silvestres, os anus, estarem envolvidas nas infecções das aves domésticas não pode ser desconsiderada.

Ao comparar as duas espécies de aves quanto à intensidade de infecção por *D. nasuta*, *G. guira* apresentou maior prevalência (28,3%) do que *C. ani* (26,7%), porém essa diferença não foi significativa. A análise comparativa entre as espécies, o sexo, a maturidade sexual e a estação do ano mostrou que *Crotophaga ani* não apresentou diferenças significativas com relação a nenhum dos parâmetros analisados. *Guira guira*, entretanto, apresentou algumas diferenças: as fêmeas estavam mais parasitadas do que os machos ($P=0,039$); as fêmeas encontravam-se mais parasitadas no inverno ($P=0,008$); os machos no verão ($P=0,011$); os machos jovens estavam mais parasitados do que os adultos ($P=0,015$). As diferenças observadas com relação às fêmeas e à estação do ano devem estar relacionadas à época de reprodução e à alimentação dos filhotes, já que são elas que cuidam dos filhotes e trazem o alimento ao ninho, possibilitando contato com maior número de hospedeiros intermediários. A diferença entre machos juvenis e adultos pode ter-se dado por acaso ou pode estar relacionada ao comportamento ainda desconhecido dessas aves. Porém, em aves juvenis, a maturidade do sistema imunológico é um fator importante diante das infecções parasitárias.

Atualmente, a capacidade patogênica do *D. nasuta* em diversas aves hospedeiras encontra-se estabelecida (GOBLE & KUTZ, 1945; VASSILEV & JOOSTE, 1991; BOLETTE, 1998; MENEZES et al., 2001). Os sinais clínicos em galinhas d'angola (*Numida meleagris* Linnaeus, 1758) infectadas com o nematóide foram detalhados por ROTT et al. (1997), os quais destacaram: desnutrição progressiva, anemia, retardo do crescimento e desenvolvimento em animais juvenis e, em infecções maciças, caquexia e morte da ave em alguns casos.

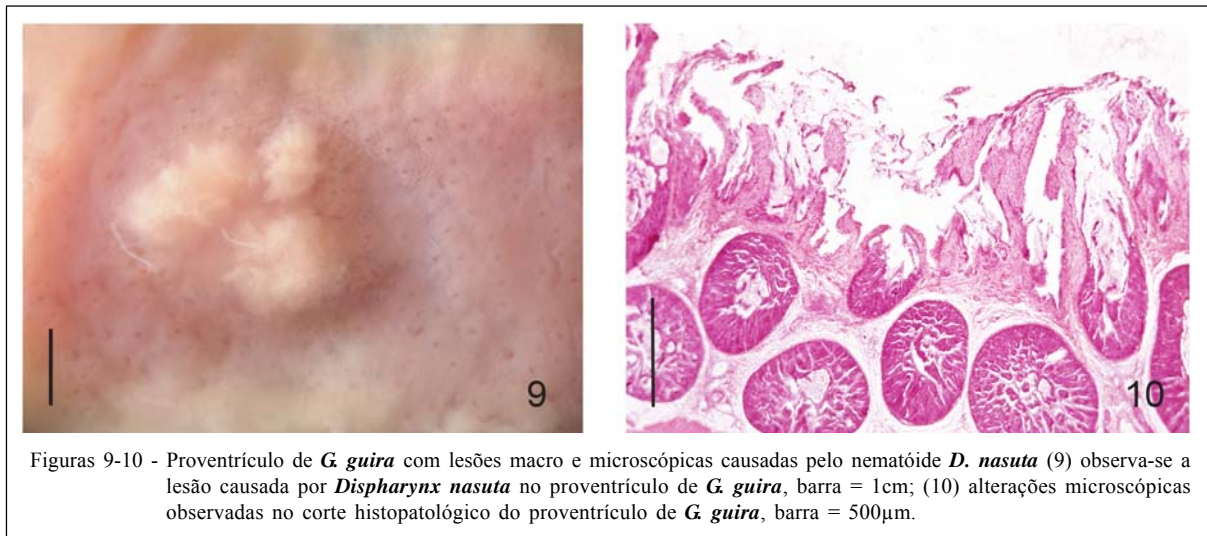
Os proventrículos parasitados dos anus apresentaram granulomas (Figura 9) de tamanhos variados (2 a 9,5mm), geralmente localizados próximos à junção do esôfago. O tamanho dos nódulos e o grau de inflamação estavam relacionados com o número de nematóides encontrados. Em um espécime de *G. guira*, a intensidade de infecção foi de 82 nematóides, e a lesão causada por eles ocupava dois terços do proventrículo, onde poucos nematóides mantinham a região anterior fixada, enquanto a maioria encontrava-se livre na luz do órgão. Descrições semelhantes foram realizadas por GOBLE & KUTZ (1945).

As alterações macroscópicas dos órgãos parasitados incluem significativa dilatação das paredes, excesso de muco no lúmen, nematóides fixados profundamente nas glândulas de Lieberkühn, edema, mucosa espessa, congesta e com projeções papiliformes (Figura 9). Já as alterações histopatológicas observadas no proventrículo foram áreas focais de hiperplasia adenomatóide da mucosa, hiperplasia glandular, leve dilatação cística focal, secreção mucosa, congestão, edema, infiltração de linfócitos e polimorfonucleares na mucosa e submucosa e leve fibrose, confirmando o diagnóstico de hiperplasia adenomatóide do proventrículo com proventriculite granulomatosa (Figura 10).

As prevalências de *D. nasuta* encontradas no presente trabalho estavam acima das encontradas por outros autores. *Crotophaga ani* e *G. guira* são registradas pela primeira vez como hospedeiras de *D. nasuta* no Sul do Brasil. Igualmente constitui-se como o primeiro registro da descrição dos achados patológicos. As diferenças encontradas com relação às infecções de *D. nasuta* nas aves analisadas, machos e fêmeas, juvenis e adultos capturados no verão e inverno, devem estar relacionadas ao comportamento de forrageamento das aves, bem como ao desenvolvimento do seu sistema imunológico.

AGRADECIMENTOS

Ao Prof. J. F. R. Amato, pelas valiosas críticas. À Rosemari T. Oliveira, pelo auxílio técnico na histologia. Ao



Figuras 9-10 - Proventrículo de *G. guira* com lesões macro e microscópicas causadas pelo nematóide *D. nasuta* (9) observa-se a lesão causada por *Dispharynx nasuta* no proventrículo de *G. guira*, barra = 1cm; (10) alterações microscópicas observadas no corte histopatológico do proventrículo de *G. guira*, barra = 500µm.

Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA), pela licença para coleta dos hospedeiros. Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), pela bolsa de doutorado concedida à primeira autora.

REFERÊNCIAS

- AMATO, J.F.R.; AMATO, S.B. Técnicas gerais para coleta e preparação de helmintos endoparasitos de aves. In: VON MATTER, S. et al. **Ornitologia e conservação: ciência aplicada, técnicas de pesquisa e levantamento**. Rio de Janeiro: Technical Books, 2007. No prelo.
- ANDERSON, R.C. **Nematode parasites of vertebrates: their development and transmission**. Cambridge: CAB International, 1992. 578p.
- AYRES, M. et al. **BioEstat 5.0. Aplicações estatísticas nas áreas das ciências biológicas e médicas**. Belém: Sociedade Civil Mamirauá, MCT, Imprensa Oficial do Estado do Pará, 2005. 324p.
- BARUŠ, V. Nemátodos parasitos de aves em Cuba. Parte I. **Poeyana**, Serie A, v.22, p1-37, 1966.
- BELTZER, A.H. Biología alimentar del pirincho *Guira guira* (Aves: Cuculidae) en el Valle aluvial del río Paraná Médio, Argentina. **Revista de Ecología Latinoamericana**, v.2, p.13-18, 1995.
- BITZ, M.M.N. et al. Lesiones histopatológicas producidas por *Dispharynx nasuta* (Nematode: Acuariidae) en *Numida meleagris* (Aves: Numididae). **Veterinária Argentina**, v.14, p.401-404, 1997.
- BOLETTE, D.P. Dispharynxiasis in a captive Princess Parrot. **Journal of Wildlife Diseases**, v.34, p.390-391, 1998.
- BRASIL, M.C.; AMATO, S.B. Faunistic analysis of the helminths of sparrows (*Passer domesticus* L., 1758) captured in Campo Grande, Rio de Janeiro, RJ. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.87, p.43-48, 1992.
- BUSH, A.O. et al. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. **Journal of Parasitology**, v.83, n.4, p.575-583, 1997.
- CANAVAN, W.P.N. Nematode parasites of vertebrates in the Philadelphia Zoological Garden and Vicinity. **Parasitology**, v.21, p.63-102, 1929.
- CHABAUD, A.G. Keys to genera of the order Spirurida. Part II. Spiruroidea, Habronematoidea and Acuarioidea. In: ANDERSON R.C., et al. **CIH keys to the nematode parasites of vertebrates**. Wallingford: CAB International, 1975. N.3, p.29-58.
- CRAM, E.B. Bird parasites of the Nematode suborders Strongylata, Ascaridata, and Spirurata. **United States National Museum Bulletin**, v.140, p.XVIII-456, 1927.
- GOBLE, F.C.; KUTZ, H.L. The genus *Dispharynx* (Nematoda: Acuariidae) in Galliform and Passeriform birds. **Journal of Parasitology**, v.31, p.323-331, 1945.
- Humason, G.L. **Animal tissue techniques**. San Francisco: W.H. Freeman, 1972. 641p.
- MACKO, J.K. et al. The distribution of *Dispharynx nasuta* and the morphology of *D. resticula* in free-living birds in Cuba. **Helminthologia**, v.15, p.865-880, 1974a.
- MACKO, J.K. et al. On the variability of *Dispharynx nasuta* (Rudolphi, 1819) in Cuba. **Helminthologia**, v.15, p.881-903, 1974b.
- MAGWISHA, H.B. et al. A comparison of the prevalence and burdens of helminth infections in growers and adult free-range chickens. **Tropical Animal Health and Production**, v.34, p.205-214, 2002. Disponível em: <http://

www.springerlink.com/content/vh3wxkvvadqrv7/. Doi: 10.1023/A:1015278524559.

MENEZES, R.C. et al. Trematodes of free range reared guinea fowls (*Numida meleagris* Linnaeus, 1758) in the state of Rio de Janeiro, Brazil: morphology and pathology. **Avian Pathology**, v.30, p.209-214, 2001.

PINTO, R.M. et al. First report of five nematode species in *Phasianus colchicus* Linnaeus (Aves, Galliformes, Phasianidae) in Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v.21, n.4, p.961-970, 2004.

ROTT, M.I.O. et al. Acuariosis en *Numida meleagris* (Aves: Numididae). **Boletín Chileno de Parasitología**, v.52, p.70-72, 1997.

SICK, H. **Ornitologia brasileira**. Rio de Janeiro: Nova Fronteira, 2001. 912p.

SPALDING, M.G. et al. Helminth and arthropod parasites of experimentally introduced whooping cranes in Florida. **Journal of Wildlife Diseases**, v.32, p.44-50, 1996.

VASSILEV, G.D.; JOOSTE R. Pathology and taxonomy of *Synhimantus (Dispharynx) nasuta* infesting bantams and guinea-fowl in Zimbabwe. **Bulletin of Animal Health and Production in Africa**, v.39, p.27-30, 1991.

VICENTE, J.J. et al. Nematóides do Brasil. Parte IV. Nematóides de aves. **Revista Brasileira de Zoologia**, v.12, p.1-273, 1995.

ZHANG, L. et al. Two species of *Synhimantus (Dispharynx)* Railliet, Henry and Sisoff, 1912 (Nematoda: Acuarioidea: Acuariidae), in passerine birds from the Área de Consevacion Guanacaste, Costa Rica. **Journal of Parasitology**, v.90, p.1133-1138, 2004.