



MOISÉS GALLAS

**HELMINTOFAUNA COMPARADA DE *Astyanax aff. fasciatus*
(CUVIER, 1819) E *Astyanax jacuhiensis* (COPE, 1894)
(CHARACIFORMES, CHARACIDAE) DO LAGO GUAÍBA,
RIO GRANDE DO SUL, BRASIL**

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

Área de concentração: Biodiversidade

Orientadora: Prof^a Dr^a Suzana Bencke Amato

Coorientadora: Prof^a Dr^a Cláudia Calegaro Marques

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL

PORTO ALEGRE

2014

Helmintofauna comparada de *Astyanax aff. fasciatus* (Cuvier, 1819) e *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894) (Characiformes, Characidae) do Lago Guaíba, Rio Grande do Sul, Brasil

Moisés Gallas

Aprovada em ____/____/____.

Prof^a Dr^a Marília de Carvalho Brasil Sato

Prof^a Dr^a Eliane Fraga da Silveira

Prof^a Dr^a Clarice Bernhardt Fialho

SUMÁRIO

	Página
AGRADECIMENTOS	iv
LISTA DE TABELAS	vii
LISTA DE FIGURAS	ix
RESUMO	xiii
1. INTRODUÇÃO	1
1.1. Biodiversidade de parasitos e peixes	1
1.2. Biologia de <i>Astyanax</i> aff. <i>fasciatus</i>	6
1.3. Biologia de <i>Astyanax jacuhiensis</i>	10
1.4. Helmintofauna das espécies de <i>Astyanax</i>	11
1.4.1. Estado da arte da helmintofauna de <i>Astyanax</i> spp	11
1.4.2. Trematódeos digenéticos	13
1.4.3. Monogenéticos.....	14
1.4.4. Cestoides.....	15
1.4.5. Acantocéfalos	16
1.4.6. Nematoides	16
2. OBJETIVOS	18
3. MATERIAL E MÉTODOS	19
3.1. Local de coleta.....	19
3.2. Coleta e necropsia dos hospedeiros	22
3.3. Processamento dos helmintos	24
3.3.1. Coleta e fixação	24
3.3.2. Montagem e conservação	25
3.3.3. Medidas morfométricas	29
3.3.4. Determinação dos helmintos.....	29
3.3.5. Desenhos.....	30
3.3.6. Fotomicrografias.....	30
3.3.7. Microscopia eletrônica de varredura	33
3.3.8. Depósito de espécimes representativos de helmintos.....	34
3.4. Termos e descritores ecológicos.....	34

3.4.1. Riqueza	34
3.4.2. Parâmetros ecológicos das infecções/infestações	35
3.5. Classificação das espécies parasitas nas comunidades componentes.....	35
3.5.1. Espécies alogênicas e autogênicas	35
3.5.2. Espécies centrais, satélites e secundárias.....	36
3.5.3. Espécies dominantes, co-dominantes, subordinadas e pioneiras sem sucesso.....	36
3.6. Análises estatísticas	37
3.6.1. Análise entre o sexo dos hospedeiros	37
3.6.2. Índice de Berger-Parker (<i>d</i>)	38
3.6.3. Índice de diversidade	38
3.6.4. Índices de similaridade	39
4. RESULTADOS	40
4.1. Taxonomia, descrição e comentários dos helmintos	40
4.1.1. Trematódeos digenéticos	40
<i>Chalcinotrema</i> sp.....	40
<i>Saccocoelioides octavus</i>	46
Haploporídeo indeterminado	53
<i>Dendrorchis retrobiloba</i>	56
<i>Antorchis lintoni</i>	61
<i>Genarchella parva</i>	66
<i>Ascocotyle</i> sp. (metacercária)	72
‘Metacercária indeterminada 1’	79
‘Metacercária indeterminada 2’	82
4.1.2. Monogenéticos.....	85
<i>Gyrodactylus</i> sp.	85
<i>Cacatuocotyle</i> sp.....	91
<i>Characithecium costaricensis</i>	98
<i>Characithecium</i> sp.	102
<i>Diaphorocleidus kabatai</i>	108
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 1	115
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 2	120
<i>Jainus hexops</i>	125
<i>Trinibaculum</i> sp.	130

<i>Urocleidooides trinidadensis</i>	134
‘Ancirocefalinídeo indeterminado’	140
4.1.3. Eucestoides	143
‘Metacestoide indeterminado 1’	143
‘Metacestoide indeterminado 2’	147
4.1.4. Acantocéfalos	151
<i>Quadrigyrus torquatus</i> (cistacanto)	151
<i>Corynosoma</i> sp. (cistacanto)	163
4.1.5. Nematoides	169
<i>Procamallanus (Spirocamallanus) hilarii</i>	169
<i>Rhabdochona (Rhabdochona) acuminata</i>	185
4.2. Análise da comunidade de helmintos de <i>Astyanax</i> aff. <i>fasciatus</i> e <i>Astyanax jacuhiensis</i>	198
4.2.1. Comunidade componente de <i>Astyanax</i> aff. <i>fasciatus</i> e <i>Astyanax</i> <i>jacuhiensis</i>	198
4.2.2. Estrutura da comunidade componente de <i>Astyanax</i> aff. <i>fasciatus</i> e <i>Astyanax jacuhiensis</i>	215
4.2.3. Análise entre a helmintofauna e o sexo de <i>Astyanax</i> aff. <i>fasciatus</i> e <i>Astyanax jacuhiensis</i>	219
5. DISCUSSÃO	227
5.1. Comunidades componentes	227
5.2. Estrutura das comunidades componentes	233
5.3. Influência do sexo dos hospedeiros nas comunidades componentes	236
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	240
7. ANEXOS	277

AGRADECIMENTOS

À professora Suzana B. Amato, pela orientação e confiança durante as etapas deste trabalho; pelos ensinamentos e pela oportunidade de realizar o mestrado no Laboratório de Helminologia.

Ao professor José F. R. Amato, pelos ensinamentos e pelas discussões sobre parasitos e técnicas em helmintologia no laboratório.

À professora Cláudia C. Marques pela coorientação neste trabalho, pelos ensinamentos e pelas discussões durante o mestrado.

À professora Eliane F. da Silveira, pela orientação nos primeiros passos na helmintologia na ULBRA; pela ajuda no mestrado, por ensinar a fazer mais pelo próximo e sem dúvida, pela amizade de muitos anos.

Aos colegas do Laboratório de Helminologia da UFRGS: Samantha, Viviane, Pedro, Roberta, Tiago e Emília pelos jogos de vôlei, almoços, pelas discussões no laboratório e pela amizade. À Samantha especialmente pelo auxílio com o microscópio com contraste de fase e M.E.V. À Emília e ao Tiago pelo nosso chimarrão de cada dia, saídas em Porto Alegre e por tantas risadas. Agradeço especialmente ao Tiago pela grande parceria nas disciplinas e pelos favores.

À Dra. Cassandra M. Monteiro, pelos ensinamentos e discussões sobre monogênicos e estatística e, também pelas saídas durante o congresso no Rio de Janeiro.

À Dra. Ana Paula e demais alunos do Laboratório de Ictiologia da UFRGS pelo auxílio com a obtenção dos peixes e pela paciência durante as saídas de campo.

Aos bolsistas de iniciação científica Lyssa e Fabrício pelo auxílio no laboratório, pela organização das referências bibliográficas e pela saída a campo.

Aos colegas do curso de mestrado Marcus, Paola e Bruna pelas discussões nas disciplinas e pela amizade.

Ao professor Dr. Eduardo Périco pelo auxílio, sugestões e revisão dos testes estatísticos.

Aos técnicos do Centro de Microscopia Eletrônica da UFRGS (CME) pelo auxílio com a microscopia eletrônica de varredura.

Ao amigo Fabrício, pelos inúmeros favores, artigos e principalmente pelo ombro amigo desde a graduação.

Ao amigo Gulliver, pelos livros de helmintologia, que foram fundamentais para a realização desta dissertação, e pela amizade.

Aos amigos Lucas e Mari pelas jantãs, pelos chimarrões e pela amizade.

Aos colegas do Laboratório de Invertebrados e Vertebrados do MCNU: Daniela, Leandro e Eduardo pelos trabalhos durante a graduação. Em especial à Emanuelle (minha mana) pelo ombro amigo.

À Vera Noschang, pela ajuda na fase inicial da pós-graduação.

Ao Sepé T. Campos e sua esposa, minha prima Luciana Fehy, pelas tantas vezes que esperei meu irmão na casa de vocês e pela ajuda com o apartamento em Porto Alegre.

À Andressa, pelo carinho e parceria desde o tempo da faculdade, pelas saídas em Porto Alegre e pela amizade.

Ao CNPq pela bolsa de mestrado concedida durante o curso (processo 131068/2012-1).

Ao PPG BAN pelos auxílios de campo e congresso concedidos em 2012 e 2013.

Ao meu irmão Marcos pelas buscas na rodoviária e principalmente pelo entusiasmo com que acompanhava os resultados das pesquisas, fazendo com que eu não

desistisse. À minha mãe Nilse pelas minhas horas de estresse, pela ausência em muitos finais de semana e por tirar forças do infinito para complementar o que me faltava em Porto Alegre. Ao meu pai Ivo (*in memoriam*) que sem querer mostrou exemplos de como tentar e alcançar o melhor, contribuindo com meu crescimento. Muito obrigado!

LISTA DE TABELAS

	Página
Tabela I. Processo de coloração dos helmintos com hematoxilina de Delafield.....	26
Tabela II. Processo de coloração dos helmintos com carmim de Semichon	27
Tabela III. Parâmetros ecológicos das infecções/infestações nos <i>Astyanax</i> aff. <i>fasciatus</i> coletados no Lago Guaíba, RS	200
Tabela IV. Parâmetros ecológicos das infecções/infestações nos <i>Astyanax jacuhiensis</i> coletados no Lago Guaíba, RS	205
Tabela V. Índices de diversidade e equitabilidade de Shannon determinados para machos e fêmeas de <i>Astyanax</i> aff. <i>fasciatus</i> e <i>Astyanax jacuhiensis</i> coletados no Lago Guaíba, RS	209
Tabela VI. Coeficientes de similaridade (Jaccard e Sørensen) obtidos de acordo com o sexo de <i>Astyanax</i> aff. <i>fasciatus</i> e <i>Astyanax jacuhiensis</i> no Lago Guaíba, RS.....	210
Tabela VII. Parâmetros ecológicos das infecções/infestações separados por sexo de <i>Astyanax</i> aff. <i>fasciatus</i> coletados no Lago Guaíba, RS	213
Tabela VIII. Parâmetros ecológicos das infecções/infestações separados por sexo de <i>Astyanax jacuhiensis</i> coletados no Lago Guaíba, RS	214
Tabela IX. Classificação das espécies de helmintos parasitas na comunidade componente das espécies de hospedeiros (<i>Astyanax</i> aff. <i>fasciatus</i> e <i>Astyanax jacuhiensis</i>) de acordo com o valor de importância de Thul	218
Tabela X. Teste <i>G</i> para comparação da helmintofauna e o número de lambaris (<i>Astyanax</i> aff. <i>fasciatus</i>) infectados/infestados (positivos) e não infectados/infestados (negativos) conforme o sexo do hospedeiro	221

- Tabela XI.** Correlação de Spearman (r_s) entre o comprimento total e/ou massa corporal de *Astyanax aff. fasciatus* com a intensidade e/ou a abundância das infecções/infestações das espécies parasitas com prevalência $\geq 10\%$ (valores significativos em negrito) 222
- Tabela XII.** Teste *U* de Mann-Whitney para comparação entre o sexo de *Astyanax aff. fasciatus* com a intensidade e/ou a abundância das infecções/infestações das espécies parasitas com prevalência $\geq 10\%$ 223
- Tabela XIII.** Teste *G* para comparação da helmintofauna e o número de lambaris (*Astyanax jacuhiensis*) infectados/infestados (positivos) e não infectados/infestados (negativos) conforme o sexo do hospedeiro 224
- Tabela XIV.** Correlação de Spearman (r_s) entre o comprimento total e/ou massa corporal de *Astyanax jacuhiensis* com a intensidade e/ou a abundância das infecções/infestações das espécies parasitas com prevalência $\geq 10\%$ (valores significativos em negrito) 225
- Tabela XV.** Teste *U* de Mann-Whitney para comparação entre o sexo de *Astyanax jacuhiensis* com a intensidade e/ou a abundância das infecções/infestações das espécies parasitas com prevalência $\geq 10\%$ 226

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Espécime de <i>Astyanax aff. fasciatus</i>	5
Figura 2. Espécime de <i>Astyanax jacuhiensis</i>	5
Figura 3. Diagramas mostrando a localização dos pontos de coleta no Lago Guaíba, Municípios de Guaíba e Barra do Ribeiro, RS, Brasil.....	20
Figura 4. Localização dos pontos de coleta no Lago Guaíba, Municípios de Guaíba e Barra do Ribeiro, RS, Brasil	21
Figuras 5-7. Coleta dos hospedeiros.....	23
Figuras 8-10. Nomenclatura e medidas das estruturas esclerotinizadas encontradas no haptor dos monogénéticos	31
Figura 11. Disposição e classificação dos ganchos dos ancirocefalíneos: pares 1, 2, 3, 4 e 5 ventrais; pares 6 e 7 dorsais	32
Figuras 12 e 13. Diagramas incompletos de <i>Chalcinotrema</i> sp.	44
Figuras 14-16. Fotomicrografias de <i>Chalcinotrema</i> sp.....	45
Figuras 17 e 18. Diagramas incompletos de <i>Saccocoelioides octavus</i>	51
Figura 19. Fotomicrografia feita com contraste de fase de <i>Saccocoelioides octavus</i> .	52
Figura 20. Diagrama incompleto de um haploporídeo não determinado	55
Figura 21. Diagrama incompleto de <i>Dendrorchis retrobiloba</i>	59
Figuras 22-24. Fotomicrografias de <i>Dendrorchis retrobiloba</i>	60
Figura 25. Diagrama incompleto de <i>Antorchis lintoni</i>	65
Figura 26. Diagrama incompleto de <i>Genarchella parva</i>	70
Figura 27. Fotomicrografia da região anterior de <i>Genarchella parva</i>	71
Figuras 28 e 29. Diagramas incompletos de <i>Ascocotyle</i> sp.....	77
Figuras 30-32. Fotomicrografias de <i>Ascocotyle</i> sp.	78

Figura 33. Fotomicrografia da ‘metacercária indeterminada 1’	81
Figura 34. Fotomicrografia da ‘metacercária indeterminada 2’	84
Figuras 35-39. Diagramas incompletos de <i>Gyrodactylus</i> sp.	89
Figura 40. Fotomicrografia feita com contraste de fase de <i>Gyrodactylus</i> sp.	90
Figuras 41-46. Diagramas incompletos de <i>Cacatuocotyle</i> sp.	96
Figuras 47-49. Fotomicrografias de <i>Cacatuocotyle</i> sp.	97
Figuras 50-57. Diagramas incompletos de <i>Characithecium costaricensis</i>	101
Figuras 58-65. Diagramas incompletos de <i>Characithecium</i> sp.	106
Figuras 66-68. Fotomicrografias de <i>Characithecium</i> sp.	107
Figuras 69-76. Diagramas incompletos de <i>Diaphorocleidus kabatai</i>	113
Figuras 77-79. Fotomicrografias feitas com contraste de fase de <i>Diaphorocleidus</i> <i>kabatai</i>	114
Figuras 80-87. Diagramas incompletos de <i>Diaphorocleidus</i> sp. 1	119
Figuras 88-94. Diagramas incompletos de <i>Diaphorocleidus</i> sp. 2	124
Figuras 95-101. Diagramas incompletos de <i>Jainus hexops</i>	128
Figura 102. Fotomicrografia feita com contraste de fase de <i>Jainus hexops</i>	129
Figuras 103-109. Diagramas incompletos de <i>Trinibaculum</i> sp.	133
Figuras 110-117. Diagramas incompletos de <i>Urocleidoides trinidadensis</i>	139
Figuras 118-123. Diagramas incompletos de ‘Ancyrocephalinae indeterminado’	142
Figura 124. Diagrama incompleto do ‘metacestoide indeterminado 1’	146
Figura 125. Diagrama incompleto do gancho do ‘metacestoide indeterminado 2’	149
Figura 126. Fotomicrografia feita com contraste de fase do ‘metacestoide indeterminado 2’	150
Figuras 127 e 128. Diagramas incompletos de <i>Quadrigyrus torquatus</i>	158
Figuras 129-131. Diagramas incompletos de fêmeas de <i>Quadrigyrus torquatus</i>	159

Figuras 132-134. Fotomicrografias do macho de <i>Quadrigyrus torquatus</i>	160
Figuras 135-137. Fotomicrografias das fêmeas de <i>Quadrigyrus torquatus</i>	161
Figuras 138 e 139. Fotomicrografias das fêmeas de <i>Quadrigyrus torquatus</i>	162
Figuras 140-143. Diagramas incompletos do cistacanto de <i>Corynosoma</i> sp.	167
Figuras 144-146. Fotomicrografias do cistacanto de <i>Corynosoma</i> sp.	168
Figuras 147-151. Diagramas incompletos dos machos de <i>Procamallanus</i> (<i>Spirocamallanus</i>) <i>hilarii</i>	179
Figuras 152 e 153. Diagramas incompletos das fêmeas de <i>Procamallanus</i> (<i>Spirocamallanus</i>) <i>hilarii</i>	180
Figuras 154-158. Fotomicrografias de <i>Procamallanus</i> (<i>Spirocamallanus</i>) <i>hilarii</i>	181
Figuras 159 e 160. Fotomicrografias feitas com contraste de fase dos machos de <i>Procamallanus</i> (<i>Spirocamallanus</i>) <i>hilarii</i>	182
Figuras 161-164. Fotomicrografias das fêmeas de <i>Procamallanus</i> (<i>Spirocamallanus</i>) <i>hilarii</i>	183
Figuras 165-168. Microscopia eletrônica de varredura de <i>Procamallanus</i> (<i>Spirocamallanus</i>) <i>hilarii</i>	184
Figuras 169-172. Diagramas incompletos dos machos de <i>Rhabdochona</i> (<i>Rhabdochona</i>) <i>acuminata</i>	193
Figuras 173 e 174. Diagramas incompletos das fêmeas de <i>Rhabdochona</i> (<i>Rhabdochona</i>) <i>acuminata</i>	194
Figura 175. Fotomicrografia feita com contraste de fase da extremidade posterior de um espécime macho de <i>Rhabdochona</i> (<i>Rhabdochona</i>) <i>acuminata</i>	195
Figuras 176-178. Fotomicrografias feitas com contraste de fase das fêmeas de <i>Rhabdochona</i> (<i>Rhabdochona</i>) <i>acuminata</i>	196

Figuras 179-181. Fotomicrografias das fêmeas de <i>Rhabdochona</i> (<i>Rhabdochona</i>) <i>acuminata</i>	197
Figura 182. Distribuição dos grupos de helmintos parasitos (número e percentagem) (a) e distribuição da riqueza parasitária em relação aos grupos de helmintos (entre parênteses aparece o número de espécies encontradas no grupo) (b) coletados em <i>Astyanax</i> aff. <i>fasciatus</i> no Lago Guaíba, RS.....	199
Figura 183. Curva de suficiência amostral dos helmintos parasitos de <i>Astyanax</i> aff. <i>fasciatus</i> coletados no Lago Guaíba, RS	201
Figura 184. Distribuição da frequência da riqueza parasitária independente do sexo (a); e em relação ao sexo (b) de <i>Astyanax</i> aff. <i>fasciatus</i> no Lago Guaíba, RS	203
Figura 185. Distribuição dos grupos de helmintos parasitos (número e percentagem) (a) e distribuição da riqueza parasitária em relação aos grupos de helmintos (entre parênteses aparece o número de espécies encontradas no grupo) (b) coletados em <i>Astyanax jacuhiensis</i> no Lago Guaíba, RS.....	204
Figura 186. Curva de suficiência amostral dos helmintos parasitos de <i>Astyanax jacuhiensis</i> coletados no Lago Guaíba, RS	206
Figura 187. Distribuição da frequência da riqueza parasitária independente do sexo (a); e em relação ao sexo (b) de <i>Astyanax jacuhiensis</i> no Lago Guaíba, RS	208
Figura 188. Classificação das espécies de helmintos de acordo com HANSKI (1982) e BUSH & HOLMES (1986) nas comunidades componentes de <i>Astyanax</i> aff. <i>fasciatus</i> (a) e <i>Astyanax jacuhiensis</i> (b).....	217

RESUMO

No Brasil já foram registradas 2.587 espécies de peixes, cerca de 58% dos peixes neotropicais de água doce. A família Characidae representa um grupo com elevada riqueza de espécies, ampla distribuição geográfica e pouca diferenciação morfológica. Dentre os gêneros reunidos em Characidae, o gênero *Astyanax* reúne mais de 130 espécies válidas, popularmente conhecidas como lambaris. Nos ecossistemas, os lambaris ocupam importante papel nas cadeias alimentares, sendo importantes itens na dieta de algumas espécies de peixes carnívoros, são considerados dispersores de sementes, são tolerantes a ambientes poluídos e são apreciados na pesca esportiva. Esses peixes são hospedeiros de diferentes grupos de parasitos, que podem ser utilizados para explicar diferentes processos relacionados aos seus hospedeiros. No Estado do Rio Grande do Sul ocorrem, até o momento, 13 espécies de *Astyanax*, dentre elas, *Astyanax* aff. *fasciatus* e *Astyanax jacuhiensis* consideradas espécies constantes no Lago Guaíba, RS. Entre março de 2012 e dezembro de 2013, foram obtidas amostras de *Astyanax* aff. *fasciatus* (n = 70) e *Astyanax jacuhiensis* (n = 60) nos Municípios de Guaíba e Barra do Ribeiro, RS, através de arrastos com rede do tipo picaré para determinar suas helmintofaunas e a possível influência do tamanho (comprimento e massa corporal) e do sexo dos hospedeiros sobre os parasitos. Em *A. aff. fasciatus*, foram coletados 1.081 helmintos, pertencentes à 20 espécies: *Saccocoelioides octavus*, *Dendrorchis retrobiloba*, *Antorchis lintoni*, *Ascocotyle* sp., ‘metacercária indeterminada 1’, ‘metacercária indeterminada 2’, *Gyrodactylus* sp., *Cacatuocotyle* sp., *Characithecium* sp., *Diaphorocleidus kabatai*, *Diaphorocleidus* sp. 1, *Diaphorocleidus* sp. 2, *Jainus hexops*, *Trinibaculum* sp., *Urocleidoides trinidadensis*, ‘metacestoide indeterminado 1’, ‘metacestoide indeterminado 2’, *Quadrigyrus torquatus*, *Procamallanus*

(*Spirocamallanus*) *hilarii* e *Rhabdochona* (*Rhabdochona*) *acuminata*. Em *A. jacuhiensis*, foi coletado um total de 341 helmintos, pertencentes à 18 espécies: *Chalcinotrema* sp., *S. octavus*, ‘haploporídeo indeterminado’, *Genarchella parva*, *Ascocotyle* sp., ‘metacercária indeterminada 1’, *Cacatuocotyle* sp., *Characithecium costaricensis*, *Characithecium* sp., *D. kabatai*, *Diaphorocleidus* sp. 1, *Diaphorocleidus* sp. 2, *J. hexops*, *Trinibaculum* sp., *U. trinidadensis*, ‘Ancyrocephalinae indeterminado’, *Corynosoma* sp. e *P. (S.) hilarii*. A diversidade de parasitos nos machos de *A. jacuhiensis* ($H' = 2,19$) foi significativamente maior do que nas fêmeas ($H' = 1,92$) ($t = 2,46$; $p = 0,01$), assim como para os machos ($H' = 1,97$) e para as fêmeas ($H' = 1,17$) ($t = 10,84$; $p < 0,0001$) de *A. aff. fasciatus*. Os coeficientes indicaram uma helmintofauna mais similar entre machos e fêmeas de *A. jacuhiensis* ($C_j = 0,67$ e $C_s = 0,8$) em relação à *A. aff. fasciatus* ($C_j = 0,65$ e $C_s = 0,79$). No entanto, ambas espécies de lambaris compartilharam 12 espécies parasitas, característica que pode estar associada à dieta semelhante nessas espécies de peixes, bem como ao acesso desses parasitos aos hospedeiros. A presença de estágios larvais (*Ascocotyle* sp., ‘metacercária indeterminada 1’, ‘metacercária indeterminada 2’, ‘metacestoide indeterminado 1’, ‘metacestoide indeterminado 2’, *Q. torquatus* e *Corynosoma* sp.) nos lambaris indica que esses peixes atuam como hospedeiros intermediários e/ou paratênicos de parasitos que maturam em vertebrados piscívoros, seus predadores. A prevalência das espécies parasitas não apresentou diferença entre os sexos dos hospedeiros nas comunidades componentes, contudo a intensidade e/ou a abundância das infecções de *Ascocotyle* sp., *D. kabatai*, *Trinibaculum* sp. e *P. (S.) hilarii* apresentaram correlação significativa com o comprimento total e/ou massa corporal dos hospedeiros. Com exceção de *P. (S.) hilarii*, as demais espécies não haviam sido registradas para as duas espécies de *Astyanax* no Lago Guaíba, RS.

1. INTRODUÇÃO

1.1. Biodiversidade de parasitos e peixes

A diversidade de espécies conhecida é resultado da variedade e interação entre as diferentes espécies ao longo de muitos anos (THOMPSON 1996). Essa diversidade existente na Terra precisa ser conhecida e quantificada, constituindo um dos estudos fundamentais na Biologia (ZHANG 2011). Recentemente, essa atividade passou a ter um significado que extrapola as questões científicas, principalmente quando considerada sob ponto de vista social e político (LEWINSOHN & PRADO 2004).

Atualmente, qualquer estudo sobre ecossistemas exige o conhecimento da diversidade biológica, para que possam ser traçadas estratégias de inventários e monitoramentos que possam desacelerar a perda da biodiversidade global (SANTOS 2006). Contudo, os estudos sobre biodiversidade são mais concentrados nos vertebrados do que nos invertebrados (DUNN *et al.* 2009). Dentre os invertebrados, os parasitos geralmente são desconsiderados e negligenciados na maioria dos estudos sobre ecossistemas, merecendo atenção somente quando causam patologias, degradação biológica e impacto econômico (MARCOGLIESE 2005).

Os parasitos constituem um grupo muito diverso e, quando a definição de parasitismo é ampliada, 30 a 50% das espécies descritas podem ser classificadas como parasitas (PRICE 1980, POULIN & MORAND 2004). Se cada espécie de vertebrado abriga pelo menos uma espécie parasita, o número de parasitos seguramente será superior ao das espécies de vida livre (POULIN & MORAND 2004).

Os parasitos podem ser utilizados para explicarem diferentes processos: inferem sobre a ecologia, a biogeografia, a genética e a evolução de seus hospedeiros (ESCH *et*

al. 1990, POULIN & MORAND 2004). Além disso, eles podem manipular, alterar o comportamento, causar desorientação, provocar distrofia pigmentar e, controlar a sobrevivência e reprodução dos seus hospedeiros (MOORE 2002, AMATO *et al.* 2003, FULLER *et al.* 2003, POULIN 2007, SEPPÄLÄ *et al.* 2008, HUGHES *et al.* 2012). Portanto, as relações existentes entre hospedeiros e parasitos constituem ótimos modelos para estudos da ecologia e evolução dos organismos envolvidos (MINCHELLA & SCOTT 1991, BROOKS 2000, WHITEMAN & PARKER 2005).

Em todos os grupos de vertebrados, hospedeiros com hábito aquático apresentam uma riqueza parasitária maior em comparação com hospedeiros de hábito terrestre (POULIN & MORAND 2004). Segundo KENNEDY *et al.* (1986), as aves aquáticas apresentam as maiores riquezas parasitárias, enquanto nos peixes de água doce, as riquezas são freqüentemente menores em relação às aves. Esta diferença está relacionada com características dos peixes como ectotermia, vagilidade do hospedeiro, dieta e complexidade do canal alimentar.

Nos peixes são encontrados todos os grupos de helmintos (aspidobótreos, digenéticos, monogenéticos, cestoides, acantocéfalos e nematoides) além de outros grupos parasitos (protistas, crustáceos e hirudíneos) (EIRAS *et al.* 2006). Segundo KENNEDY (2009), os peixes são ótimos organismos para o estudo da ecologia dos parasitos, pois muitas espécies de peixes são abundantes, os métodos de captura são bem conhecidos, facilitando a obtenção de amostras grandes para avaliar os descritores ecológicos a partir de amostragens em habitats idênticos.

Os ecossistemas aquáticos estão dentre os mais diversos e ameaçados ambientes na Terra (GEIST 2011). A ictiofauna da Região Neotropical apresenta a maior biodiversidade de peixes de água doce do mundo, com 4.035 a 4.475 espécies descritas (REIS *et al.* 2003, LÉVÊQUE *et al.* 2008).

O estudo da ictiofauna de água doce no Brasil foi influenciado, principalmente, por pesquisadores estrangeiros, que realizaram expedições durante os séculos XVIII e XIX, dentre eles, destacam-se: Marcgrave, Cuvier, Valenciennes, Spix, Martius, Natterer, Heckel, Kner, Agassiz, Castelnau, Steindachner, Fowler, Myers e principalmente o pesquisador Carl Eigenmann, que influenciou novos rumos na sistemática de peixes (MENEZES 1992).

No Brasil, já foram registradas 2.587 espécies de peixes, cerca de 58% das espécies neotropicais de água doce (BUCKUP *et al.* 2007). Este número de espécies pode estar subestimado devido ao número de incontáveis bacias hidrográficas, quantidade reduzida de pesquisadores envolvidos e estudos realizados, infra-estrutura utilizada nas amostragens e revisões taxonômicas de vários grupos (VARI & MALABARBA 1998, AGOSTINHO *et al.* 2005). Entre os ostariofíseos (peixes com substância de alarme, distribuídos em Gonorynchiformes, Cypriniformes, Characiformes, Gymnotiformes e Siluriformes), além do elevado número de espécies, é evidente a diversidade anatômica interna e externa, refletindo numa variedade de formas, cores e padrões biológicos (VARI & MALABARBA 1998, CARVALHO *et al.* 2012).

Segundo MALABARBA (1989), a coleção ictiológica mais antiga do sistema da Laguna dos Patos foi realizada por Friedrich Sellow em expedições no Estado do Rio Grande do Sul entre 1822 e 1827. No entanto, o primeiro autor a trabalhar com a ictiofauna deste sistema lagunar foi Reinhold F. Hensel, em expedições entre 1863 e 1866, e ao retornar para a Alemanha, publicou vários artigos sobre a fauna coletada. Posteriormente, outros naturalistas, como von Ihering, Smith e Haseman realizaram coletas no sistema da Laguna.

Nos últimos anos, o conhecimento sobre a diversidade de peixes no sistema da Laguna dos Patos vem sendo ampliado, passando de um total de 106 espécies

(MALABARBA 1989) para 170 espécies pertencentes a sete ordens e 27 famílias (LANGEANI *et al.* 2009). No Lago Guaíba, FLORES-LOPES *et al.* (2010) registraram um total de 52 espécies, 29% em Characidae e 12% em Loricariidae e Cichlidae. Neste estudo, as espécies mais abundantes foram *Cheirodon ibicuihensis* Eigenmann, 1915 (21,7%), *Astyanax fasciatus* (= *A. aff. fasciatus* (Cuvier, 1819)) (20,5%) (Fig. 1), *Hyphessobrycon luetkenii* (Boulenger, 1887) (15,5%) e *Corydoras paleatus* (Jenyns, 1842) (11%). As espécies *Cyanocharax alburnus* (Hensel, 1870) (95,45%), *A. aff. fasciatus* (90,90%) e *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894) (85,22%) (Fig. 2) foram consideradas como espécies constantes.

A ordem Characiformes agrupa 18 famílias (dentre elas, Characidae) com aproximadamente 270 gêneros e mais de 1.674 espécies, a maioria ocorrendo na Região Neotropical. Ela agrupa peixes com nadadeira adiposa geralmente presente, corpo com escamas (na maioria), muitos com padrões bem coloridos e utilizados como peixes ornamentais por aquaristas. As relações filogenéticas neste grupo ainda não são totalmente compreendidas e muitas espécies ainda são pouco conhecidas (NELSON 2006).

Os peixes da família Characidae representam um grupo com elevada riqueza, ampla distribuição geográfica, pouca diferenciação morfológica, ecológica e comportamental o que sugere que este possa ser um grupo em especiação (GURGEL 2004). Dentre os gêneros reunidos em Characidae, o gênero *Astyanax* Baird & Girard, 1854 agrupa mais de 130 espécies válidas, a maioria delas conhecida como lambaris (ESCHMEYER & FRICKE 2012). A capacidade de dispersão e isolamento geográfico foram condições importantes para a diversidade de espécies de *Astyanax*, visto que podem habitar ambientes lóticos e lênticos, inclusive aqueles com restrição para outras espécies de peixes (GÉRY 1977, ARTONI *et al.* 2006).

Figuras 1 e 2. Espécimes de lambaris. (1) Espécime de *Astyanax aff. fasciatus* (Cuvier, 1819); (2) Espécime de *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894) (Fotos: cortesia do Prof. Dr. Luiz R. Malabarba, UFRGS).



1



2

Nos ecossistemas, os lambaris ocupam importante papel nas cadeias alimentares com importância no forrageio de algumas espécies de peixes carnívoros e são apreciados na pesca esportiva (BARBIERI & BARBIERI 1988, BARBIERI *et al.* 1996). Além disso, a presença de sementes intactas no estômago de lambaris sugere que esses peixes são dispersores de sementes (VILELLA *et al.* 2002). Os lambaris *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* são tolerantes a ambientes poluídos por descargas domésticas e podem ser utilizados como bioindicadores (SCHULZ & MARTINS-JUNIOR 2001, ALBERTO *et al.* 2005, LEMOS *et al.* 2008).

No Estado do Rio Grande do Sul ocorrem as seguintes espécies de *Astyanax*: *Astyanax brachypterygium* Bertaco & Malabarba, 2001, *Astyanax cremnobates* Bertaco & Malabarba, 2001, *Astyanax dissensus* Lucena & Thofehrn, 2013, *Astyanax eigenmanniorum* (Cope, 1894), *A. aff. fasciatus* (Cuvier, 1819), *Astyanax henseli* Melo & Buckup, 2006, *A. jacuhiensis*, *Astyanax laticeps* (Cope, 1894), *Astyanax obscurus* (Hensel, 1870), *Astyanax procerus* Lucena, Castro & Bertaco, 2013, *Astyanax saguazu* Casciotta, Almirón & Azpelicueta, 2003, *Astyanax stenohalinus* Messner, 1962 e *Astyanax xiru* Lucena, Castro & Bertaco, 2013 (BUCKUP *et al.* 2007, LUCENA *et al.* 2013). Dentre essas espécies, *A. eigenmanniorum*, *A. aff. fasciatus*, *A. henseli*, *A. jacuhiensis*, *A. laticeps* e *A. obscurus* foram registradas para o Lago Guaíba ou na Laguna dos Patos (BUCKUP *et al.* 2007, LUCENA *et al.* 2013).

1.2. Biologia de *Astyanax aff. fasciatus*

O lambari-do-rabo-vermelho (*A. aff. fasciatus*) apresenta distribuição do México à porção central da Argentina (LIMA *et al.* 2003, MELO & BUCKUP 2006). Os espécimes de lambaris encontrados do Paraná ao Rio Grande do Sul são considerados como

pertencentes a um “complexo de espécies similares” e são identificadas como *Astyanax aff. fasciatus*, devido às variações encontradas entre diferentes populações (ARTONI *et al.* 2006, MELO & BUCKUP 2006, MEDRADO *et al.* 2008, KANTEK *et al.* 2009, PIE *et al.* 2009, LUCENA *et al.* 2013). Segundo KANTEK *et al.* (2009) as sequências repetitivas de DNA encontradas entre as diferentes espécies de *Astyanax*, sugerem uma relação próxima entre as espécies. Entretanto estudos morfológicos e citogenéticos serão necessários para a confirmação da validade e separação de *A. aff. fasciatus* ocorrente em diferentes bacias hidrográficas do Brasil (MEDRADO *et al.* 2008, KANTEK *et al.* 2009, PIE *et al.* 2009).

Segundo SILVA *et al.* (2010) o comprimento de *A. aff. fasciatus* pode chegar até 17,3cm. No Rio Grande do Sul, MARQUES *et al.* (2007) registraram fêmeas com comprimento de 5,4 a 16,4cm. O lambari-do-rabo-vermelho apresenta mancha umeral com formato verticalmente alongado e geralmente acima da linha lateral; nadadeira anal com 25 a 30 raios e, nadadeiras avermelhadas em vida (MELO & BUCKUP 2006, BERTACO & LUCENA 2010, LUCENA *et al.* 2013).

Em relação à dieta, os lambaris são considerados onívoros (NOMURA 1975, BARBOSA & MATSUMURA-TUNDISI 1984, VILELLA *et al.* 2002, ARTIOLI *et al.* 2003, LOUREIRO-CRIPPA *et al.* 2009, WOLFF *et al.* 2009, SANTOS *et al.* 2011). Segundo VILELLA *et al.* (2002) as espécies de *Astyanax* são onívoras oportunistas apresentando uma dieta bastante variável. A dieta pode estar relacionada com a disponibilidade de áreas para forrageio com vegetais e invertebrados nos diferentes corpos d’água (WOLFF *et al.* 2009).

Na dieta de *A. fasciatus* foram identificados itens alimentares como: detritos vegetais, algas, ácaros, crustáceos (cladóceros e copépodos), insetos aquáticos e terrestres, além de escamas de lambaris (NOMURA 1975, BARBOSA & MATSUMURA-

TUNDISI 1984, VILELLA *et al.* 2002, WOLFF *et al.* 2009). A presença de detritos inorgânicos ocorre em decorrência do forrageio próximo ao substrato, ou à ingestão acidental pelo peixe (BOWEN 1983, BARBOSA & MATSUMURA-TUNDISI 1984).

O hábito alimentar pode variar com o crescimento do peixe durante a passagem do estágio de jovem para adulto (BARBIERI *et al.* 1994). Segundo WOLFF *et al.* (2009) o lambari-do-rabo-vermelho altera a dieta durante o crescimento, substituindo o consumo de itens animais por plantas, decorrente de mudanças no sistema digestório durante o desenvolvimento. Segundo LOUREIRO-CRIPPA *et al.* (2009) o comprimento do intestino de *A. aff. fasciatus* representa uma importante adaptação da espécie quando recursos vegetais estão disponíveis no ambiente. A plasticidade alimentar observada em *A. aff. fasciatus* contribuiu para a ocupação de novos ambientes (SILVA *et al.* 2010).

De acordo com SARMA *et al.* (2003), durante o crescimento das larvas de *A. fasciatus*, ocorre uma mudança na quantidade de itens alimentares ingeridos: com até oito semanas de vida, as larvas tem preferência por uma quantidade maior de cladóceros em relação aos rotíferos. Em indivíduos juvenis, a frequência da ingestão de cladóceros e copépodos é maior em relação aos adultos, que preferem outros macroinvertebrados e detritos vegetais (BARBOSA & MATSUMURA-TUNDISI 1984). Essa alteração na dieta também está relacionada com a ocupação de *A. aff. fasciatus* na vegetação marginal: os juvenis ficam próximos da margem se alimentando de partículas durante o dia, enquanto que os adultos ocupam a vegetação marginal à noite, quando se alimentam de zooplâncton. Segundo TEIXEIRA (1989), espécies de peixes que ocorrem na vegetação marginal utilizam esse microhabitat para refúgio, alimentação e predação.

No Paraná, o estudo com lambari-do-rabo-vermelho indicou que a alimentação é influenciada pela sazonalidade (WOLFF *et al.* 2009). Na primavera, os espécimes de *A. aff. fasciatus* ingeriram diferentes itens alimentares (insetos, sementes, frutas, folhas,

dentre outros); no verão e no outono foram encontrados restos de frutas e sementes, como reflexo da florescência desses vegetais; e no inverno, os lambaris alimentaram-se de pequenos invertebrados, resultado da diminuição do metabolismo dos peixes e consequente captura de alimento. Além disso, a elevação do nível da água coincidiu com o aumento do consumo de invertebrados terrestres por *A. aff. fasciatus* (WOLFF *et al.* 2009). Segundo TEIXEIRA (1989), insetos terrestres podem ser levados para a água através de ventos e então serem consumidos pelos peixes. Esses hábitos oportunistas já foram registrados para diferentes espécies de *Astyanax* (VILELLA *et al.* 2002).

O ciclo reprodutivo do lambari-do-rabo-vermelho é considerado curto e o desenvolvimento ocorre próximo a habitats marginais (HIRT *et al.* 2011). Segundo VAZZOLER & MENEZES (1992), de modo geral, as espécies de *Astyanax* possuem fecundação externa, sem cuidado com a prole e a reprodução ocorre em geral de outubro a abril. Para *A. fasciatus*, a primeira maturação gonadal ocorre em espécimes com 5cm de comprimento e com 8cm as fêmeas estão aptas para a reprodução (BARBIERI & BARBIERI 1988). Entretanto, em espécimes coletados no Lago Guaíba, MARQUES *et al.* (2007) sugerem que a atividade reprodutiva inicia-se em espécimes com 12,2cm de comprimento.

Segundo GURGEL (2004), os machos atingem comprimentos superiores aos das fêmeas. Esta característica pode estar relacionada ao desenvolvimento dos testículos que ocorre durante todo o período de crescimento do peixe. Nas fêmeas, o crescimento é mais intenso durante o ciclo reprodutivo (AGOSTINHO *et al.* 1986, GURGEL 2004). O peso das gônadas tornou as fêmeas susceptíveis à captura durante fevereiro a abril (GURGEL 2004).

Segundo MARTINS *et al.* (2012) as fêmeas apresentam ovários acinzentados quando estão maduros. O período da atividade reprodutiva ocorre na primavera e no

verão, de setembro a dezembro, com pico em novembro (BARBIERI & BARBIERI 1988, SILVA *et al.* 2010). Este período coincidiu com o estudo realizado com espécimes do Lago Guaíba, RS (MARQUES *et al.* 2007). Entre dezembro à março os indivíduos ficaram esgotados/desovados e nos meses de junho e julho, ocorreu maturação gonadal (BARBIERI & BARBIERI 1988). A morfologia das gônadas de *A. aff. fasciatus* foi descrita por HIRT *et al.* (2011) em espécimes coletados na Argentina.

As fêmeas apresentam período de desova longo, variando de outubro a janeiro (BARBIERI *et al.* 1996). Em peixes, uma redução nos valores do fator de condição (avalia o estado fisiológico) e do índice hepatossomático, durante o período de desova, é reflexo do hábito de corte, migração, construção de ninho e cuidado com a prole. Entretanto *A. fasciatus* não apresenta estes comportamentos, pois enquanto os valores do fator de condição aumentam, os valores do índice hepatossomático diminuem (BARBIERI *et al.* 1996). Segundo SCHULZ & MARTINS-JUNIOR (2001) os índices de maturação gonadal de *A. aff. fasciatus* são influenciados pela presença de metais pesados, causando diminuição no diâmetro dos ovócitos e baixo índice gonadal. Segundo SILVA *et al.* (2010) a geomorfologia do ambiente pode influenciar nas estratégias de reprodução, como o desenvolvimento gonadal e o crescimento de machos e fêmeas em *A. aff. fasciatus*.

1.3. Biologia de *Astyanax jacuhiensis*

O lambari-do-rabo-amarelo (*A. jacuhiensis*) foi descrito a partir de espécimes coletados no Rio Jacuí, Estado do Rio Grande do Sul e atualmente, está registrado para a Bacia do Guaíba (Lago Guaíba e Laguna dos Patos) (BUCKUP *et al.* 2007, BERTACO & LUCENA 2010), Bacia Litorânea (Lagoa Mangureira) (ARTIOLI *et al.* 2009) e na Bacia do

Rio Uruguai (LUCENA *et al.* 2013). Para *A. jacuhiensis*, o maior comprimento registrado foi 9,2cm (FONTOURA *et al.* 2010). A espécie apresenta mancha umeral de formato oval, 22 a 28 raios na nadadeira anal e, todas as nadadeiras com coloração amarelo-esverdeadas em vida (BERTACO & LUCENA 2010, LUCENA *et al.* 2013).

Em relação à dieta, *A. jacuhiensis* é classificada como onívora com tendência à herbivoria, sendo que no estudo de VILELLA *et al.* (2002), os itens alimentares encontrados com maior frequência foram: vegetais, coleópteros, dípteros, himenópteros e restos de demais insetos.

Em *A. jacuhiensis*, a primeira maturação sexual é alcançada em espécimes com 5,8cm. Esse valor está acima do modelo de crescimento polifásico (crescimento por diferentes fases), provavelmente por influência de fatores biológicos como o início das atividades reprodutivas (FONTOURA *et al.* 2010). Talvez a demanda energética relacionada com a reprodução do lambari-do-rabo-amarelo, esteja refletida no padrão de crescimento do peixe. No entanto, a falta de estudos sobre a biologia da espécie inviabiliza conclusões precisas sobre a sua reprodução (FONTOURA *et al.* 2010).

1.4. Helmintofauna das espécies de *Astyanax*

1.4.1. Estado da arte da helmintofauna de *Astyanax* spp.

O primeiro trabalho importante sobre helmintologia de peixes brasileiros foi realizado por Travassos *et al.* (1928) in VICENTE *et al.* (1985), com o registro de 52 espécies entre trematódeos, acantocéfalos e nematoides, além de algumas formas imaturas. Estudos sobre helmintofauna de peixes brasileiros vêm crescendo, com uma

estimativa que existam 3.466 espécies parasitas descritas, representando 59% das espécies registradas para a América Central e América do Sul (LUQUE & POULIN 2007).

A helmintofauna das espécies de *Astyanax* é composta por trematódeos digenéticos, monogenéticos, cestoides, acantocéfalos e nematoides (EIRAS *et al.* 2010). No Brasil existem trabalhos sobre a helmintofauna das espécies *Astyanax altiparanae* Garutti & Britski, 2000, *Astyanax bimaculatus* (Linnaeus, 1758), *A. eigenmanniorum*, *A. fasciatus*, *A. jacuhiensis*, *Astyanax parahybae* (Eigenmann, 1908), *Astyanax* aff. *paranae* Eigenmann, 1914, *Astyanax scabripinnis* (Jenyns, 1842) e *Astyanax schubarti* Britski, 1964 (ABDALLAH *et al.* 2004, AVEZEDO *et al.* 2007, PARAGUASSÚ & LUQUE 2007, LIZAMA *et al.* 2008, RIBEIRO *et al.* 2013, VASCONCELOS *et al.* 2013). Em todas estas espécies a biodiversidade de digenéticos e nematoides é maior em relação aos outros grupos de helmintos.

Além da dieta, o tipo de ambiente (lótico ou lêntico), fatores abióticos, impactos que alteram a composição química da água, influenciam a helmintofauna das espécies de *Astyanax* (ABDALLAH *et al.* 2004, PARAGUASSÚ & LUQUE 2007). Em espécies simpátricas, a helmintofauna é semelhante devido à distribuição e à dieta dos peixes (PARAGUASSÚ & LUQUE 2007). Em *A. altiparanae*, a comunidade de helmintos é constituída por um elevado número de espécies satélites, bem como, por formas imaturas dos parasitos (LIZAMA *et al.* 2008). Esta característica está relacionada com as relações tróficas nos ecossistemas: lambaris são hospedeiros intermediários e/ou paratênicos de helmintos que maturam em aves piscívoras, seus predadores.

1.4.2. Trematódeos digenéticos

A maioria dos registros de trematódeos digenéticos em espécies de *Astyanax* foi realizada para *A. fasciatus* no México (Jiménez-Guzmán 1973 *apud* SALGADO-MALDONADO 2006, Fucugauchi-Suárez del Real *et al.* 1988 *apud* SALGADO-MALDONADO 2006, Vidal-Martínez 1995 *apud* SALGADO-MALDONADO 2006, SCHOLZ *et al.* 1995a, 1995b, 1995c, DITRICH *et al.* 1996, SCHOLZ *et al.* 1997, SCHOLZ & VARGAS-VÁZQUEZ 1998, López-Jiménez 2001 *apud* SALGADO-MALDONADO 2006, AGUIRRE-MACEDO *et al.* 2001a, 2001b, SALGADO-MALDONADO *et al.* 2001, SALGADO-MALDONADO *et al.* 2005a), na Nicarágua (WATSON 1976, SCHOLZ *et al.* 2004) e na Colômbia (THATCHER 1979). Na América do Sul, existem registros de digenéticos em *A. fasciatus* para a Argentina (SZIDAT 1970, LUNASCHI 1990, 1988, 1998, 1989) e para o Brasil (TRAVASSOS *et al.* 1928, KOHN *et al.* 1990, FORTES & HOFFMANN 1999, ABDALLAH *et al.* 2004).

Em *Astyanax aeneus* (Günther, 1860) foram registrados digenéticos no México (LAMOTHE-ARGUMEDO 1974, SALGADO-MALDONADO *et al.* 2004b, SALGADO-MALDONADO *et al.* 2005a, 2005b, ESPINAL-CARRIÓN & LÓPEZ-LÓPEZ 2010) e na Costa Rica (CHOUDHURY *et al.* 2002). Para *Astyanax mexicanus* (De Filippi, 1853) os registros ocorreram para o México (UNDERWOOD & DRONEN JR 1984, SALGADO-MALDONADO *et al.* 2004a, MONKS *et al.* 2005, PÉREZ-PONCE DE LEÓN *et al.* 2010).

Na Argentina, os caracídeos *Astyanax abramis* (Jenyns, 1842) (LUNASCHI 1990), *Astyanax asuncionensis* Géry, 1972 (LUNASCHI 1988), foram registrados com espécies de digenéticos. Em *A. bimaculatus* existem registros de digenéticos para a Argentina (SZIDAT 1973, LUNASCHI 1990, 1989) e para o Brasil (TRAVASSOS & FREITAS 1940,

KOHN *et al.* 1990, ABDALLAH *et al.* 2004, AZEVEDO *et al.* 2010, KOHN *et al.* 2011, VASCONCELOS *et al.* 2013).

Em *A. eigenmanniorum* foram registrados digenéticos na Argentina (LUNASCHI 1990, 1989) e, em *A. altiparanae* para o Brasil (AZEVEDO *et al.* 2007, LIZAMA *et al.* 2008, TAKEMOTO *et al.* 2009). BROOKS (1977) registrou *Phyllodistomoides duncani* Brooks, 1977 em uma espécie indeterminada de *Astyanax* na Colômbia.

FLORES-LOPES & THOMAZ (2011) registraram espécimes de *A. aff. fasciatus* provenientes do Lago Guaíba com a “doença dos pontos pretos”, causada por metacercárias, conferindo ao peixe diferentes pontos escuros por todo o corpo. No referido estudo, as metacercárias não foram identificadas e, os peixes com elevada infecção estavam associados a pontos de coleta onde os parâmetros físicos e químicos da água apresentaram resultados como indicadores de boa qualidade ambiental.

1.4.3. Monogenéticos

No México, os caracídeos registrados com monogenéticos foram: *A. fasciatus* (Vidal-Martínez 1995 *apud* SALGADO-MALDONADO 2006, MENDOZA-FRANCO *et al.* 1999, López-Jiménez 2001 *apud* SALGADO-MALDONADO 2006, SALGADO-MALDONADO *et al.* 2001); *A. aeneus* (SALGADO-MALDONADO *et al.* 2005a, 2005b, MENDOZA-FRANCO *et al.* 2009, MENDOZA-FRANCO *et al.* 2013) e, *A. mexicanus* (SALGADO-MALDONADO *et al.* 2004a, PÉREZ-PONCE DE LEÓN *et al.* 2010).

Além dos estudos supracitados, espécies de monogenéticos foram registradas em *A. fasciatus* na Costa Rica (PRICE & BUSSING 1967, KRITSKY & FRITTS 1970, KRITSKY & LEIBY 1972), Nicarágua (MENDOZA-FRANCO *et al.* 2003), Panamá (MENDOZA-

FRANCO *et al.* 2009), Colômbia (KRITSKY & THATCHER 1974) e Brasil (GIOIA *et al.* 1988).

No Panamá, monogenéticos foram registrados em *Astyanax orthodus* Eigenmann, 1907 e em *Astyanax ruberrimus* Eigenmann, 1913 (MENDOZA-FRANCO *et al.* 2009). Em *A. bimaculatus* existem registros para Trinidad e Tobago (MOLNAR *et al.* 1974), Venezuela (NASIR 1983) e Brasil (AZEVEDO *et al.* 2010, VASCONCELOS *et al.* 2013).

No Brasil, além dos registros supracitados, os lambaris registrados com monogenéticos foram *A. altiparanae* (FERRARI-HOEINGHAUS *et al.* 2006, AZEVEDO *et al.* 2007, LIZAMA *et al.* 2008, TAKEMOTO *et al.* 2009, ALMEIDA & COHEN 2011, ABDALLAH *et al.* 2013) e *A. scabripinnis* (GIOIA *et al.* 1988).

1.4.4. Cestoides

Existem poucos registros de cestoides parasitando espécies de *Astyanax*. No México, foram registrados cestoides em *A. fasciatus* (SCHOLZ *et al.* 1996, AGUIRRE-MACEDO *et al.* 2001a, López-Jiménez 2001 *apud* SALGADO-MALDONADO 2006, SALGADO-MALDONADO *et al.* 2001), em *A. aeneus* (SALGADO-MALDONADO *et al.* 2004b, MONKS *et al.* 2005, SALGADO-MALDONADO *et al.* 2005a, 2005b) e em *A. mexicanus* (PEREZ-PONCE DE LEON *et al.* 2010).

No Brasil, os lambaris registrados com cestoides foram *A. scabripinnis* (REGO 1997) e *A. altiparanae* (AZEVEDO *et al.* 2007, LIZAMA *et al.* 2008, TAKEMOTO *et al.* 2009).

1.4.5. Acantocéfalos

As espécies de *Astyanax* registradas como hospedeiras de acantocéfalos foram: *A. mexicanus* no Texas, Estados Unidos (UNDERWOOD & DRONEN JR 1984) e México (PÉREZ-PONCE DE LEÓN *et al.* 2010); *A. fasciatus* (SCHOLZ *et al.* 1996) e *A. aeneus* no México (ESPINAL-CARRIÓN & LÓPEZ-LÓPEZ 2010).

Para a América do Sul, a riqueza de acantocéfalos parasitando espécies de *Astyanax* é extremamente baixa, com registros em *A. bimaculatus* (VAN CLEAVE 1920, FUJIMOTO *et al.* 2013) e *A. altiparanae* (LIZAMA *et al.* 2008).

1.4.6. Nematoides

Existem registros de nematoides parasitando espécies de *Astyanax* principalmente no México e no Brasil. No México, foram registrados nematoides em *A. mexicanus* (UNDERWOOD & DRONEN JR 1984, MONKS *et al.* 2005, PEREZ-PONCE DE LEON *et al.* 2010, CASPETA-MANDUJANO *et al.* 2000); em *A. fasciatus* (Caballero-Deloya 1977 *apud* SALGADO-MALDONADO 2006, Pineda-López *et al.* 1985 *apud* SALGADO-MALDONADO 2006, Fucugauchi-Suárez del Real *et al.* 1988 *apud* SALGADO-MALDONADO 2006, Vidal-Martínez 1995 *apud* SALGADO-MALDONADO 2006, MORAVEC *et al.* 1995a, 1995b, MORAVEC & VARGAS-VAZQUEZ 1996, CASPETA-MANDUJANO *et al.* 2000, AGUIRRE-MACEDO *et al.* 2001a, 2001b, López-Jiménez 2001 *apud* SALGADO-MALDONADO 2006, SALGADO-MALDONADO *et al.* 2001, SALGADO-MALDONADO *et al.* 2004a) e em *A. aeneus* (SALGADO-MALDONADO *et al.* 2004b, 2005a, 2005b, ESPINAL-CARRIÓN & LÓPEZ-LÓPEZ 2010).

Para o Brasil, as espécies de lambaris registradas com nematoides foram *A. altiparanae* (AZEVEDO *et al.* 2007, LIZAMA *et al.* 2008, TAKEMOTO *et al.* 2009), *A. bimaculatus* (KLOSS 1966, PINTO & NORONHA 1976, MORAVEC *et al.* 1994, ABDALLAH *et al.* 2004, PARAGUASSÚ & LUQUE 2007, EIRAS *et al.* 2010, KOHN *et al.* 2011, VASCONCELOS *et al.* 2013), *A. eigenmanniorum* (KOHN *et al.* 2011), *A. fasciatus* (TRAVASSOS 1927, KLOSS 1966, PINTO & NORONHA 1976, KOHN *et al.* 1989, PARAGUASSÚ & LUQUE 2007), *A. jacuhiensis* (KOHN *et al.* 1989), *A. parahybae* (ABDALLAH *et al.* 2004), *A. aff. paranae* (RIBEIRO *et al.* 2013) e *A. schubarti* (KLOSS 1966, VICENTE *et al.* 1985).

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo geral

Determinar a helmintofauna de *Astyanax* aff. *fasciatus* (Cuvier, 1819) e *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894) do Lago Guaíba, Estado do Rio Grande do Sul, Brasil.

2.2. Objetivos específicos

1. Determinar e descrever as espécies de helmintos parasitos de *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* coletados no Lago Guaíba, Rio Grande do Sul, Brasil.
2. Determinar os parâmetros ecológicos (prevalência, intensidade, abundância e amplitude da infecção) para cada espécie parasita.
3. Avaliar a influência do tamanho (comprimento e massa corporal) e sexo dos hospedeiros sobre a comunidade de helmintos e, sobre os parâmetros ecológicos.
4. Caracterizar, qualitativamente e quantitativamente, a comunidade componente de helmintos de *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* no sul do Brasil.
5. Comparar a riqueza e a diversidade entre as helmintofaunas de *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis*.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Local de coleta

O Estado do Rio Grande do Sul apresenta três bacias hidrográficas: a Bacia do Uruguai, a Bacia do Guaíba (formada por oito bacias menores) e a Bacia Costeira do Sul (NORONHA 1998, MENEGAT & KIRCHHEIM 2006). O Lago Guaíba contribui com a formação da Bacia Costeira do Sul, formando o maior complexo lagunar da América do Sul (NORONHA 1998) (Figs 3 e 4).

Em tupi-guarani, Guaíba significa ‘baía de todas as águas’ e, este Lago já foi denominado Guabirenda, Lago de Viamão e Lago de Porto Alegre (NORONHA 1998, EMYGDIO 2008). Este Lago apresenta regime de escoamento bidimensional, é formado pela contribuição das águas dos rios Jacuí (84,6%), Sinos (7,5%), Caí (5,2%) e Gravataí (2,7%). O local onde as águas desses quatro rios desembocam é denominado Delta do Jacuí, representando o limite norte do Lago e, o limite sul é representado pela Ponta de Itapuã (MENEGAT & KIRCHHEIM 2006).

O Lago Guaíba apresenta 496 km² de área, uma extensão de 50 km entre os limites norte e sul e, larguras entre 900m, da Ponta do Gasômetro à Ilha da Pintada e, 19 km nas enseadas da Praia de Itapuã (MENEGAT & KIRCHHEIM 2006, NICOLODI *et al.* 2011). Ele está a 4 metros acima do nível do mar e apresenta uma profundidade de 2 metros, podendo chegar a 31 metros na Ponta de Itapuã. A margem leste é formada por pontas de morros graníticos residuais e a oeste, por pontas de areia (MENEGAT & KIRCHHEIM 2006).

Figura 3. Diagramas mostrando a localização dos pontos de coleta no Lago Guaíba, Municípios de Guaíba e Barra do Ribeiro, RS, Brasil.

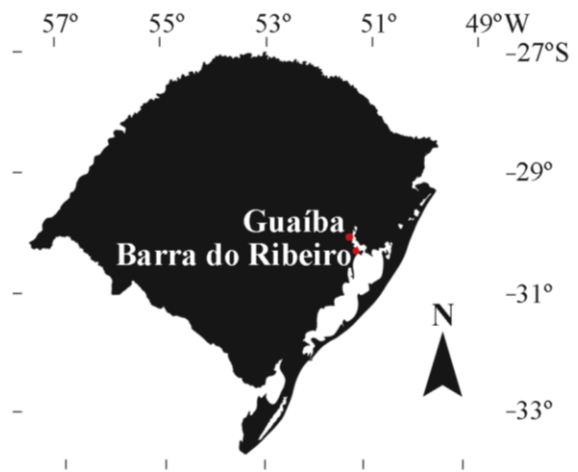


Figura 4. Localização dos pontos de coleta no Lago Guaíba, Municípios de Guaíba e Barra do Ribeiro, RS, Brasil. Barras = 50 km (Figs 4a, 4b) e 10 km (Fig. 4c) (imagens obtidas pelo software Google Earth®).



3.2. Coleta e necropsia dos hospedeiros

Foram coletados 70 lambaris-do-rabo-vermelho (*A. aff. fasciatus*) e 60 lambaris-do-rabo-amarelo (*A. jacuhiensis*) entre março de 2012 e dezembro de 2013, no Lago Guaíba, Municípios de Guaíba (30°08'28"S, 51°18'53"W) e Barra do Ribeiro (30°17'11"S, 51°18'01"W), RS, Brasil (Figs 3 e 4). Os lambaris foram capturados em saídas a campo com o Laboratório de Ictiologia do Departamento de Zoologia, Instituto de Biociências da Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS) com licença concedida pelo SISBIO Nº 31891-2.

Os peixes foram capturados através de arrastos com rede do tipo picaré (15 m X 1,5 m X 0,5 m) (Figs 5 e 6) (MALABARBA & REIS 1987). Os lambaris foram manipulados rapidamente e embalados individualmente em sacos plásticos para evitar a perda e/ ou troca de ectoparasitos entre os hospedeiros (Fig. 7), e foram acondicionados em isopores com gelo para transporte até o Laboratório de Helminologia do Departamento de Zoologia, Instituto de Biociências da UFRGS. A identificação das espécies hospedeiras foi realizada com auxílio das chaves dicotômicas e, das descrições realizadas por MELO & BUCKUP (2006), BERTACO & LUCENA (2010) e LUCENA *et al.* (2013).

Em laboratório, os peixes foram refrigerados para posterior necropsia. A massa corporal, o comprimento total (CT) e o comprimento padrão (CP) dos peixes foram aferidos e as medidas, anotadas no formulário de necropsia, utilizado para cada hospedeiro (Anexo I). Os peixes foram pesados com auxílio de balança analítica BEL modelo Mark 1300. As medidas de comprimento foram realizadas com régua de metal acoplada em uma base de madeira.

Figuras 5-7. Coletas dos hospedeiros: (5 e 6) arrastos realizados com rede do tipo picaré para obtenção dos lambaris; (7) peixe embalado individualmente em saco plástico.



O exame dos hospedeiros iniciou com a raspagem do muco e a retirada das escamas em placas de Petri com auxílio de uma faca e solução de formalina 1:4000. As brânquias foram retiradas, colocadas em solução de formalina (1:4000) e agitadas para despreendimento dos monogenéticos. Este conteúdo permaneceu descansando por uma hora, e então foi adicionado formalina até obter uma concentração de 5% (AMATO 1994). As narinas foram lavadas com solução de formalina 1:4000 para posterior exame com auxílio de estereomicroscópio.

Após incisão ventral, os seguintes órgãos foram separados e analisados: esôfago, estômago, cecos pilóricos, fígado, vesícula biliar, intestino, reto, rins, bexiga urinária, coração, vesícula gasosa e as gônadas conforme o sexo do espécime. Cada órgão foi colocado em uma placa de Petri com solução salina a 0,65%. Os órgãos tubulares foram abertos longitudinalmente e tiveram seus conteúdos raspados. Rim e fígado foram dilacerados com auxílio de uma sonda exploradora dental. A cavidade abdominal foi lavada com solução salina 0,65 % para exame sob estereomicroscópio.

Após a realização da necropsia, espécimes representativos dos hospedeiros foram fixados com formalina 10% (MALABARBA & REIS 1987) e depositados na Coleção Ictiológica do Departamento de Zoologia da UFRGS, sob os números UFRGS 19121 (*A. aff. fasciatus* – macho), UFRGS 19122 (*A. aff. fasciatus* – fêmea), UFRGS 19123 (*A. jacuhiensis* – macho), UFRGS 19124 (*A. jacuhiensis* – fêmea).

3.3. Processamento dos helmintos

3.3.1. Coleta e fixação

Os órgãos foram lavados, com auxílio de peneira com malha de abertura de 154 µm para remoção de detritos inorgânicos e gorduras, e examinados sob

estereomicroscópio para a procura dos parasitos. Os helmintos encontrados foram transferidos com auxílio de pincel de cerdas finas ou pipeta de Pasteur para uma placa de Petri contendo solução salina a 0,65%.

Os cistos de digenéticos foram colocados entre lâmina e lamínula e pressionados com os dedos para a liberação das larvas. O cestóide proteocefalídeo foi removido do cisto e deixado em solução salina 0,65 % no refrigerador para relaxamento muscular e posterior fixação sob compressão. Os acantocéfalos foram removidos dos cistos e colocados em água destilada por 24 horas no refrigerador para que ocorresse a eversão da probóscide. Após 24 horas, os acantocéfalos foram furados com auxílio de agulha de ponta finíssima, para liberação do líquido pseudocelomático.

As larvas e os adultos dos helmintos encontrados foram comprimidos entre lâmina e lamínula sob pressão e tempo variável, proporcional ao tamanho dos espécimes (AMATO & AMATO 2010). Os digenéticos, cestóides e acantocéfalos foram fixados em A.F.A. (etanol 70° GL – 7 partes, formalina – 2 partes e ácido acético glacial – 1 parte) frio por 48 horas (AMATO & AMATO 2010). Os monogenéticos foram coletados da raspagem do muco e da solução de formalina contendo as brânquias e, fixados em formalina a 5% (AMATO 1994). Os nematoides encontrados foram fixados em A.F.A. aquecido à 65°C, método que relaxa os espécimes (AMATO & AMATO 2010). Após 48 horas, os espécimes foram transferidos da solução fixadora para o etanol 70° GL, onde foram guardados para posterior montagem e determinação.

3.3.2. Montagem e conservação

A montagem dos helmintos foi realizada de acordo com o grupo e tipo de estudo realizado. Digenéticos, cestóides e acantocéfalos foram corados com hematoxilina de

Delafield através de uma bateria de coloração pelo método regressivo (Tab. I). Este método permite uma coloração em excesso para posterior diferenciação através de solução com ácido clorídrico 0,5% sob estereomicroscópio (AMATO & AMATO 2010).

Tabela I. Processo de coloração dos helmintos com hematoxilina de Delafield.

Substância	Processo	Tempo
Etanol 70° GL		15 min.
Etanol 50° GL	Hidratação	15 min.
Etanol 30° GL		15 min.
Água destilada		15 min.
Hematoxilina	Coloração	Variável (média 35 min.)
Água destilada	Lavagem	1 min.
Água de torneira ou amoniacal	Oxidação	15 min.
Etanol 30° GL		15 min.
Etanol 50° GL	Desidratação	15 min.
Etanol 70° GL		15 min.
Solução HCl 0,5%		Diferenciação
Etanol 70° GL		15 min.
Etanol 80° GL		15 min.
Etanol 90° GL	Desidratação	15 min.
Etanol absoluto I		15 min.
Etanol absoluto II		15 min.
Óleo de Cedro/ Creosoto de Faia	Clarificação	Variável

O tempo dos processos de coloração, diferenciação e clarificação dependeu da espessura dos helmintos. Digenéticos e cestoides foram diafanizados em óleo de Cedro e, os acantocéfalos em creosoto de Faia (AMATO & AMATO 2010). Após essa etapa, foi adicionado bálsamo do Canadá, gradualmente, para evitar que os helmintos colapsassem. Esses helmintos foram montados em lâminas permanentes com bálsamo do Canadá (AMATO & AMATO 2010). Alguns espécimes de digenéticos e cestoides (cisticercoides) foram corados com carmim de Semichon através do método regressivo (Tab. II) (AMATO & AMATO 2010).

Tabela II. Processo de coloração dos helmintos com carmim de Semichon.

Substância	Processo	Tempo
Etanol 70° GL		15 min.
Carmim de Semichon	Coloração	Variável (média 30 min.)
Etanol 70° GL	Lavagem	1 min.
Solução HCl 0,5%	Diferenciação	Variável
Etanol 70° GL		15 min.
Etanol 80° GL		15 min.
Etanol 90° GL	Desidratação	15 min.
Etanol absoluto I		15 min.
Etanol absoluto II		15 min.
Óleo de Cedro/ Creosoto de Faia	Clarificação	Variável

Alguns espécimes de digenéticos (metacercárias) e cestoides (cisticercoides) foram montados em meio de montagem de Faure (hidrato de cloral – 50 g, goma arábica – 30 g, glicerol – 20 ml e água destilada – 50 ml) (AMATO & AMATO 2010). Esta

técnica foi utilizada para evitar a perda de estruturas importantes (espinhos ou ganchos) para a determinação, pois os espécimes (extremamente pequenos) eram perdidos nos processos usuais de coloração.

Os monogenéticos foram colocados sobre uma placa de Petri e, corados através de tricrômico de Gomori (AMATO 1994). Após a permanência no tricrômico de Gomori, o etanol absoluto foi adicionado por toda a placa de Petri. Posteriormente, o etanol 70° GL foi adicionado gradualmente com pipeta de Pasteur para diferenciação dos espécimes com auxílio de estereomicroscópio. A clarificação foi realizada em creosoto de Faia e, a montagem em lâminas com bálsamo do Canadá.

Alguns espécimes de monogenéticos foram montados em meio de montagem de Faure ou em meio de montagem de Gray & Wess (acetona 70% – 7 ml, álcool polivinílico – 2 g, glicerina – 5 ml, água destilada – 10 ml e ácido láctico – 5 ml) (HUMASON 1979, AMATO & AMATO 2010). A técnica descrita por KRITSKY *et al.* (1978) com coloração em tricrômico de Gomori e, montagem em Gray & Wess sem a passagem pelo creosoto de Faia, foi utilizada para a montagem de alguns monogenéticos. Ambas as técnicas supracitadas permitem a contagem e o desenho de estruturas esclerotinizadas do haptor e, estruturas pertencentes ao órgão copulatório masculino (OCM).

Para o estudo dos nematoides, alguns espécimes foram montados temporariamente em lâminas semi-permanentes com lactofenol de Amann (HUMASON, 1979) para clarificação e, outros espécimes foram colocados em rosa de Bengala por 15 minutos para delimitação de caracteres internos e após foram clarificados com lactofenol. Após estudados, os espécimes foram armazenados em etanol 70° GL. Cortes *en face* dos nematoides foram montados com gelatina de glicerina conforme a metodologia proposta por ANDERSON (1958).

3.3.3. Medidas morfométricas

Os helmintos, com exceção dos nematoides, foram mensurados a partir de montagens permanentes com auxílio de microscópio Zeiss Axiolab. Os termos ‘forebody’ e ‘hindbody’ foram utilizados de acordo com YAMAGUTI (1971). Nematoides foram medidos através de montagens semi-permanentes em lactofenol de Amann.

Em relação aos monogenéticos, a terminologia utilizada para os caracteres internos seguiu PRICE & ARAI (1967); a mensuração e a nomenclatura das partes esclerotinizadas no haptor foram adaptadas de EIRAS *et al.* (2006) (Figs 8-10); a contagem e a classificação dos ganchos seguiu MIZELLE (1936) e MIZELLE & PRICE (1963) (Fig. 11); e a descrição e as medidas das voltas do OCM seguiram KRITSKY *et al.* (1985) e KRITSKY *et al.* (1986).

As medidas morfométricas aparecem no texto com os valores mínimo e máximo, seguido da média, desvio padrão (\pm) e número de espécimes medidos para determinado caractere entre parênteses. Todas as medidas estão em micrômetros (μm), caso contrário, a unidade foi indicada.

3.3.4. Determinação dos helmintos

A determinação dos helmintos a nível genérico foi realizada com chaves específicas para cada grupo: trematódeos digenéticos através de YAMAGUTI (1971), GIBSON *et al.* (2003), JONES *et al.* (2005) e BRAY *et al.* (2008); monogenéticos a partir de THATCHER (2006); cestoides com auxílio de KHALIL *et al.* (1994) e REGO *et al.* (1999); acantocéfalos através de YAMAGUTI (1963) e PETROCHENKO (1971a, 1971b); nematoides através de YAMAGUTI (1961), ANDERSON *et al.* (2009) e GIBBONS (2010).

Para a determinação específica, foram necessárias comparações com as descrições das espécies publicadas em periódicos.

3.3.5. Desenhos

Os desenhos foram realizados com auxílio de microscópio Nikon E200 com câmara clara Nikon Y-IDT acoplada. Após, os desenhos foram escaneados em alta resolução e, as linhas, redesenhadas utilizando o programa CorelDraw X5[®]. As pranchas com as imagens finais foram montadas com auxílio do programa Adobe Photoshop CS5[®].

3.3.6. Fotomicrografias

As fotomicrografias foram realizadas com auxílio de microscópio Zeiss Axiolab equipado com câmara fotográfica MC80 DX e filme negativo Kodak Pró-Image ISO 100. Alguns espécimes foram fotografados em campo claro, em campo escuro ou então com contraste de fase. Para a realização das fotomicrografias foram utilizados os filtros de densidade neutra (ND) (exceto para as fotomicrografias de campo escuro) e azul (A), além do ajuste de iluminação de Köhler para cada objetiva. As imagens obtidas foram montadas em pranchas com auxílio do programa Adobe Photoshop CS5[®].

Figuras 8-10. Nomenclatura e medidas das estruturas esclerotinizadas encontradas no haptor dos monogénéticos: **(8)** âncora com comprimento (a) e largura da base (b); **(9)** barra com comprimento (a) e largura (b); **(10)** gancho marginal com comprimento (a) e comprimento do ‘filamentous hooklet’ (FH) (b).

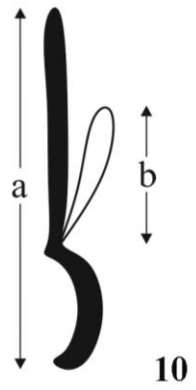
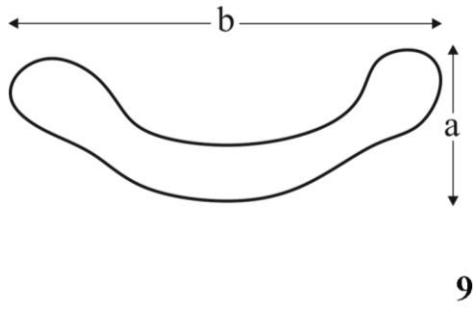
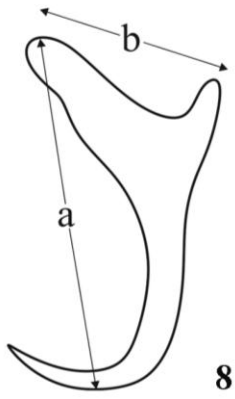
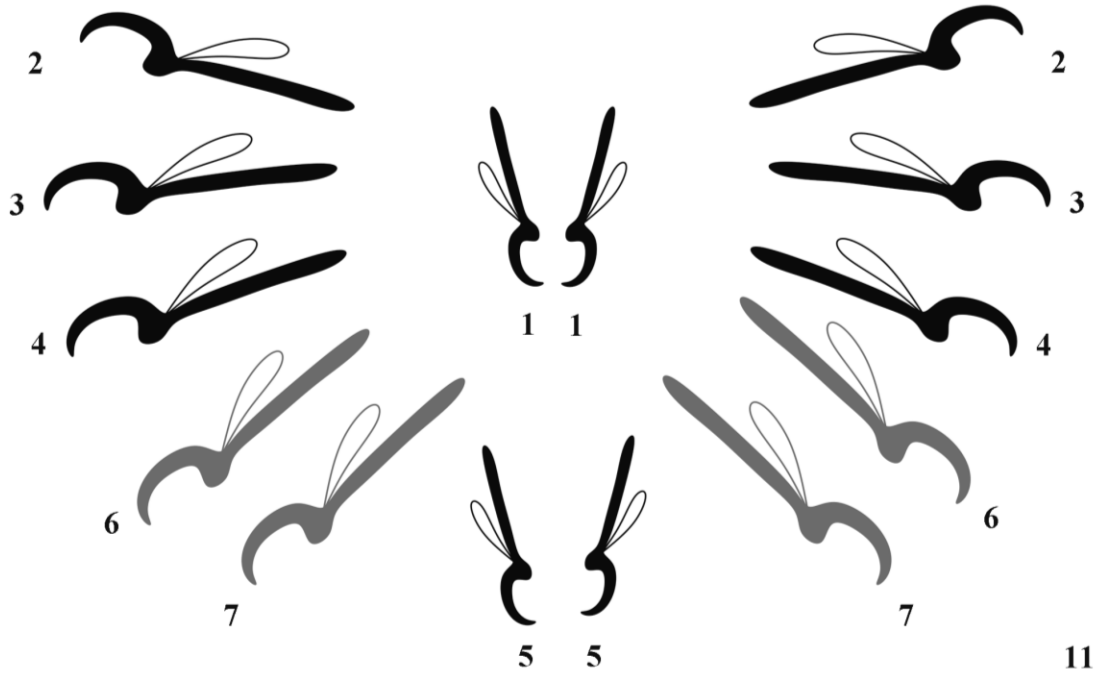


Figura 11. Disposição e classificação dos ganchos dos ancirocefalíneos: pares 1, 2, 3, 4 e 5 ventrais; pares 6 e 7 dorsais (redesenhado de MIZELLE & PRICE 1963).



3.3.7. Microscopia eletrônica de varredura

Alguns espécimes de nematoides foram preparados para o exame com auxílio de microscopia eletrônica de varredura. Anterior à desidratação, os espécimes foram sonicados por 30 segundos para limpeza de partículas de sujeira. Os nematoides foram desidratados em série etanólica em bateria crescente (70° GL, 80° GL, 90° GL e etanol absoluto) por 30 minutos em cada concentração etanólica, para em seguida passar pela bateria de etanol/acetona (acetona 10%, 30%, 50%, 70%, 90% e acetona pura I e II) permanecendo 30 minutos em cada concentração. Durante as etapas de desidratação, os espécimes foram manipulados rapidamente para evitar o contato com o ar.

A dessecação dos espécimes foi realizada com auxílio do aparelho de ponto crítico (Critical Point Dryer da Bal-Tec CPD030) no Centro de Microscopia Eletrônica da UFRGS (CME). Para isso, os espécimes foram acondicionados na câmara do aparelho do ponto crítico e fechados para a realização das trocas de acetona por gás carbônico líquido (10 vezes). O ponto crítico ocorreu quando a temperatura atingiu 31° a 32° C, nesta fase a alta temperatura transformou as moléculas de gás carbônico do estado líquido para o gasoso. Quando a temperatura atingiu 40 °C, a câmara começou a ser despressurizada com a abertura da válvula aos poucos, para evitar danos ao material e ao aparelho de ponto crítico.

Posteriormente, os nematoides foram posicionados sobre as fitas de cobre nos 'stubs' com auxílio de estereomicroscópio, submetidos à metalização com carbono e ouro utilizando o metalizador Sputter Coater da Bal-Tec (SCD050). Os espécimes metalizados foram acondicionados em dessecador com sílica e fechados a vácuo. Para o exame com auxílio de microscópio eletrônico de varredura (Jeol-JSM-6060), a voltagem utilizada foi 10kV, com aquecimento gradual do filamento.

3.3.8. Depósito de espécimes representativos de helmintos

Os espécimes representativos serão depositados na “Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz”, CHIOC, Rio de Janeiro, RJ, Brasil. Os demais espécimes foram depositados na “Coleção Helminológica do Departamento de Zoologia da Universidade Federal do Rio Grande do Sul, CHDZ, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil.

3.4. Termos e descritores ecológicos

3.4.1. Riqueza

O termo riqueza (S) representa o número de espécies encontradas em determinado local ou ambiente, sendo este número, representativo da biodiversidade analisada (MAGURRAN 2004).

O número de hospedeiros coletados para estimar a riqueza parasitária, foi avaliado através de uma curva de suficiência amostral ou curva do coletor (SANTOS 2006). A curva foi obtida através da organização dos dados das espécies parasitas por ordem de hospedeiro necropsiado, ou seja, constituiu na acumulação observada de espécies. Quando a estabilidade da curva é atingida, a riqueza parasitária encontrada é considerada representativa e um esforço amostral maior implicaria no encontro das mesmas espécies parasitas.

3.4.2. Parâmetros ecológicos das infecções/infestações

Para caracterizar a comunidade de helmintos das espécies hospedeiras, foram determinados parâmetros ecológicos de acordo com BUSH *et al.* (1997):

Prevalência:

Corresponde ao número de hospedeiros infectados por uma espécie parasita dividido pelo número de hospedeiros examinados. Esse parâmetro é expresso em percentagem (%) e, é o descritor mais comumente utilizado.

Intensidade média da infecção/infestação:

É determinada através do número de espécimes de uma espécie parasita dividido pelo número de hospedeiros infectados.

Abundância média da infecção/infestação:

Corresponde ao número de espécimes de uma espécie parasita dividido pelo número de hospedeiros examinados.

Amplitude da intensidade da infecção/infestação:

Consiste nos valores mínimo e máximo do número de espécimes dentre as infrapopulações de determinada espécie parasita encontrada.

3.5. Classificação das espécies parasitas na comunidade componente

3.5.1. Espécies alogênicas e autogênicas

Para definir a dinâmica de transmissão entre os parasitos de peixes, ESCH *et al.* (1988) propuseram os conceitos de espécie autogênica e alogênica. Esta classificação está relacionada com a capacidade de colonização dos parasitos de peixes. Uma espécie

é considerada autogênica quando o ciclo de vida se completa dentro do ecossistema aquático, onde o parasito matura em um peixe; e uma espécie é considerada alogênica quando utiliza peixes ou outros vertebrados aquáticos como hospedeiros intermediários e, matura em aves ou mamíferos. Segundo os autores, essas estratégias de colonização e a vagilidade do hospedeiro permitem uma explicação da distribuição dos parasitos no ecossistema.

3.5.2. Espécies centrais, satélites e secundárias

As espécies podem ser classificadas de acordo com a sua abundância e distribuição em uma comunidade. Para isso, HANSKI (1982) propôs a classificação das espécies em central (localmente abundante e bem distribuída) e satélite (representada pela baixa abundância e localmente rara). Entretanto BUSH & HOLMES (1986) incluíram uma terceira categoria, a espécie secundária, que representa uma espécie não abundante, com características entre as espécies centrais e satélites. Essa classificação é determinada a partir dos dados de prevalência das espécies parasitas na comunidade componente: as espécies centrais apresentam prevalência acima de 70%, as espécies secundárias apresentam prevalência entre 40 e 70% e, as espécies satélites apresentam prevalência menor que 40%.

3.5.3. Espécies dominantes, co-dominantes, subordinadas e pioneiras sem sucesso

O valor de importância de Thul (I) permite a classificação das espécies da comunidade de helmintos em: dominante ($I \geq 1,0$), co-dominante ($0,01 \leq I < 1,0$),

subordinada ($0 < I < 0,01$) ou pioneira sem sucesso ($I = 0$) (THUL *et al.* 1985). Este valor de importância é determinado por:

$$I = (M_j) \frac{A_j B_j}{\sum A_i B_i} \times 100$$

onde A_j é o número de espécimes de parasitos da espécie j , B_j é número de hospedeiros infectados com a espécie j e, M_j é o fator de maturidade com valor 1,0 se pelo menos um espécime maduro da espécie j for encontrado, ou 0 caso contrário.

As espécies dominantes são aquelas que caracterizam a comunidade; as co-dominantes contribuem significativamente com a comunidade, mas em um grau menor que as dominantes; as subordinadas ocorrem com pouca frequência e não contribuem significativamente na comunidade e, as pioneiras sem sucesso apresentam acesso ao hospedeiro, entretanto não maturam e não reproduzem, podendo ser parasitas de outro hospedeiro (THUL *et al.* 1985).

3.6. Análises estatísticas

3.6.1. Análise entre o sexo dos hospedeiros

Alguns caracteres dos hospedeiros podem influenciar e serem determinantes na estrutura da comunidade componente dos helmintos (POULIN & MORAND 2004). Inicialmente foi analisado se existia diferença no comprimento e na massa corporal de machos e fêmeas de *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* através do teste t de Student (ZAR 2010).

O teste G foi utilizado para comparar as espécies de helmintos entre o sexo dos hospedeiros quanto à prevalência. Os valores das prevalências foram organizados em tabelas de contingência 2 x 2 com o número de hospedeiros necropsiados positivos e negativos. Para verificar se existia relação entre o comprimento e/ ou massa corporal dos hospedeiros com a intensidade e/ ou abundância das infecções, foi utilizado o coeficiente de correlação de Spearman (r_s). A relação entre o sexo dos hospedeiros com a intensidade e/ou abundância das infecções foi testada através do teste U de Mann-Whitney (ZAR 2010). A riqueza de helmintos encontrada também foi testada com relação ao sexo de *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* através do teste U de Mann-Whitney e as médias testadas através do teste t de Student (ZAR 2010). Essas análises foram realizadas somente com as espécies que apresentaram prevalência maior ou igual a 10% (BUSH *et al.* 1990).

3.6.2. Índice de dominância de Berger-Parker (d)

O índice de Berger-Parker (d) é facilmente calculado e representa uma medida de dominância da espécie mais abundante na amostra (MAGURRAN 2004). Este índice foi utilizado para verificar qual a proporção da espécie mais abundante nas comunidades componentes de *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis*, calculado por:

$$d = N_{\max}/N$$

3.6.3. Índice de diversidade

A diversidade de helmintos encontrada na comunidade componente dos lambaris foi avaliada entre os sexos e entre as espécies hospedeiras, através do índice de

diversidade de Shannon (H') e da equitabilidade de Shannon (J') conforme MAGURRAN (2004) e ZAR (2010). O índice de diversidade de Shannon foi escolhido, pois ele assume que todos os indivíduos foram aleatoriamente amostrados e que todas as espécies estão representadas na amostra (NERING & VON ZUBEN 2010). O teste t de Shannon foi utilizado para verificar se a diversidade foi significativa.

3.6.4. Índices de similaridade

Para comparar a similaridade entre as helmintofaunas conforme o sexo dos hospedeiros e, entre *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis*, foi utilizado o coeficiente de Jaccard (C_j) e o coeficiente de Sørensen (C_s) (MAGURRAN 2004, ZAR 2010).

O nível de significância escolhido para os testes estatísticos foi $\alpha = 0,05$ (ZAR 2010). Os dados obtidos foram analisados estatisticamente com auxílio dos programas BioEstat 5.0 (AYRES *et al.* 2005) e PAST (HAMMER *et al.* 2001).

4. RESULTADOS

4.1. Taxonomia, descrição e resenha taxonômica dos helmintos

4.1.1. Trematódeos digenéticos

Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Neodermata Ehlers, 1984

Trematoda Rudolphi, 1808

Digenea Carus, 1863

Haploporoidea Nicoll, 1914

Haploporidae Nicoll, 1914

Chalcinotrematinae Overstreet & Curran, 2005

Chalcinotrema Freitas, 1947

Chalcinotrema sp.

Figuras 12-16

Descrição. Haploporidae, Chalcinotrematinae. Baseada em cinco espécimes. Corpo alongado com 1,4 a 2,15 mm ($1,84 \pm 0,36$ mm; n = 4) de comprimento e 0,32 a 0,6 mm ($0,47 \pm 0,11$ mm; n = 5) de largura. Tegumento delicado, com espinhos pequenos (Fig. 12). Pigmento ocelar disperso entre a região da faringe e bolsa hermafrodita (Fig. 12). Ventosa oral com 150 a 200 ($175 \pm 20,82$; n = 4) de comprimento e 160 a 230 ($187,5 \pm 29,86$; n = 4) de largura. Pré-faringe com 20 a 70 ($40 \pm 21,60$; n = 4) de comprimento; faringe com 80 a 100 ($90 \pm 11,55$; n = 4) de comprimento e 80 a 100 (85 ± 10 ; n = 4) de largura. Esôfago com 240 a 460 ($340 \pm 111,65$; n = 4) de comprimento, 20 a 30 ($27,5 \pm 5$; n = 4) de largura. Bifurcação cecal ao nível do limite posterior do acetábulo, distante 470 a 770 ($632,5 \pm 150,19$; n = 4) da extremidade anterior; cecos cilíndricos, estendendo-se por dois terços do comprimento do corpo (Figs 12, 14 e 15). Acetábulo com 160 a 290 ($226 \pm 49,30$; n = 5) de comprimento e 180 a 290 ($234 \pm 40,37$; n = 5) de

largura, 260 a 560 ($440 \pm 133,67$; $n = 4$) da extremidade anterior. Poro genital entre a faringe e o acetábulo, 290 a 480 ($380 \pm 82,87$; $n = 4$) da extremidade anterior (Figs 12 e 14). Bolsa hermafrodita com 160 a 240 ($195 \pm 34,16$; $n = 4$) de comprimento e 80 a 120 ($95 \pm 19,15$; $n = 4$) de largura, contendo vesícula seminal interna, pars prostática e metratermo formando o ducto hermafrodita (Figs 12-15). Vesícula seminal externa alongada, maior que a vesícula seminal interna (Figs 12, 13 e 15). Um único testículo, ovalado, com 190 a 310 ($242,5 \pm 49,92$; $n = 4$) de comprimento e 100 a 170 ($125 \pm 31,09$; $n = 4$) de largura (Figs 12 e 14), mais próximo da terminação dos cecos do que da extremidade posterior do corpo. Ovário ovalado a piriforme, intercecal e pré-testicular, com 70 a 100 ($87,5 \pm 15$; $n = 4$) de comprimento e 60 a 100 ($80 \pm 18,26$; $n = 4$) de largura (Figs 12 e 14). Receptáculo seminal uterino não observado. Útero longo, inter e extracecal, ocupando todo o 'hindbody' e alcançando o acetábulo. Numerosos ovos, com 52,5 a 67,5 ($59,33 \pm 4,58$; $n = 15$) de comprimento e 25 a 37,5 ($30 \pm 3,78$; $n = 15$) de largura, alguns ovos com miracídio desenvolvido contendo pigmento ocelar (Figs 12, 14 e 16). Vitelário constituído por folículos esféricos e alongados, distribuídos da região da ventosa ventral ao nível do término dos cecos intestinais (Figs 12 e 14). Vesícula excretora não visualizada.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894).

Localidade: Praia da Alegria, Guaíba e Barra do Ribeiro, RS.

Local de infecção: intestino delgado.

Prevalência: 6,67%

Intensidade média da infecção: 1,25 helmintos/hospedeiro.

Abundância média da infecção: 0,08 helminto/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção: 1-2 helmintos.

Espécime de helminto depositado: CHDZ n° XXXX.

Comentários

A família Haploporidae Nicoll, 1914 agrupa digenéticos parasitos do sistema digestório de peixes marinhos, estuarinos e dulcícolas, apresentando uma ampla distribuição geográfica (OVERSTREET & CURRAN 2005). Os haploporídeos são caracterizados por apresentarem uma bolsa hermafrodita que abriga as porções finais dos sistemas reprodutores masculino (vesícula seminal interna e a ‘pars prostática’) e feminino (metratermo) para formar o ducto hermafrodita.

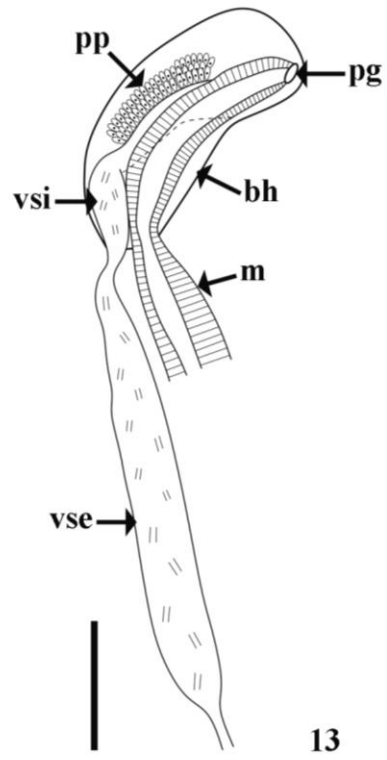
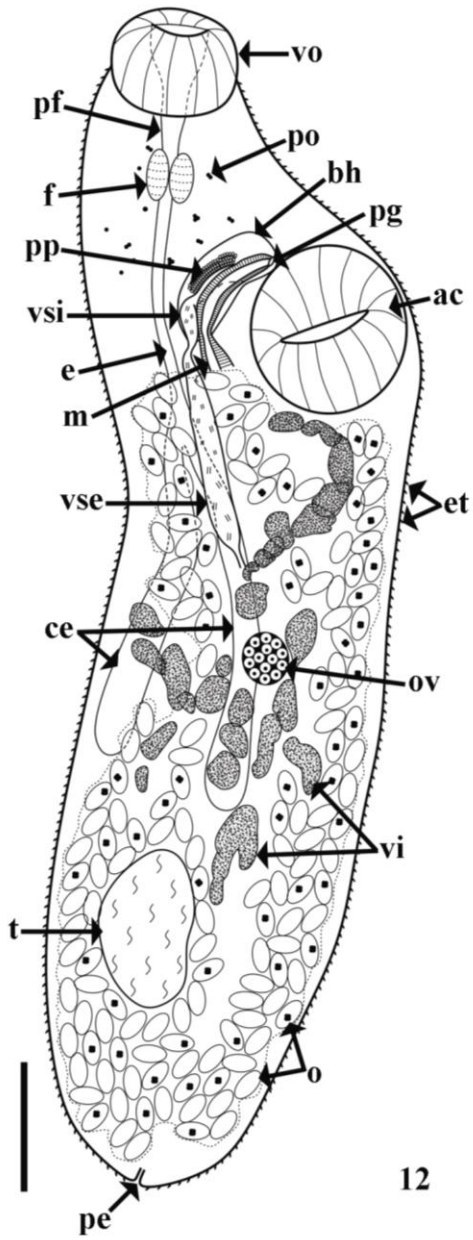
Segundo OVERSTREET & CURRAN (2005), Haploporidae agrupa quatro subfamílias: Haploporinae Nicoll, 1914, Chalcinotrematinae Overstreet & Curran, 2005, Megasoleninae Manter, 1935 e Waretrematinae Srivastava, 1937. A subfamília Chalcinotrematinae foi proposta por OVERSTREET & CURRAN (2005) para acomodar espécies de digenéticos que apresentam folículos vitelínicos próximos do testículo, útero que se estende por todo ‘hindbody’ e parte do ‘forebody’, e pré-faringe curta. Nesta subfamília, os autores incluíram os gêneros *Chalcinotrema* Freitas, 1947, *Megacoelium* Szidat, 1954, *Paralecithobotrys* Freitas, 1948, *Saccocoelioides* Szidat, 1954 e *Unicoelium* Thatcher & Dossman, 1975.

FREITAS (1947) propôs o gênero *Chalcinotrema* para acomodar *Chalcinotrema salobrensis* Freitas, 1947 coletada do intestino de *Chalcinus paranensis* (= *Triportheus paranensis* (Günther, 1874)). O autor considerou o gênero próximo de *Carassotrema* Park, 1938 e *Waretrema* Srivastava, 1937, entretanto NASIR & GÓMEZ (1976) consideraram *Chalcinotrema* como sinônimo de *Carassotrema*. Atualmente, *Chalcinotrema* é considerado como um gênero válido e agrupa espécies que apresentam cecos intestinais cilíndricos terminando próximos da extremidade posterior do corpo, e ocorre em peixes de água doce na América do Sul (OVERSTREET & CURRAN 2005).

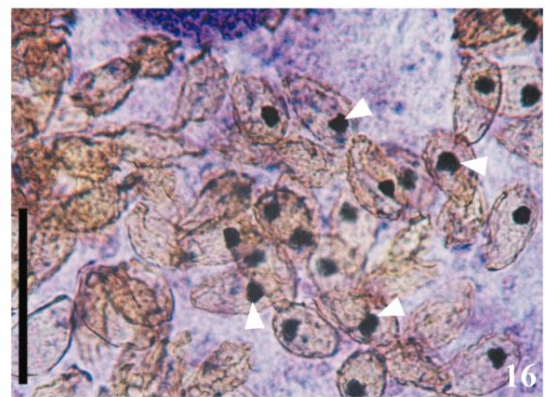
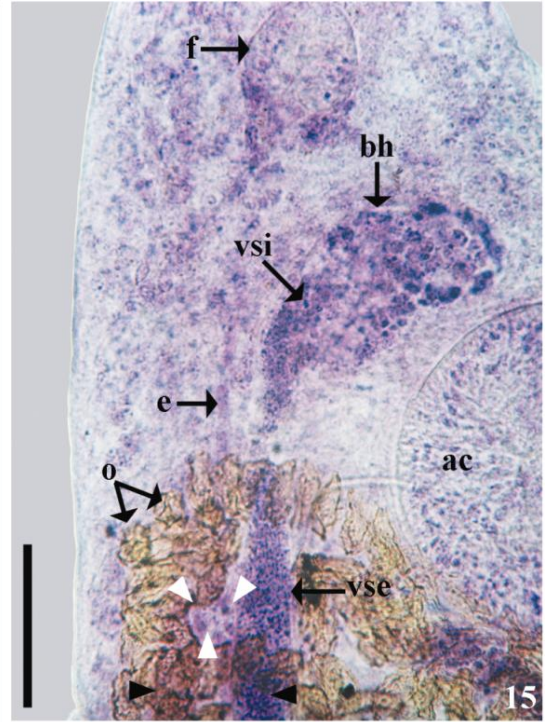
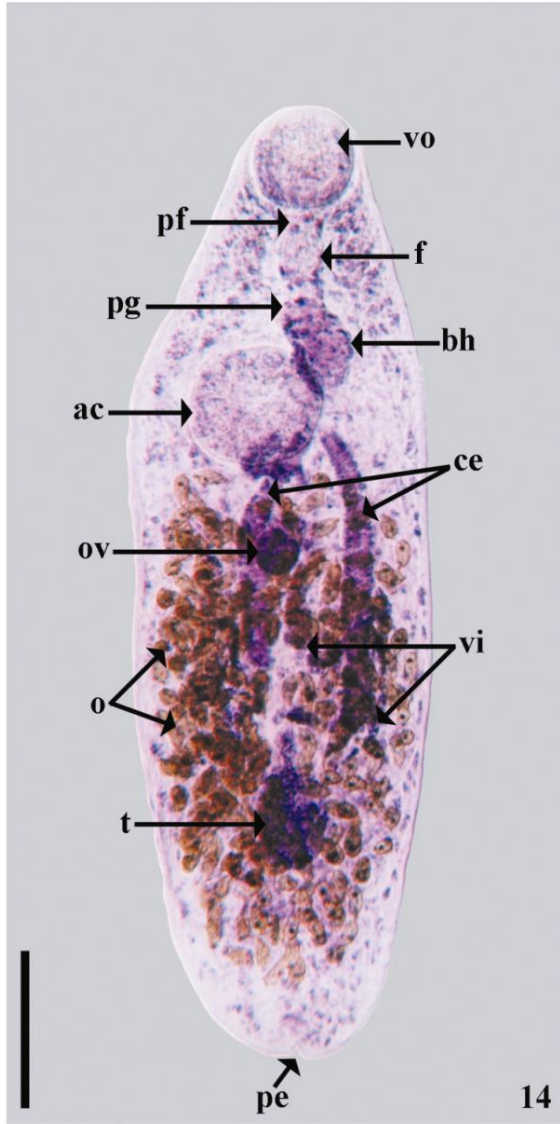
Até a presente data, cinco espécies de *Chalcinotrema* são consideradas válidas: *Chalcinotrema lucieni* Brooks, 1977, *Chalcinotrema platense* (Lunaschi, 1984) Overstreet & Curran, 2005, *Chalcinotrema ruedasuelensis* Thatcher, 1978, *Ch. salobrensis* e *Chalcinotrema thatcheri* Kohn, Fernandes & Gibson, 1999 (OVERSTREET & CURRAN 2005, KOHN *et al.* 2007). As espécies de *Chalcinotrema* são distinguidas pelo tamanho dos cecos e dos ovos, bem como a posição do testículo, útero e vitelário (KOHN *et al.* 2007). Dentre essas espécies, *Ch. platense* é a espécie mais próxima da espécie encontrada no presente estudo, entretanto, *Ch. platense* não apresenta pré-faringe, os cecos são largos e as medidas morfométricas são maiores em relação aos espécimes examinados no presente estudo.

Os espécimes encontrados possuíam ovos contendo miracídio com ocelo, assim como registrado para *Ch. lucieni* (BROOKS 1977) e espécimes de *Ch. salobrensis* examinados por THATCHER (1978) de *Prochilodus reticulatus* Valenciennes, 1850 na Colômbia. Este é o primeiro registro de uma espécie de *Chalcinotrema* parasitando *A. jacuhiensis* no Lago Guaíba, RS.

Figuras 12 e 13. Diagramas incompletos de *Chalcinotrema* sp. **(12)** espécime *in toto*. Barra = 250 µm; **(13)** detalhe da porção final dos órgãos reprodutores. Barra = 100 µm. Espinhos do tegumento (et), ventosa oral (vo), pré-faringe (pf), faringe (f), esôfago (e), cecos intestinais (ce), pigmento ocelar (po), poro genital (pg), acetábulo (ac), bolsa hermafrodita (bh), pars prostática (pp), vesícula seminal interna (vsi), vesícula seminal externa (vse), testículo (t), metratermo (m), ovário (ov), vitelário (vi), ovos (o) e poro excretor (pe).



Figuras 14-16. Fotomicrografias de *Chalcinotrema* sp. **(14)** espécime *in toto*. Barra = 250 μm ; **(15)** detalhe da região do poro genital com alguns dos órgãos reprodutores mostrando a bifurcação cecal (cabeça de seta branca) e cecos (cabeça de seta preta). Barra = 125 μm ; **(16)** detalhe dos ovos mostrando miracídios com pigmento ocelar (cabeça de seta branca) Barra = 100 μm . Ventosa oral (vo), pré-faringe (pf), faringe (f), cecos intestinais (ce), poro genital (pg), acetábulo (ac), bolsa hermafrodita (bh), testículo (t), ovário (ov), vitelário (vi), ovos (o), poro excretor (pe), vesícula seminal interna (vsi), vesícula seminal externa (vse) e esôfago (e).



Saccocoelioides Szidat, 1954*Saccocoelioides octavus* Szidat, 1970

Figuras 17-19

Descrição. Haploporidae, Chalcinotrematinae. Baseada em 10 espécimes. Corpo com 0,8 a 1,67 mm ($1,23 \pm 0,3$ mm; n = 10) de comprimento e 0,2 a 0,36 mm ($0,28 \pm 0,06$ mm; n = 10) de largura. Tegumento espinhoso e delicado. Pigmento ocelar disperso na região da faringe até o nível da bolsa hermafrodita (Fig. 17). Ventosa oral com 80 a 110 ($97,5 \pm 8,86$; n = 8) de comprimento e 80 a 120 ($105 \pm 11,95$; n = 8) de largura (Figs 17 e 19). Pré-faringe com 12,5 a 62,5 ($34,06 \pm 16,9$; n = 8) de comprimento e 12,5 a 30 ($20,31 \pm 5,25$; n = 8) de largura. Faringe com 37,5 a 87,5 ($57 \pm 14,18$; n = 10) de comprimento e 37,5 a 92,5 ($62,5 \pm 17,56$; n = 10) de largura. Esôfago com 97,5 a 355 ($231 \pm 95,17$; n = 5) de comprimento; bifurcação cecal ao nível do limite posterior do acetábulo, distante 127,5 a 505 ($326 \pm 143,92$; n = 5) da extremidade anterior; cecos saculares, curtos, terminando aproximadamente próximos do testículo (Fig. 17). Acetábulo com 62,5 a 130 ($90,25 \pm 21,62$; n = 10) de comprimento e 62,5 a 112,5 ($82,25 \pm 16,85$; n = 10) de largura, distante 242,5 a 470 ($355,25 \pm 87,99$; n = 10) da extremidade anterior. Poro genital anterior ao acetábulo (Figs 17 e 19). Bolsa hermafrodita com 125 a 252,5 ($178,75 \pm 41,1$; n = 8) de comprimento e 55 a 87,5 ($74,06 \pm 12,02$; n = 8) de largura, contendo vesícula seminal interna, ‘pars prostática’ e a porção final do metratermo formando o ducto hermafrodita (Figs 17 e 18). Vesícula seminal externa maior que a vesícula seminal interna (Figs 17 e 18). Um único testículo, esférico, com 97,5 a 312,5 ($183,13 \pm 74,45$; n = 8) de comprimento e 100 a 262,5 ($158,44 \pm 51,87$; n = 8) de largura, próximo da metade do ‘hindbody’(Figs 17 e 19). Ovário ovalado a piriforme, intercecal e pré-testicular, com 52,5 a 120 ($82,92 \pm 26,43$; n = 6) de comprimento e 25 a 80 ($57,5 \pm 19,62$; n = 6) de largura (Figs 17 e 19). Útero

longo, inter e extracecal, ocupando todo o 'hindbody' e alcançando o acetábulo. Numerosos ovos, com 77,5 a 105 ($92,33 \pm 6,98$; $n = 30$) de comprimento e 35 a 55 ($46,08 \pm 4,63$; $n = 30$) de largura, alguns com miracídio desenvolvido contendo pigmento ocelar (Figs 17 e 19). Vitelário constituído por folículos esféricos, ao redor do testículo (Figs 17 e 19). Vesícula excretora não visualizada, poro excretor na extremidade posterior e terminal.

Resenha taxonômica

Sinônimo: *Saccocoelioides bacilliformis* Szidat, 1973.

Hospedeiros: *Astyanax* aff. *fasciatus* (Cuvier, 1819) e *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894).

Localidade: Barra do Ribeiro, RS.

Local de infecção: estômago.

Prevalências: 7,14% (*A. aff. fasciatus*) e 3,33% (*A. jacuhiensis*).

Intensidades médias das infecções: 4,4 helmintos/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 1 helminto/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Abundâncias médias das infecções: 0,31 helminto/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 0,03 helminto/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Amplitudes das intensidades de infecções: 1-9 helmintos (*A. aff. fasciatus*) e 1 helminto (*A. jacuhiensis*).

Espécime de helminto depositado: CHDZ n° XXXX.

Comentários

O gênero *Saccocoelioides* foi proposto por SZIDAT (1954) para acomodar sete espécies de digenéticos que apresentavam vitelário composto por folículos

arredondados e grandes, distribuídos em campos laterais e se estendendo da região da ventosa ventral até a metade posterior do corpo. O gênero já foi considerado sinônimo de *Lecithobotrys* Looss, 1902 por NASIR & GÓMEZ (1976) e como subgênero de *Lecithobotrys* por YAMAGUTI (1958).

Segundo OVERSTREET & CURRAN (2005), *Saccocoelioides* agrupa espécies que apresentam cecos em forma de saco curto ou moderadamente longo, nunca terminando próximo da extremidade posterior do corpo; pigmento ocelar concentrado ou difuso e miracídios contendo pigmento ocelar. KOHN *et al.* (2007) citaram 15 espécies de *Saccocoelioides* registradas para a América do Sul, sendo 11 consideradas válidas: *Saccocoelioides antonioi* Lunaschi, 1984, *Saccocoelioides carolae* Lunaschi, 1984, *Saccocoelioides godoyi* Kohn & Fróes, 1986, *Saccocoelioides magnorchis* Thatcher, 1978, *Saccocoelioides magnus* Szidat, 1954, *Saccocoelioides nanii* Szidat, 1954 (espécie-tipo), *Saccocoelioides octavus* Szidat, 1970, *Saccocoelioides rotundus* Thatcher & Jégu, 1996, *Saccocoelioides saccodontis* Thatcher, 1978, *Saccocoelioides szidati* Travassos, Freitas & Kohn, 1969 e *Saccocoelioides tarpazensis* Diaz & Gonzáles, 1990.

Os espécimes encontrados em *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* foram determinados como *S. octavus* por apresentarem ventosa oral ligeiramente maior que o acetábulo e vitelário ao redor do testículo, geralmente separado em dois grupos: um pré-testicular e outro pós-testicular (SZIDAT 1970, KOHN *et al.* 2007). As medidas morfométricas dos espécimes examinados no presente estudo estão dentro das variações encontradas por SZIDAT (1970, 1973) e LUNASCHI (2002).

Segundo SZIDAT (1970), *S. octavus* possui como microhábitat os cecos pilóricos e a porção inicial do intestino delgado, contudo LUNASCHI (2002) registrou o local de infecção da espécie sendo os cecos pilóricos. No presente estudo todos os espécimes

foram encontrados no estômago dos hospedeiros, possivelmente devido a uma migração ocorrida após a morte dos lambaris, que foram mantidos sob refrigeração até a necropsia.

O tempo de armazenamento juntamente com a natureza delicada do tegumento de *S. octavus* podem ter colaborado com o rompimento e/ou colapsamento da maioria dos espécimes encontrados no presente estudo. Segundo OVERSTREET & CURRAN (2005) os haploporídeos são digenéticos difíceis de preparar, pois são frágeis e são difíceis de identificar pela similaridade morfológica. Além disso, esses digenéticos possuem tegumento delicado, que se desintegra facilmente e, se não fixados o mais breve possível, a coloração de caracteres internos fica prejudicada (AGUIRRE-MACEDO & VIOLANTE-GONZÁLEZ 2008).

Segundo SZIDAT (1970), o tamanho maior da ventosa oral em relação ao acetábulo permitiu o estudo do desenvolvimento de *S. octavus*. As rédias, com corpo saculiforme e alongado, apresentam várias cercárias que após maduras, abandonam o molusco *Littoridina parchappei* (Orbigny, 1835). Essas cercárias do tipo gimnocéfala, nadam lentamente através da cauda simples, por pouco tempo e imediatamente se encistam sobre grãos de areia ou qualquer outro substrato. O lambari se infecta com *S. octavus* através da ingestão de metacercárias encistadas que se desenvolvem em adultos no sistema digestório.

A prevalência e a intensidade de infecção de *S. octavus* foram maiores em *A. aff. fasciatus* (7,14% e 4,4 helmintos/hospedeiro) em relação à *A. jacuhiensis* (3,33% e 1 helminto/hospedeiro). Até a presente data, *S. octavus* havia sido registrada em *A. fasciatus* e *A. bipunctatus* (= *A. bimaculatus*) na Argentina por SZIDAT (1970, 1973) e LUNASCHI (2002), mas sem dados sobre a quantidade de hospedeiros examinados nem

prevalência e intensidade de infecção, portanto não foi possível comparar os parâmetros ecológicos das infecções.

Dentre as espécies registradas para o Brasil, somente *S. godoyi* foi registrada no Lago Guaíba, em *Leporinus elongatus* Valenciennes, 1850 (KOHN & FRÓES 1986). Este é o primeiro registro de *S. octavus* em *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* para o Lago Guaíba, RS, bem como para o Brasil.

Figuras 17 e 18. Diagramas incompletos de *Saccocoelioides octavus*. **(17)** espécime *in toto*. Barra = 200 μm ; **(18)** detalhe da porção final dos órgãos reprodutores. Barra = 150 μm . Ventosa oral (vo), pré-faringe (pf), faringe (f), esôfago (e), cecos intestinais (ce), pigmento ocelar (po), espinhos do tegumento (et), acetábulo (ac), poro genital (pg), bolsa hermafrodita (bh), ducto hermafrodita (dh), ‘pars prostática’ (pp), vesícula seminal interna (vsi), vesícula seminal externa (vse), testículo (t), metratermo (m), ovário (ov), vitelário (vi), ovos (o) e poro excretor (pe).

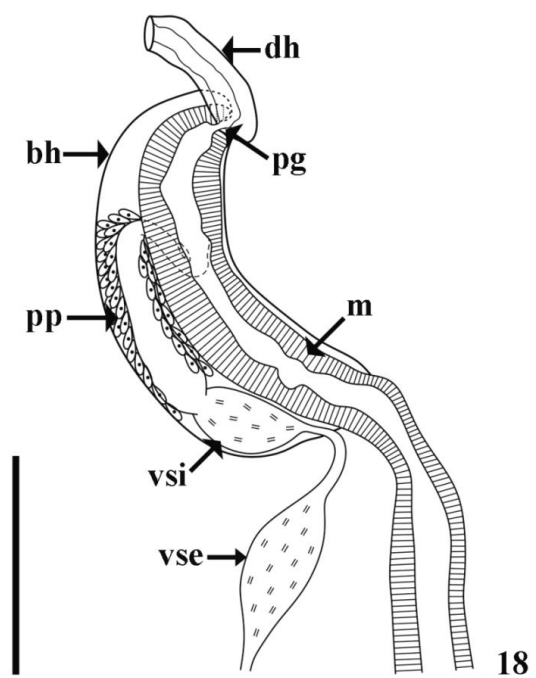
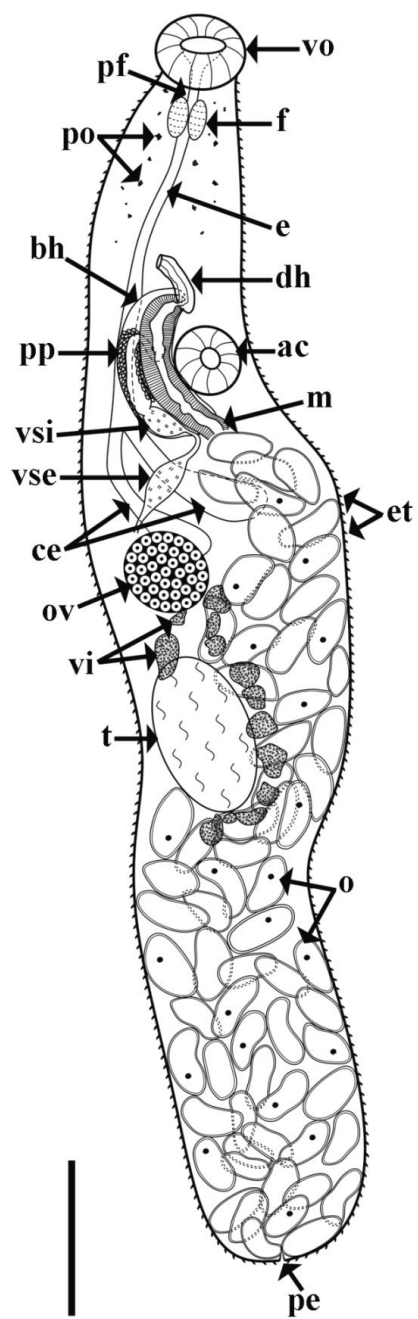
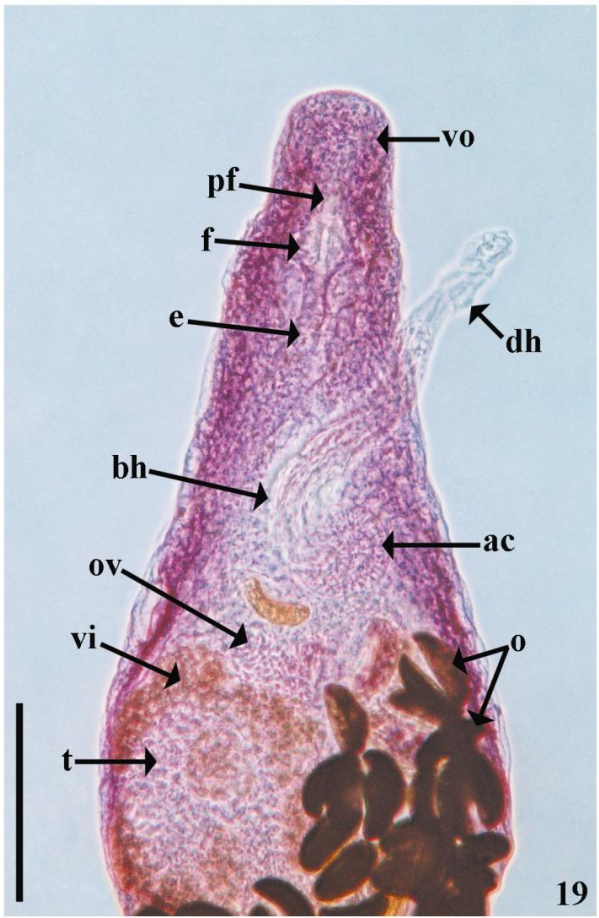


Figura 19. Fotomicrografia feita com contraste de fase de *Saccocoelioides octavus*, mostrando a região anterior com ventosa oral (vo), pré-faringe (pf), faringe (f), esôfago (e), acetábulo (ac), bolsa hermafrodita (bh), ducto hermafrodita evertido (dh), testículo (t), ovário (ov), vitelário (vi) e ovos (o). Barra = 200 μ m.



Haploporídeo indeterminado

Figura 20

Descrição. Haploporidae. Baseada em dois espécimes. Corpo alongado com 2,4 mm de comprimento e 0,52 mm de largura. Tegumento delicado, com espinhos pequenos. Pigmento ocelar disperso entre a faringe e a bolsa hermafrodita (Fig. 20). Ventosa oral com 190 e 200 ($195 \pm 7,07$; $n = 2$) de comprimento e 180 e 250 ($215 \pm 49,5$; $n = 2$) de largura. Pré-faringe indistinta; faringe com 90 e 100 ($95 \pm 7,07$; $n = 2$) de comprimento e 110 e 120 ($115 \pm 7,07$; $n = 2$) de largura. Esôfago com bifurcação cecal após o acetábulo; terminação dos cecos não visualizada. Acetábulo com 230 e 240 ($235 \pm 7,07$; $n = 2$) de comprimento e 220 e 230 ($225 \pm 7,07$; $n = 2$) de largura, distante 470 e 600 ($535 \pm 91,92$; $n = 2$) da extremidade anterior. Poro genital entre a faringe e o acetábulo, 390 e 490 ($440 \pm 70,71$; $n = 2$) distante da extremidade anterior (Fig. 20). Bolsa hermafrodita com 250 e 270 ($260 \pm 14,14$; $n = 2$) de comprimento e 60 e 80 ($70 \pm 14,14$; $n = 2$) de largura. Testículo e ovário não visualizados. Útero longo, ocupando todo o ‘hindbody’ e alcançando a ventosa ventral. Numerosos ovos, com 45 a 62,5 ($52,5 \pm 5,33$; $n = 12$) de comprimento e 27,5 a 45 ($36,25 \pm 4,83$; $n = 12$) de largura, alguns com miracídio desenvolvido contendo pigmento ocelar (Fig. 20). Vitelário constituído por folículos esféricos, distribuídos da região da ventosa ventral até dois terços do ‘hindbody’ (Fig. 20). Vesícula excretora não visualizada.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894).

Localidade: Barra do Ribeiro, RS.

Local de infecção: intestino.

Prevalência: 1,67%

Intensidade da infecção: 2 helmintos.

Abundância média da infecção: 0,03 helminto/hospedeiro.

Amplitude da intensidade de infecção: 2 helmintos.

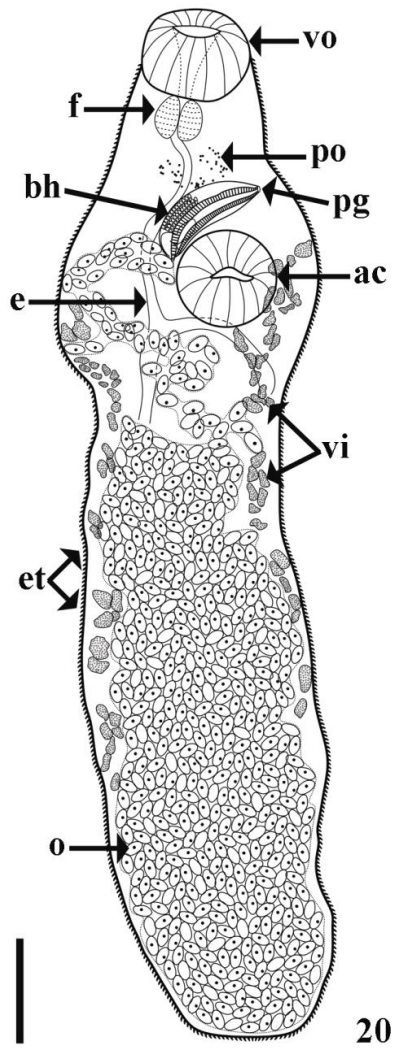
Espécime de helminto depositado: CHDZ n° XXXX.

Comentários

A superfamília Haploporoidea Nicoll, 1914 reúne duas famílias: Haploporidae (com ampla distribuição geográfica e encontrados em peixes dulcícolas, estuarinos e marinhos) e Attractotrematidae Yamaguti, 1939 (com registros para a região do Pacífico e encontrados em peixes estuarinos e marinhos) (OVERSTREET & CURRAN 2005). Os digenéticos encontrados no estômago de *A. jacuhiensis* foram determinados como pertencentes à família Haploporidae por apresentarem uma bolsa hermafrodita, pigmento ocelar na região da faringe e bolsa hermafrodita.

Segundo OVERSTREET & CURRAN (2005), Haploporidae agrupa as subfamílias Haploporinae, Chalcinotrematinae, Megasoleninae e Waretrematinae. Para determinar como pertencente à subfamília Haploporinae, os espécimes deveriam apresentar vitelário não extenso e um ou dois grupos de folículos condensados. Devido à presença de útero repleto de ovos, não foi possível visualizar o comprimento dos cecos, e órgãos reprodutores como testículo(s) e ovário e, conseqüentemente, determinar a subfamília dos espécimes encontrados. Para determinação serão necessárias novas coletas para obtenção de espécimes com menos ovos no útero, o que possibilitará a visualização dos caracteres diagnósticos.

Figura 20. Diagrama incompleto de um haploporídeo não determinado mostrando ventosa oral (vo), faringe (f), esôfago (e), pigmento ocelar (po), espinhos do tegumento (et), poro genital (pg), bolsa hermafrodita (bh), acetábulo (ac), vitelário (vi) e ovos (o). Barra = 250 μm .



Gorgoidea Looss, 1899**Gorgoderidae** Looss, 1899**Gorgoderinae** Looss, 1899*Dendrorchis* Travassos, 1926*Dendrorchis retrobiloba* Volonterio & Ponce de León, 2005

Figuras 21-24

Descrição. Gorgoderidae, Gorgoderinae. Baseada em um espécime. Corpo com formato de folha e margens lisas, com 2,03 mm de comprimento e 0,63 mm de largura (Figs 21 e 22). Ventosa oral subterminal, com 320 de comprimento e 290 de largura. Faringe ausente. Esôfago com 100 de comprimento, bifurcação cecal mais próxima da ventosa oral do que do acetábulo, distante 830 da extremidade anterior. Cecos terminando próximo da extremidade posterior. Acetábulo com 180 de diâmetro, distante 830 da extremidade anterior. Poro genital no ‘forebody’, distante 640 da extremidade anterior (Figs 21-23). Bolsa do cirro ausente, vesícula seminal presente, com 62,5 de comprimento e 37,5 de largura (Fig. 21). Testículos em diagonal, ramificados, o direito com 157,5 de comprimento e 130 de largura; o esquerdo com 132,5 de comprimento e 92,5 de largura. Receptáculo seminal ausente. Ovário sinistro e lobado, oposto ao testículo anterior, com 155 de comprimento e 105 de largura. Vitelário formado por duas massas compactas, lobadas, entre o acetábulo e o ovário/testículo direito, com 87,5 e 112,5 ($100 \pm 17,68$; $n = 2$) de comprimento, 112,5 e 125 ($118,75 \pm 8,84$; $n = 2$) de largura (Figs 21-23). Útero inter e extracecal no ‘forebody’ e ‘hindbody’ com inúmeros ovos (Figs 21-23). Ovos com 22,5 a 27,5 ($26,25 \pm 1,77$; $n = 10$) de comprimento e 12,5 a 15 ($13,63 \pm 1,24$; $n = 10$) de largura. Extremidade posterior com dois lóbulos, entre os quais, se localiza o poro excretor (Figs 21, 22 e 24).

Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Astyanax* aff. *fasciatus* (Cuvier, 1819).

Localidade: Praia da Alegria, Guaíba, RS.

Local de infecção: bexiga urinária.

Prevalência: 1,43%

Intensidade da infecção: 1 helminto.

Abundância média da infecção: 0,01 helminto/hospedeiro.

Amplitude da intensidade de infecção: 1 helminto.

Espécime de helminto depositado: CHDZ n° XXXX.

Comentários

Segundo CAMPBELL (2008), a família Gorgoderidae Looss, 1899 agrupa as subfamílias Gorgoderinae Looss, 1899 com 12 gêneros e Anaporrhutinae Looss, 1901 com seis gêneros, entretanto CUTMORE *et al.* (2013) reconheceram oito gêneros em Anaporrhutinae. Recentemente, CUTMORE *et al.* (2013) propuseram uma nova subfamília, Degeneriinae para acomodar o gênero *Degeneria* Campbell, 1977, que não apresenta caracteres comuns às espécies das outras duas subfamílias e pelas análises moleculares que sugerem que *Degeneria* forma um clado distinto de Gorgoderinae e Anaporrhutinae. Os digenéticos agrupados em Gorgoderinae apresentam testículos intercecais, faringe presente ou ausente, receptáculo seminal e bolsa do cirro ausentes e, são parasitos primariamente do sistema urinário de peixes de água doce e salgada, e também de anfíbios.

O gênero *Dendrorchis* foi proposto por TRAVASSOS (1926) para acomodar a espécie *Dendrorchis neivai* Travassos, 1926, parasita da bexiga gasosa de *Brycon lundii* (= *Brycon orthotaenia* Günther, 1864) no Estado de São Paulo. NAGATY (1930) e

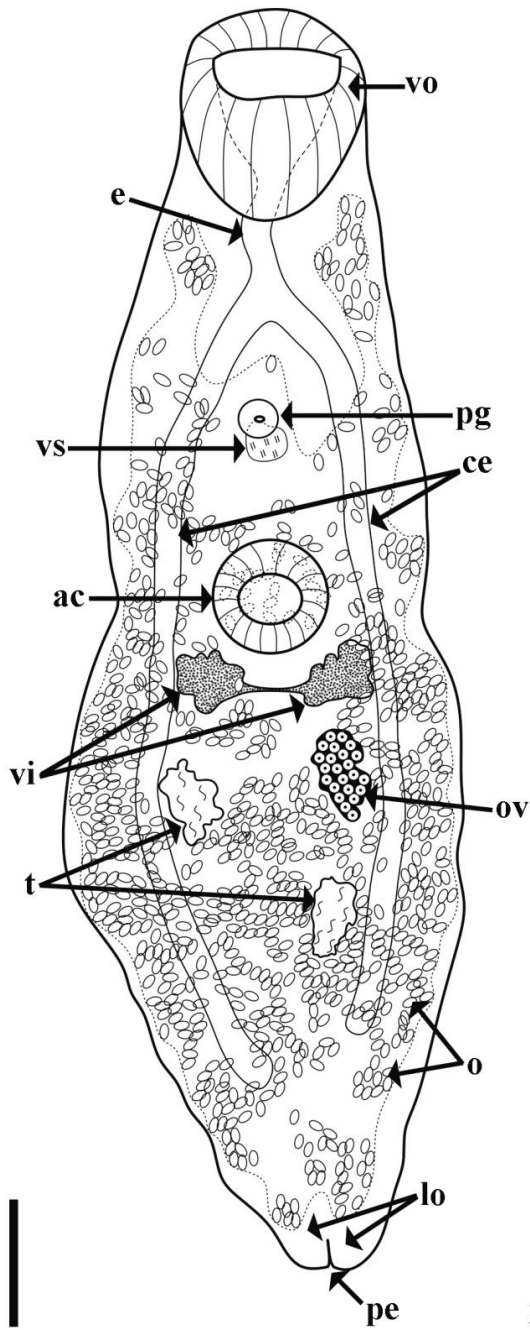
posteriormente YAMAGUTI (1958) consideraram *Dendrorchis* como sinônimo de *Phyllodistomum* Braun, 1899, entretanto NAGATY (1930) e YAMAGUTI (1958) não justificaram suas propostas.

VOLONTERIO & PONCE DE LEÓN (2005) propuseram *Dendrorchis retrobiloba* coletada de *A. fasciatus* no Uruguai, como a segunda espécie para o gênero *Dendrorchis*. Os autores ampliaram a diagnose do gênero e citaram a presença de uma bolsa do cirro, que segundo BROOKS & MACDONALD (1986) e CAMPBELL (2008), não existiria nas espécies de *Dendrorchis*.

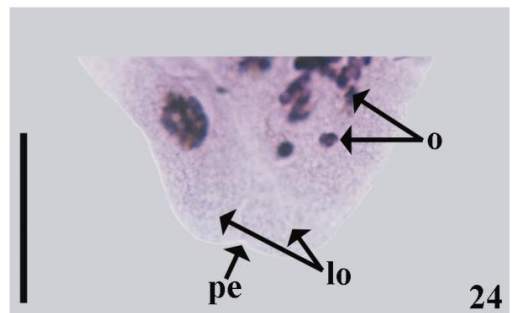
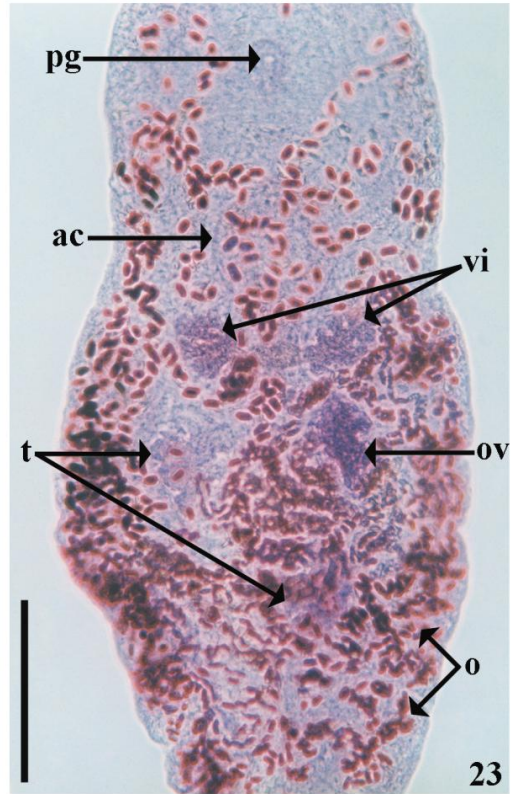
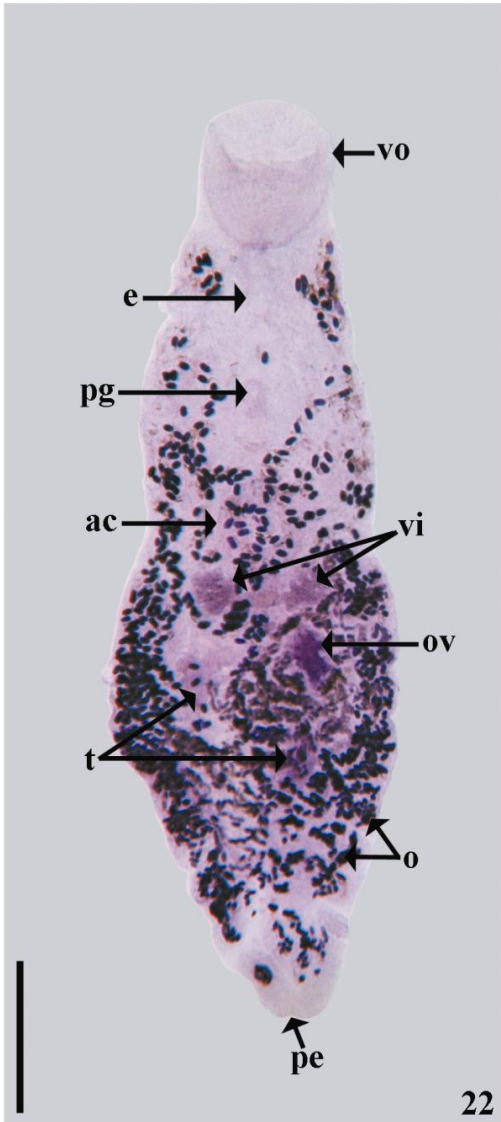
As duas espécies (*De. neivai* e *De. retrobiloba*) são facilmente distinguidas pelo formato do vitelário (alongado em *De. neivai*; piriforme em *De. retrobiloba*), pelo tamanho e formato do ovário (profundamente lobado e menor que os testículos em *De. neivai*; pouco lobado e maior que os testículos em *De. retrobiloba*), pela distribuição do útero no 'forebody' (lateral em *De. neivai*; lateral e intercecal em *De. retrobiloba*) e pela extremidade posterior (sem lóbulos em *De. neivai*; com dois lóbulos em *De. retrobiloba*) (TRAVASSOS 1926, VOLONTERIO & PONCE DE LEÓN 2005). O espécime encontrado no presente estudo foi determinado como *De. retrobiloba* por apresentar todos os caracteres diagnósticos para esta espécie.

A maioria dos estudos realizados sobre o ciclo de vida dos gorgoderídeos foi realizada com espécies de *Phyllodistomum* (CRIBB 1987). As espécies *Phyllodistomum* geralmente apresentam um bivalve como primeiro hospedeiro intermediário, de onde as cercárias emergem e infectam artrópodes (crustáceos ou insetos); moluscos ou girinos, que atuam como segundo hospedeiro intermediário e um peixe como hospedeiro definitivo (CRIBB 1987). Este é o primeiro registro de *De. retrobiloba* para o Brasil e *A. aff. fasciatus* como novo hospedeiro no Lago Guaíba, RS.

Figura 21. Diagrama incompleto de *Dendrorchis retrobiloba*, espécime *in toto* com ventosa oral (vo), esôfago (e), cecos intestinais (ce), poro genital (pg), acetábulo (ac), vesícula seminal (vs), testículos (t), ovário (ov), vitelário (vi), ovos (o), lóbulos (lo) e poro excretor (pe). Barra = 200 μm



Figuras 22-24. Fotomicrografias de *Dendrorchis retrobiloba*. **(22)** espécime *in toto*. Barra = 300 μm ; **(23)** fotomicrografia feita com contraste de fase do detalhe dos órgãos reprodutores. Barra = 250 μm ; **(24)** detalhe da região posterior. Barra = 250 μm . Ventosa oral (vo), esôfago (e), poro genital (pg), acetábulo (ac), testículos (t), ovário (ov), vitelário (vi), ovos (o), poro excretor (pe) e lóbulos (lo).



Microphalloidea Ward, 1901**Faustulidae** Poche, 1926*Antorchis* Linton, 1911*Antorchis lintoni* Travassos, Artigas & Pereira, 1928

Figura 25

Descrição. Faustulidae. Baseada em dois espécimes. Tegumento com diminutos espinhos. Corpo fusiforme com 490 de comprimento e 250 de largura. Ventosa oral subterminal, com 75 e 95 ($85 \pm 14,14$; $n = 2$) de comprimento e 70 e 92,5 ($81,25 \pm 15,91$; $n = 2$) de largura. Pré-faringe indistinta; faringe com 27,5 de comprimento e 37,5 de largura; bifurcação cecal logo após a faringe, estendendo-se até o limite inferior do acetábulo (Fig. 25). Acetábulo com 87,5 de comprimento e 75 de largura, distante 187,5 da extremidade anterior. Poro genital abaixo da faringe. Bolsa do cirro com 50 de comprimento e 25 de largura, vesícula seminal interna e externa não foram visualizadas pela grande quantidade de ovos. Testículos ovóides, opostos, no ‘forebody’, um deles no campo do acetábulo, com 55 e 70 ($62,5 \pm 10,61$; $n = 2$) de comprimento e 25 e 30 ($37,5 \pm 3,54$; $n = 2$) de largura (Fig. 25). Ovário arredondado, no ‘hindbody’, com 55 de comprimento e 50 de largura. Bolsa dorsal com 62,5 de comprimento, e 55 de largura. Vitelário no ‘forebody’ em dois campos laterais, da região da faringe até o meio do ‘forebody’. Útero ocupando toda região do ‘hindbody’ e com alças no ‘forebody’ contendo inúmeros ovos, com 25 a 27,5 ($26,25 \pm 1,32$; $n = 10$) de comprimento e 12,5 a 15 ($13,5 \pm 1,29$; $n = 10$) de largura (Fig. 25). Poro excretor na extremidade posterior.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Astyanax* aff. *fasciatus* (Cuvier, 1819).

Localidade: Praia da Alegria, Guaíba.

Local de infecção: intestino.

Prevalência: 2,86%.

Intensidade média da infecção: 2 helmintos/hospedeiro.

Abundância média da infecção: 0,06 helminto/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção: 1-3 helmintos.

Espécime de helminto depositado: CHDZ n° XXXX.

Comentários

Segundo BRAY (2008), somente recentemente e após estudos moleculares, a família Faustulidae Poche, 1926 foi reconhecida. Atualmente, 13 gêneros estão reunidos nesta família e um gênero considerado *incertae sedis*. As espécies desta família apresentam tegumento geralmente com espinhos, poro genital geralmente mediano ou submediano, testículos na região do 'hindbody' ou ao nível do acetábulo e são encontradas no intestino de peixes teleósteos marinhos e, ocasionalmente, em peixes de água doce.

O gênero *Antorchis* foi proposto por LINTON (1911) para acomodar a espécie *Mesorchis urna* Linton, 1910. Segundo CRIBB *et al.* (1999), o gênero *Antorchis* reúne sete espécies com ampla distribuição geográfica: *An. urna*, *Antorchis chaetodontis* (Yamaguti, 1934) Machida, 1975, *Antorchis intermedius* (Madhavi, 1975) Cribb, Anderson & Bray, 1999, *An. lintoni*, *Antorchis parobotia* Feng & Wang, 1997, *Antorchis pomacanthi* (Hafeezullah & Siddiqi, 1970) Machida, 1975 e *Antorchis tsushimaensis* (Machida, 1971) Machida, 1975.

Dentre estas espécies, somente *An. lintoni* apresenta distribuição na Região Neotropical, e foi descrita por TRAVASSOS *et al.* (1928) a partir de um único espécime coletado de *A. fasciatus* no Estado de São Paulo. A quantidade numerosa de ovos,

segundo os autores, dificultou o exame dos caracteres internos, e a descrição de *An. lintoni* foi realizada sob reserva.

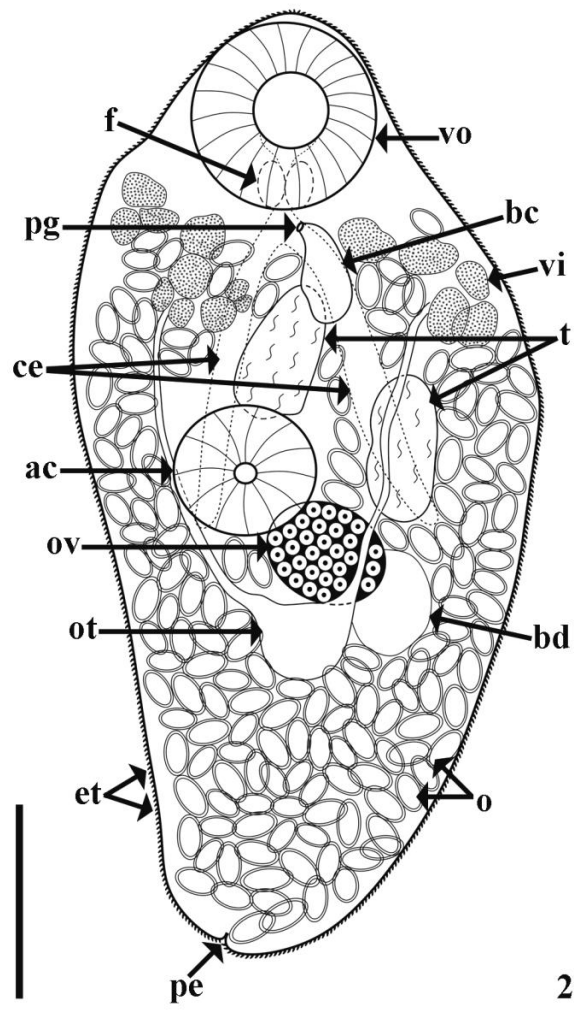
Os espécimes encontrados em *A. aff. fasciatus* foram determinados como *An. lintoni* pelo formato esférico da ventosa oral, pela posição do poro genital (pós-bifurcal), ovário (na porção anterior do ‘hindbody’) e vitelário (no ‘forebody’) segundo TRAVASSOS *et al.* (1928). A referida espécie difere das demais espécies de *Antorchis* pelo formato de funil da ventosa oral (em *An. urna*); pela ventosa ventral consideravelmente maior que a ventosa oral e poro genital próximo da ventosa ventral (em *An. chaetodontis*); pelas ventosas pequenas e vitelário posterior a bifurcação cecal (em *An. intermedius*); pelo ovário lobado, vitelário alcançando a faringe e poro genital próximo à ventosa ventral (em *An. parobotia*); pelos cecos curtos e divergentes (em *An. pomacanthi*); e pelo poro genital no meio das duas ventosas e cecos curtos e divergentes (em *An. tsushimaensis*) (MACHIDA 1975, CRIBB *et al.* 1999).

As medidas encontradas nos espécimes examinados no presente estudo foram menores, com exceção dos ovos, do que às medidas fornecidas por TRAVASSOS *et al.* (1928). Entretanto, quando analisado o desenho de *An. lintoni*, foram observadas algumas diferenças entre os valores descritos e a ilustração fornecida. Segundo TRAVASSOS *et al.* (1928), as medidas das ventosas de *An. lintoni* apresentam o mesmo tamanho (0,15 mm) e são 0,16 mm distantes. Entretanto no desenho, as ventosas não apresentam o mesmo tamanho (ventosa oral maior que o acetábulo) e a distância entre elas é maior do que a medida fornecida pelos autores. Além disso, visualizando o diagrama fornecido pelos autores, os testículos apresentam comprimento similar ao comprimento das ventosas, entretanto as medidas apresentadas para os testículos são menores (0,084 a 0,092 mm) em relação às ventosas (0,15 mm). Essas diferenças

(proporção entre as ventosas e o comprimento dos testículos) foram visualizadas no espécime examinado no presente estudo.

De acordo com TRAVASSOS *et al.* (1928), o poro genital possui localização pós-bifurcal e, no presente estudo a localização do poro genital foi observada no limite da bifurcação cecal, possivelmente devido ao processo de compressão. As espécies de *Antorchis* possuem uma bolsa dorsal de função desconhecida, localizada no ‘hindbody’ e próxima do ovário (YAMAGUTI 1971, MACHIDA 1975, CRIBB *et al.* 1999). Esta bolsa dorsal não foi citada por TRAVASSOS *et al.* (1928) e em um dos espécimes examinados no presente estudo, a bolsa dorsal foi observada abaixo do ovário. Este é o primeiro registro de *An. lintoni* em *A. aff. fasciatus* para o Lago Guaíba, RS.

Figura 25. Diagrama incompleto de *Antorchis lintoni*, mostrando espécime *in toto* com ventosa oral (vo), faringe (f), cecos intestinais (ce), espinhos do tegumento (et), poro genital (pg), bolsa do cirro (bc), acetábulo (ac), testículos (t), ovário (ov), oótipo (ot), bolsa dorsal (bd), vitelário (vi), ovos (o) e poro excretor (pe). Barra = 100 µm.



Hemiuroidea Looss, 1899

Derogenidae Nicoll, 1910

Halipeginae Poche, 1926

Genarchella Travassos, Artigas & Pereira, 1928

Genarchella parva Travassos, Artigas & Pereira, 1928

Figuras 26 e 27.

Descrição. Derogenidae, Halipeginae. Baseada em um espécime. Corpo alongado, com 630 de comprimento e 160 de largura. Ventosa oral com 75 de diâmetro. Faringe com 25 de comprimento e 27,5 de largura. Esôfago não visualizado, cecos terminando próximo do vitelário (Fig. 26). Acetábulo campaniforme, com 150 de comprimento e 175 de largura (Figs 26 e 27). Poro genital ventral, abaixo do limite inferior da faringe. Bolsa do ‘sinus’ com 25 de comprimento e 25 de largura (Fig. 26). ‘Pars prostática’ tubular, externa à bolsa do ‘sinus’, circundada por células prostáticas (Fig. 26). Vesícula seminal externa, saculiforme, com 50 de comprimento e 22,5 de largura (Figs 26 e 27). Órgão do ‘sinus’ não visualizado. Testículos ovais e oblíquos, com 57,5 e 75 ($66,25 \pm 12,37$; $n = 2$) de comprimento e 42,5 e 62,5 ($52,5 \pm 14,14$; $n = 2$) de largura. Ovário oval e alongado, anterior ao vitelário, com 107,5 de comprimento e 70 de largura. Glândula de Mehlis e canal de Laurer não visualizados. Vitelário constituído por duas massas de folículos vitelínicos com 52,5 e 62,5 ($57,5 \pm 7,07$; $n = 2$) de comprimento e 37,5 de largura (Fig. 26). Ovo com 27,5 de comprimento e 20 de largura. Vesícula excretora não visualizada.

Resenha taxonômica

Sinônimos (Segundo KOHN *et al.* 2007): *Genarchella tropica* Manter, 1936 por SZIDAT (1954), *Genarchella genarchella* Travassos, Artigas & Pereira, 1928 por TRAVASSOS *et*

al. (1964), *Halipegus tropicus* (Manter, 1936) por KLOSS (1966), *Halipegus cryptorchis* por MAÑÉ-GARZON & GASCÓN (1973), *Halipegus parva* e *Halipegus* sp. por KOHN & FERNANDES (1987, 1988) e *Genarchella szidati* por HAMANN (1989)

Hospedeiro: *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894).

Localidade: Barra do Ribeiro, RS.

Local de infecção: estômago.

Prevalência: 1,67%

Intensidade da infecção: 1 helminto.

Abundância média da infecção: 0,02 helminto/hospedeiro.

Amplitude da intensidade de infecção: 1 helminto.

Espécime de helminto depositado: CHDZ nº XXXX.

Comentários

O gênero *Genarchella* Travassos, Artigas & Pereira, 1928 foi proposto para acomodar as espécies *Genarchella genarchella* Travassos, Artigas & Pereira, 1928 (espécie-tipo) e *Genarchella parva* Travassos, Artigas & Pereira, 1928, coletadas de *Acestrorhamphus* sp. no Estado de São Paulo (TRAVASSOS *et al.* 1928). Este gênero já foi considerado sinônimo de *Halipegus* Looss, 1899, *Vitellotrema* Guberlet, 1928 e *Genarchopsis* Ozaki, 1925 (GIBSON & BRAY 1979, KOHN & FERNANDES 1988). Entretanto, diferentes estudos consideram *Genarchella* como gênero válido, agrupando digenéticos de peixes ocorrentes na Região Neotropical, que apresentam o ducto hermafrodita dentro da bolsa do ‘sinus’ e vitelário com massas inteiras (KOHN *et al.* 1990, GIBSON 2002).

Para a América do Sul, foram registradas quatro espécies de *Genarchella*: *Genarchella fragilis* Lunaschi, 1990, *G. genarchella*, *G. parva* e *Genarchella porzanae*

(Nasir & Gómez, 1977) Gibson, 2002 (KOHN *et al.* 2007). As espécies de *Genarchella* diferem pela morfologia geral do corpo, formato do acetábulo e pelo grau de desenvolvimento do órgão do ‘sinus’ (KOHN & FERNANDES 1988, KOHN *et al.* 1990). Dentre as espécies registradas para a América do Sul, *G. parva* e *G. fragilis* possuem acetábulo com formato campaniforme, entretanto o diagrama fornecido por LUNASCHI (1990) sugere que esta estrutura seja mais ovalada na última espécie (KOHN *et al.* 1990, SCHOLZ *et al.* 1995c, LUNASCHI 1990).

LUNASCHI (1990) descreveu *G. fragilis* com espécimes coletados de *A. fasciatus* e *Astyanax abramis* (Jenyns, 1842) em Buenos Aires, Argentina e diferenciou *G. fragilis* de *G. parva* pelo corpo delicado e frágil, e pela localização do poro genital sobre o limite inferior da faringe, ou mais posteriormente, em *G. fragilis*. Entretanto, corpo delicado e frágil (estado de conservação) é pouco informativo para determinar uma espécie. Quando comparados diferentes diagramas de *G. parva* fornecidos por diferentes autores (KOHN & FERNANDES 1988, LUNASCHI 1990, KOHN *et al.* 1990), é possível visualizar uma localização variável do poro genital nesta espécie: em alguns diagramas encontra-se acima e, em outros diagramas, abaixo do limite inferior da faringe.

O único espécime encontrado no presente estudo foi determinado como *G. parva* pela presença de ducto hermafrodita dentro da bolsa do ‘sinus’, acetábulo com formato campaniforme e vitelário formado por duas massas (TRAVASSOS *et al.* 1928, KOHN & FERNANDES 1988, LUNASCHI 1990, KOHN *et al.* 1990). Entretanto, o espécime examinado apresentou tamanho corporal menor (0,63 mm) em relação às medidas encontradas na literatura, com exceção ao trabalho de LUNASCHI (1990), que descreveu espécimes com tamanho variando de 0,613 a 3,099 mm. As medidas encontradas para as demais estruturas do espécime examinado, estão dentro da variação encontrada por

LUNASCHI (1990). O único espécime encontrado em *A. jacuhiensis* apresentou somente um ovo, portanto não foi possível descrever a posição do útero.

Existem diferenças entre os ciclos de vida conhecidos para as espécies *G. genarchella* e *Genarchella astyanactis* (Watson, 1976) Scholz, Vargas-Vazquez & Salgado-Maldonado, 1995 (YAMAGUTI 1975, DITRICH *et al.* 1997). Em *G. genarchella*, a rédia desenvolve-se no molusco *Littorina australis* (= *Littoridina australis* (Orbigny, 1835)), contendo de uma a quatro (geralmente quatro) cercárias que podem produzir ovos através de progênese (YAMAGUTI 1975). Após a ingestão pelo peixe, a cercária se desenvolve no adulto. Em *G. astyanactis*, a rédia contém cercárias com vários estágios de desenvolvimento, que flutuam pelo movimento da cauda (DITRICH *et al.* 1997). As espécies de *Astyanax* são onívoras oportunistas e, neste caso, a infecção de *G. parva* em *A. jacuhiensis*, possivelmente ocorreu através da ingestão ao acaso da cercária.

LUNASCHI (1990) registrou *G. parva* em *A. bimaculatus*, *A. eigenmanniorum*, *A. fasciatus*, *Astyanax* sp., *Cheirodon interruptus* (Jenyns, 1842), *Hyphessobrycon meridionalis* Ringuelet, Miquelarena & Menni, 1978, *Oligosarcus hepsetus* (Cuvier, 1829) e *Oligosarcus jenynsi* (Günther, 1864). FORTES & HOFFMANN (1999) examinaram quatro espécies de *Astyanax* e registraram *G. parva* em *Astyanax fasciatus fasciatus* (= *A. aff. fasciatus*) no Lago Guaíba, RS. Entretanto, as autoras não citaram o número de espécimes de peixes examinados, não foram realizadas medidas morfométricas e nem calculados os parâmetros ecológicos da infecção. KOHN *et al.* (1990) registraram *G. parva* em *Oligosarcus robustus* Menezes, 1969 no Lago Guaíba, em material coletado por Froés em 1982 e depositado na CHIOC. Este é o primeiro registro de *G. parva* em *A. jacuhiensis* no Lago Guaíba, RS.

Figura 26. Diagrama incompleto de *Genarchella parva*, com ventosa oral (vo), faringe (f), bolsa do 'sinus' (bs), 'pars prostática' (pp), metratermo (m), vesícula seminal externa (vse), acetábulo (ac), cecos (ce), testículos (t), ovário (ov), vitelário (vi) e ovo (o). Barra = 100 µm.

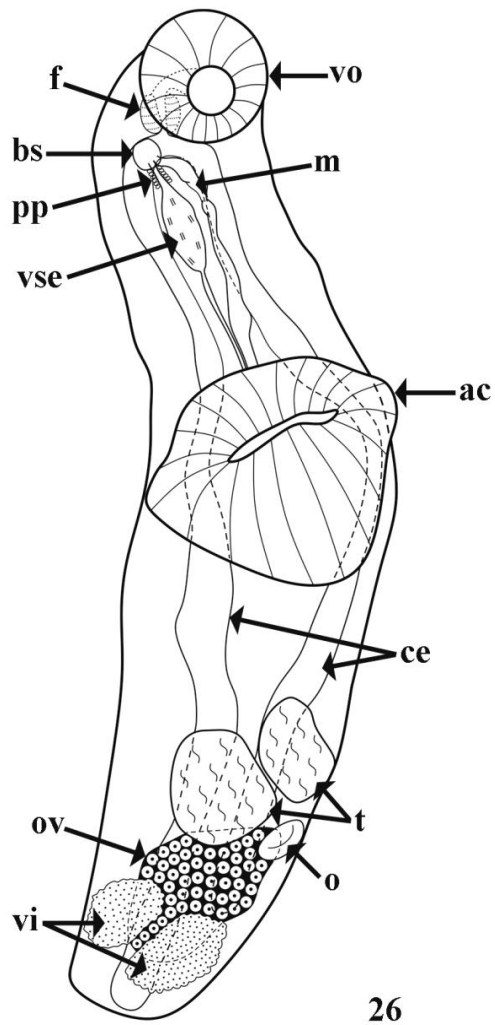
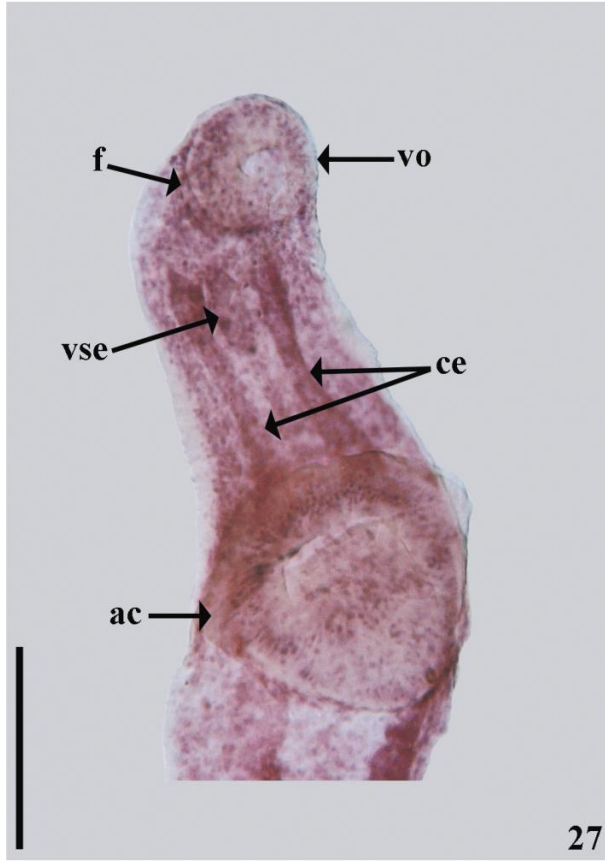


Figura 27. Fotomicrografia da região anterior de *Genarchella parva*, com ventosa oral (vo), faringe (f), vesícula seminal externa (vse), acetábulo (ac) e cecos (ce). Barra = 100 μm .



Opisthorchioidea Looss, 1899**Heterophyidae** Leiper, 1909*Ascocotyle* Looss, 1899*Ascocotyle* sp. (metacercária)

Figuras 28-32

Descrição. Heterophyidae. Baseada em dois espécimes corados com hematoxilina de Delafield; quatro espécimes corados com carmim de Semichon, montados *in toto* em bálsamo do Canadá e, quatro cistos montados em meio de montagem de Faure. Cistos ovais a arredondados com 240 a 340 ($273,57 \pm 32,75$; $n = 7$) de diâmetro e com parede de 10 a 30 ($21,43 \pm 6,9$; $n = 7$) de espessura (Fig. 30). Metacercárias de corpo piriforme com 260 a 325 ($300,83 \pm 35,56$; $n = 3$) de comprimento, 110 a 125 ($115,83 \pm 8,04$; $n = 3$) de largura (Figs 28 e 31). Tegumento espinhoso (Fig. 28). Pigmento ocelar distribuído entre o prolongamento muscular da ventosa oral e a faringe (Fig. 28). Ventosa oral subterminal, 32,5 e 37,5 ($35 \pm 3,54$; $n = 2$) de comprimento e 42,5 57,5 ($50 \pm 10,61$; $n = 2$) de largura, com lobo cônico pré-oral (Figs 28 e 31). Prolongamento muscular dorsal da ventosa oral com 27,5 e 65 ($46,25 \pm 26,52$; $n = 2$). Espinhos periorais de difícil contagem, em dois círculos completos de aproximadamente 16 espinhos cada, os espinhos do círculo anterior são maiores em relação aos espinhos do círculo posterior (Figs 28, 29 e 32). Espinhos anteriores com 7 a 11 ($9 \pm 1,41$; $n = 7$) de comprimento, 2 a 4 ($3 \pm 0,58$; $n = 7$) de largura; espinhos posteriores com 5 a 8 ($6,29 \pm 1,11$; $n = 7$) de comprimento, 1 a 3 ($2 \pm 0,58$; $n = 7$) de largura. Pré-faringe longa, com 95 de comprimento e, faringe com 17,5 de diâmetro. Esôfago curto. Cecos intestinais curtos, largos, localizados no 'forebody'. Acetábulo com 30 a 42,5 ($36,67 \pm 6,29$; $n = 3$) de comprimento, 35 a 42,5 ($38,33 \pm 3,82$; $n = 3$) de largura, distante 87,5 da extremidade anterior. Testículos simétricos, próximos da extremidade posterior, com

22,5 a 30 ($25,63 \pm 3,75$; $n = 4$) de comprimento, 25 a 37,5 ($31,25 \pm 5,95$; $n = 4$) de largura (Figs. 28 e 31). Ovário oval, pré-testicular, com 27,5 de comprimento e, 22,5 de largura (Figs. 28 e 31). Vesícula excretora com ramos pré-testiculares (Fig. 28).

Resenha taxonômica

Hospedeiros: *Astyanax aff. fasciatus* (Cuvier, 1819) e *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894).

Localidades: Praia da Alegria, Guaíba e Barra do Ribeiro, RS.

Locais de infecção: bulbo do coração, nadadeira caudal.

Prevalência: 27,14% (*A. aff. fasciatus*) e 13,33% (*A. jacuhiensis*).

Intensidade média da infecção: 31,68 helmintos/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 17,12 helmintos/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Abundância média da infecção: 8,6 helmintos/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 2,28 helmintos/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Amplitudes das intensidades de infecção: 1-182 helmintos (*A. aff. fasciatus*) e 1-40 helmintos (*A. jacuhiensis*).

Espécime de helminto depositado: CHDZ n° XXXX.

Comentários

A família Heterophyidae Leiper, 1909 agrupa 39 gêneros, sendo três considerados como *incertae sedis* (PEARSON 2008). Em recentes estudos moleculares, o agrupamento desta família foi considerado como parafilético (THAENKHAM *et al.* 2011, 2012). THAENKHAM *et al.* (2012) sugeriram uma reavaliação de Heterophyidae e Opisthorchiidae Looss, 1899, sob enfoque morfológico e molecular, pois algumas espécies reunidas em Heterophyidae formam agrupamentos monofiléticos com espécies

agrupadas em Opisthorchiidae. Segundo PEARSON (2008), Heterophyidae agrupa digenéticos com saco genital ou ventrogenital presente, raramente armado com espinhos e, são encontrados em peixes, em aves que ingerem peixes e anfíbios e em mamíferos.

O gênero *Ascocotyle* foi proposto por Looss em 1899 para acomodar *Distomum coleostomum* (= *Ascocotyle coleostoma* (Looss, 1896) Looss, 1899) e *Ascocotyle minuta* Looss, 1899 (= *Ascocotyle minutus* Looss, 1899) (SOGANDARES-BERNAL & LUMSDEN 1963). Segundo PEARSON (2008), *Ascocotyle* agrupa digenéticos que possuem um prolongamento muscular em forma de apêndice na ventosa oral, dorsal à pré-faringe; dois círculos de espinhos periorais, ovário anterior aos testículos e são parasitos de aves e mamíferos.

A sistemática dos gêneros *Ascocotyle* e *Phagicola* Faust, 1920 foi discutida por diferentes autores (TRAVASSOS 1930, PRICE 1932, SOGANDARES-BERNAL & LUMSDEN 1963, YAMAGUTI 1971). TRAVASSOS (1930) considerou *Phagicola* como subgênero de *Ascocotyle*, entretanto PRICE (1932) propôs que *Phagicola* fosse elevado ao nível genérico. SOGANDARES-BERNAL & LUMSDEN (1963) concordaram com a proposta de TRAVASSOS (1930) e incluíram o subgênero *Leighia* Sogandares-Bernal & Lumsden, 1963 em *Ascocotyle*. YAMAGUTI (1971) considerou o gênero *Phagicola* como válido e, *Ascocotyle* com os subgêneros *Ascocotyle* e *Leighia*. PEARSON (2008) considerou *Phagicola* e *Leighia* como sinônimos de *Ascocotyle*, proposta que foi seguida no presente estudo.

No ciclo de vida das espécies de *Ascocotyle*, aves e mamíferos são considerados hospedeiros definitivos e diferentes espécies de peixes atuam como segundo hospedeiro intermediário, dentre elas, espécies de *Astyanax* (SANTOS *et al.* 2007, PEARSON 2008). No México, as seguintes espécies foram registradas como hospedeiras de *Ascocotyle*: *A. fasciatus* (SCHOLZ *et al.* 1995b, 1997, SCHOLZ & VARGAS-VÁZQUEZ 1998, AGUIRRE-

MACEDO *et al.* 2001a), *A. aeneus* (SALGADO-MALDONADO *et al.* 2005a, 2005b) e *A. mexicanus* (SALGADO-MALDONADO *et al.* 2004a). No Brasil, LIZAMA *et al.* (2008) registraram *A. altiparanae* como hospedeira de *Ascocotyle* (*Ascocotyle*) *tenuicollis* (= *Ascocotyle felippei* Travassos, 1928).

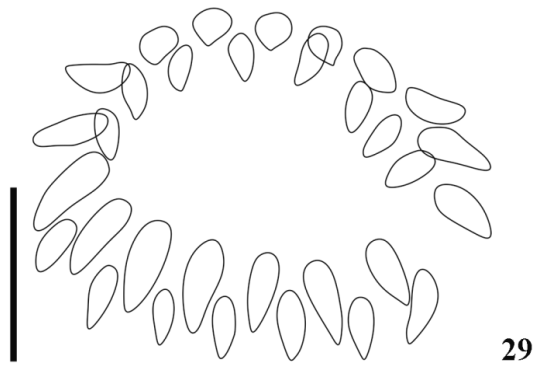
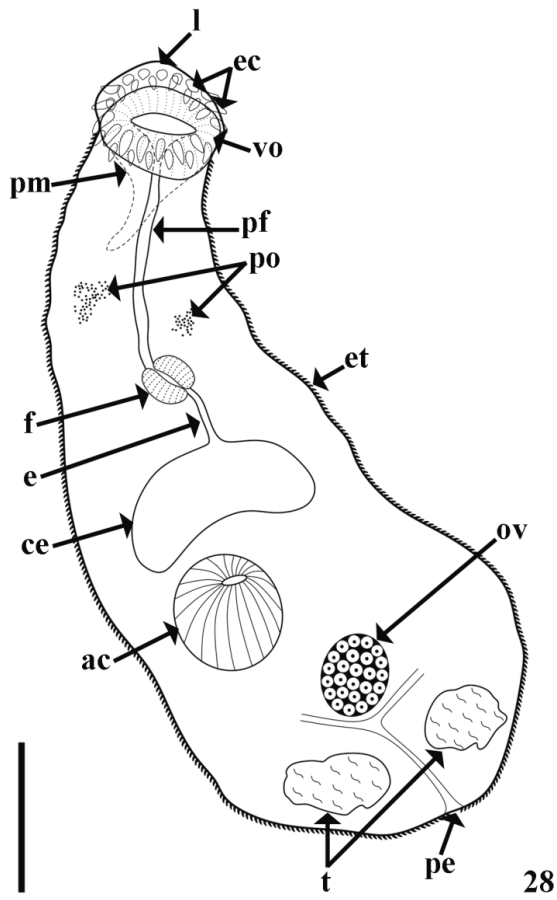
No presente estudo, as metacercárias de *Ascocotyle* foram encontradas no bulbo do coração e, alguns espécimes dentro dos raios da nadadeira caudal. A contagem dos espinhos periorais nas espécies de *Ascocotyle* é fundamental para determinação específica, porém como esses espinhos são facilmente perdidos, a contagem torna-se difícil (SCHOLZ *et al.* 1997, SANTOS *et al.* 2007). As metacercárias examinadas no presente estudo apresentaram 16 espinhos periorais em cada uma das fileiras, totalizando 32 espinhos. Este número de espinhos periorais é encontrado nas espécies *As. coleostoma* e *As. felippei* (SCHOLZ *et al.* 1997).

Para determinar a espécie das metacercárias, será necessário obter a forma adulta do parasito, pois além dos espinhos periorais, as espécies de *Ascocotyle* diferem em relação à morfologia dos órgãos reprodutores, comprimento do prolongamento muscular dorsal da ventosa oral, comprimento dos cecos intestinais, posição das alças uterinas e distribuição do vitelário (SCHOLZ *et al.* 1997).

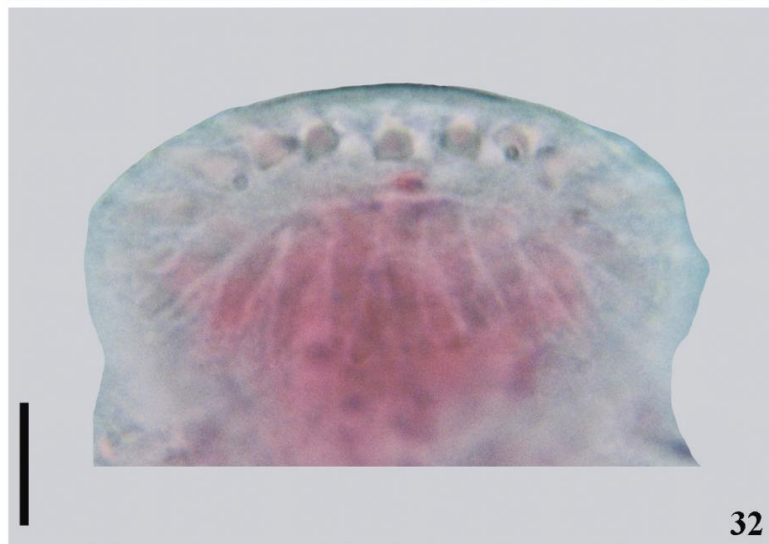
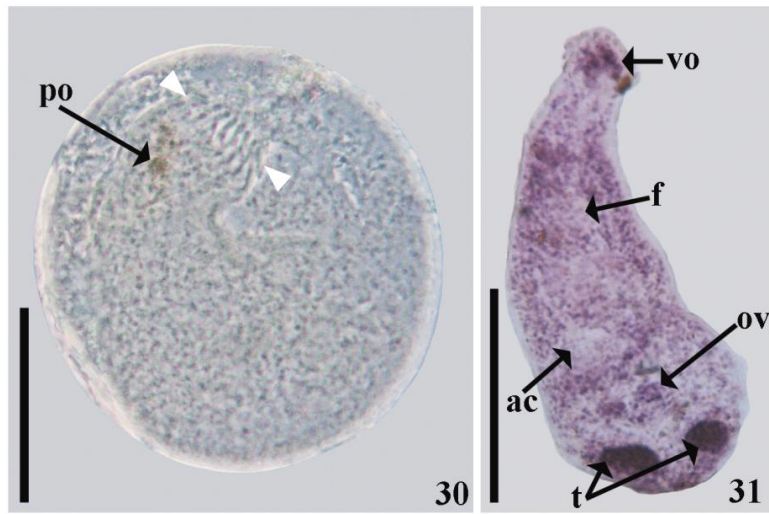
As duas espécies (*As. coleostoma* e *As. felippei*) apresentam aves piscívoras como hospedeiro definitivo e, peixes como segundo hospedeiro intermediário (SANTOS *et al.* 2007). As infrapopulações de *Ascocotyle* sp. encontradas em *A. aff. fasciatus* variaram de uma a 182 metacercárias no bulbo do coração. Uma elevada quantidade de metacercárias também foi encontrada por LIZAMA *et al.* (2008) em *A. altiparanae* no Paraná, entretanto os autores registraram valores maiores de intensidade média (148,04 helmintos/hospedeiro) e amplitude (20 a 387 helmintos).

De qualquer forma, as aves piscívoras adquirem uma elevada infrapopulação de metacercárias de *Ascocotyle* sp. quando ingerem os lambaris infectados. Até a presente data, não existe registro de aves parasitadas com espécies de *Ascocotyle* no Estado do Rio Grande do Sul. Este é o primeiro registro de metacercárias de *Ascocotyle* sp. em *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* no Lago Guaíba, RS.

Figuras 28 e 29. Diagramas incompletos de *Ascocotyle* sp. **(28)** espécime *in toto*. Barra = 50 μ m. **(29)** Detalhe da disposição dos espinhos periorais. Barra = 20 μ m. Lobo pré-oral (l), espinhos periorais (ep), ventosa oral (vo), prolongamento muscular da ventosa oral (pm), pré-faringe (pf), pigmento ocelar (po), faringe (f), esôfago (e), ceco intestinal (ce), acetábulo (ac), espinhos do tegumento (et), ovário (ov), testículos (t) e poro excretor (pe).



Figuras 30-32. Fotomicrografias de *Ascocotyle* sp. **(30)** metacercária dentro do cisto, com espinhos periorais (cabeça de seta branca). Barra = 50 µm; **(31)** espécime montado *in toto*. Barra = 125 µm; **(32)** detalhe da região anterior, mostrando espinhos periorais. Barra = 10 µm. Pigmento ocelar (po), ventosa oral (vo), faringe (f), acetábulo (ac), ovário (ov) e testículo (t).



‘Metacercária indeterminada 1’

Figura 33

Descrição. Haploporoidea. Baseada em 10 espécimes montados *in toto*. Metacercárias dístomes, de corpo fusiforme, com 0,7 a 1 mm ($0,84 \pm 0,1$ mm; n = 10) de comprimento e 0,18 a 0,36 mm ($0,24 \pm 0,05$ mm; n = 10) de largura. Tegumento espinhoso. Pigmento ocelar distribuído pela região da faringe. Ventosa oral subterminal, com 50 a 100 ($79,75 \pm 19,06$; n = 10) de comprimento e 45 a 112,5 ($88,5 \pm 21,48$; n = 10) de largura (Fig. 33). Pré-faringe curta, com 25 a 85 ($55; \pm 20,1$; n = 10) de comprimento e faringe com 37,5 a 55 ($48 \pm 5,75$; n = 10) de comprimento e 37,5 a 62,5 ($51,75 \pm 7,36$; n = 10) de largura. Acetábulo com 62,5 a 87,5 ($81,56 \pm 8,96$; n = 8) de comprimento e 67,5 a 110 ($80,94 \pm 13,56$; n = 8) de largura, distante 0,28 a 0,35 mm ($0,3 \pm 0,02$; n = 8) da extremidade anterior.

Resenha taxonômica

Hospedeiros: *Astyanax aff. fasciatus* (Cuvier, 1819) e *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894).

Localidade: Barra do Ribeiro, RS.

Locais de infecção: estômago, cavidade abdominal.

Prevalências: 7,14% (*A. aff. fasciatus*) e 6,67% (*A. jacuhiensis*).

Intensidades médias das infecções: 3,2 helmintos/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 4,25 helmintos/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Abundâncias médias das infecções: 0,23 helminto/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 0,28 helminto/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Amplitudes das intensidades de infecções: 1-6 helmintos (*A. aff. fasciatus*) e 1-6 helmintos (*A. jacuhiensis*).

Espécime de helminto depositado: CHDZ nº XXXX.

Comentários

Os digenéticos agrupados em Haploporoidea são parasitos, principalmente, do estômago, cecos pilóricos e intestino de peixes e apresentam uma ampla distribuição geográfica (OVERSTREET & CURRAN 2005). Na fase adulta, esses digenéticos são caracterizados por apresentarem uma bolsa hermafrodita que contém o ducto hermafrodita.

Segundo OVERSTREET & CURRAN (2005), os ciclos de vida das diferentes espécies reunidas em Haploporidae devem apresentar similaridade, entretanto as cercárias sempre foram registradas como do tipo gimnocéfala e infectam gastrópodes da superfamília Rissoidae Gray, 1847. As cercárias apresentam pigmento ocelar e geralmente encistam sob vegetação aquática onde posteriormente são ingeridas pelo hospedeiro definitivo.

As metacercárias acima descritas foram encontradas livres no estômago de *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* e apresentaram ventosa oral e acetábulo, pigmento ocelar e, em alguns espécimes, poro genital com uma estrutura em forma de bolsa, que possivelmente é a bolsa hermafrodita. Para a determinação específica, será necessário examinar o estágio adulto dessas metacercárias encontradas nos lambaris. Este é o primeiro registro de metacercárias livres em *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* no Lago Guaíba, RS.

Figura 33. Fotomicrografia da ‘metacercária indeterminada 1’, com espécime montado *in toto* mostrando ventosa oral (vo), pigmento ocelar (po), faringe (f), acetábulo (ac) e poro excretor (pe). Barra = 100 µm.



‘Metacercária indeterminada 2’

Figura 34

Descrição. Baseada em um espécime corado. Metacercária dístome, de corpo fusiforme com 510 de comprimento e 200 de largura (Fig. 34). Ventosa oral subterminal com 135 de comprimento e 92,5 de largura. Faringe com 37,5 de comprimento e 40 de largura. Acetábulo com 47,5 de comprimento e 55 de largura (Fig. 34).

Resenha taxonômica

Hospedeiros: *Astyanax* aff. *fasciatus* (Cuvier, 1819).

Localidade: Barra do Ribeiro.

Locais de infecção: cavidade abdominal.

Prevalência: 1,43%

Intensidade da infecção: 1 helminto.

Abundância média da infecção: 0,01 helminto/hospedeiro.

Amplitude da intensidade de infecção: 1 helminto.

Espécime de helminto depositado: CHDZ n° XXXX.

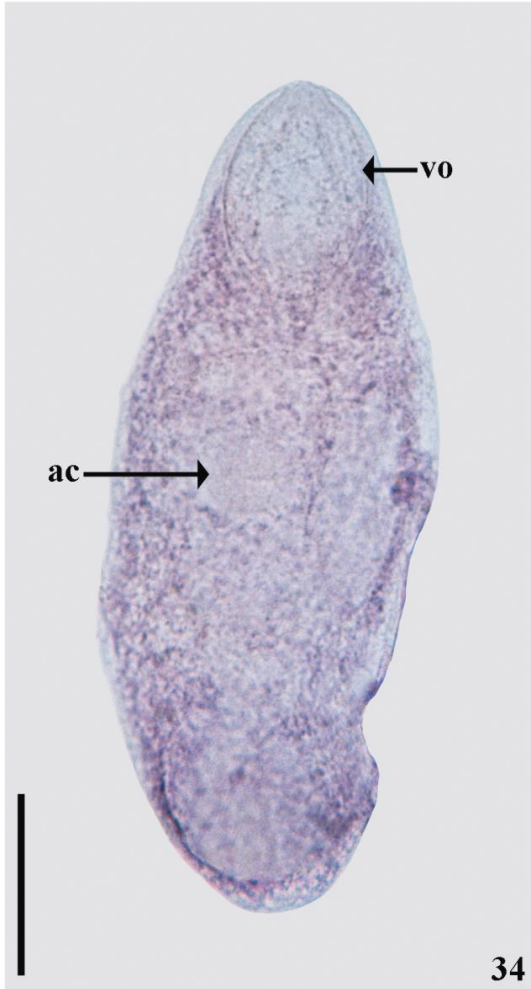
Comentários

A ‘metacercária indeterminada 2’ foi encontrada na cavidade abdominal de *A. aff. fasciatus*. Esta espécie diferencia-se da ‘metacercária indeterminada 1’ por possuir uma ventosa oral de formato oval muito maior que o acetábulo e pela ausência de pigmento ocelar. No Brasil, foram registradas metacercárias pertencentes às famílias Bucephalidae Poche, 1907, Clinostomidae Lühe, 1901, Diplostomidae Poirier, 1886 e Proterodiplostomidae Dubois, 1936 em *Astyanax* spp. (AZEVEDO *et al.* 2007, LIZAMA *et al.* 2008, TAKEMOTO *et al.* 2009).

As espécies reunidas em Diplostomidae e Proterodiplostomidae apresentam órgão tribocítico posterior ao acetábulo, característica que não foi observada na metacercária examinada no presente estudo (NIEWIADOMSKA 2002). Os digenéticos agrupados em Bucephalidae não apresentam acetábulo e apresentam na extremidade anterior um ‘rhynchus’ que é o órgão de adesão (OVERSTREET & CURRAN 2002). Na ‘metacercária indeterminada 2’, não foram observados os caracteres diagnósticos de Bucephalidae e, os caracteres de Clinostomidae não são específicos para comparação com os caracteres da metacercária encontrada.

A partir da forma adulta do parasito será possível a determinação a nível específico. O encontro da ‘metacercária indeterminada 2’ sugere que o lambari pode atuar como hospedeiro intermediário deste digenético, que possivelmente possui como hospedeiro definitivo algum outro peixe ou uma ave piscívora, no Lago Guaíba, RS.

Figura 34. Fotomicrografia da ‘metacercária indeterminada 2’, com espécime montado *in toto* mostrando ventosa oral (vo) e acetábulo (ac). Barra = 100 µm.



4.1.2. Monogenéticos

Cercomeromorphae Bychowsky, 1937

Monogenea van Beneden, 1858

Polyonchoinea Bychowsky, 1937

Gyrodactylidae van Beneden & Hesse, 1863

Gyrodactylus von Nordmann, 1832

***Gyrodactylus* sp.**

Figuras 35-40

Descrição. Monogenea, Gyrodactylidae. Baseada em um espécime. Corpo com 460 de comprimento e 110 de largura. Lobos cefálicos e glândulas cefálicas não visualizadas. Faringe e cecos intestinais não visualizados. Haptor com 75 de comprimento e 78 de largura com 16 ganchos marginais, distribuídos radialmente (Figs 35, 36 e 40). Âncora com 63 de comprimento (Figs 35, 37 e 40). Barra ventral alongada nas extremidades, com 10 de comprimento e 32 de largura, com escudo posterior em formato de placa, com 15 de comprimento e 17,5 de largura (Figs 35, 38 e 40). Barra dorsal alongada nas extremidades, com 3 de comprimento e 20 de largura (Figs 35, 39 e 40). Ganchos com 29 a 32 ($31 \pm 1,03$; $n = 6$) de comprimento; filamento do gancho (FH) com 7 a 8 ($8 \pm 0,52$; $n = 6$) de comprimento (Figs 35, 36 e 40). Órgão copulatório masculino (OCM) com 7 de diâmetro, armado com um espinho e quatro espineletes, dispostos em uma fileira. Testículo não visualizado. Ovário e vitelário não visualizados. Útero com duas gerações de embriões visualizados.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Astyanax* aff. *fasciatus* (Cuvier, 1819).

Localidade: Barra do Ribeiro, RS.

Local de infestação: superfície corporal.

Prevalência: 1,43%.

Intensidade da infestação: 1 helminto.

Abundância média da infestação: 0,01 helminto/hospedeiro.

Amplitude da intensidade de infestação: 1 helminto.

Espécime depositado: CHDZ n° XXXX.

Comentários

A família Gyrodactylidae van Beneden & Hesse, 1863 agrupa monogenéticos ovíparos ou vivíparos com haptor composto por um par de âncoras (exceto as espécies de *Anacanthocotyle* Kritsky & Fritts, 1970) e 16 ganchos marginais (THATCHER 2006). Na Região Neotropical ocorrem espécies vivíparas dos gêneros *Accessorius* Jara, An & Cone, 1991, *Anacanthocotyle* Kritsky & Fritts, 1970, *Diechodactylus* Vianna, Boeger & Silva-Souza, 2008, *Gyrodactylus* von Nordmann, 1832, *Polyclithrum* Rogers, 1967; *Scleroductus* Jara & Cone, 1989 e *Scutalatus* Vianna, Boeger & Dove, 2007 (COHEN *et al.* 2013).

O único espécime encontrado no presente estudo foi determinado como pertencente ao gênero *Gyrodactylus* por possuir um par de âncoras, barra ventral com escudo e sem projeções posteriores (THATCHER 2006). O referido espécime se diferencia das espécies agrupadas nos demais gêneros por não possuir escleritos acessórios no haptor (encontrado em *Accessorius peruensis* Jara, An & Cone, 1991), pela presença de âncoras e barras (ausentes em *Anacanthocotyle* spp.), pela morfologia do haptor (em *Diechodactylus joaberi* Vianna, Boeger & Silva-Souza, 2008; *Polyclithrum* spp. e *Scutalatus magniancoratus* Vianna, Boeger & Dove, 2007 os ganchos são separados em grupos) e pela morfologia da barra superficial (em

Scleroductus spp. a barra superficial possui duas projeções alongadas) (THATCHER 2006, COHEN *et al.* 2013).

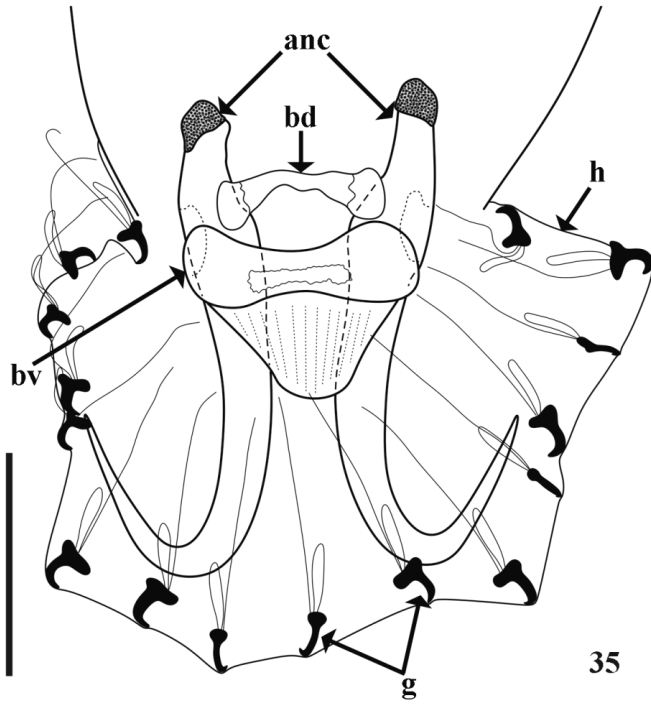
O gênero *Gyrodactylus* é um dos gêneros com maior diversidade de espécies de monogenéticos. Segundo HARRIS *et al.* (2004) existem 409 espécies válidas de *Gyrodactylus* parasitas de 400 espécies de peixes de diferentes grupos, sendo que destas espécies, 60% foram registradas em um única espécie de hospedeiro.

Para a Região Neotropical, já foram registradas 20 espécies de *Gyrodactylus*: *Gyrodactylus anisopharynx* Popazoglo & Boeger, 2000, *Gyrodactylus bimaculatus* An, Jara & Cone, 1991, *Gyrodactylus bullatarudis* Turnbull, 1956, *Gyrodactylus cichlidarum* Paperna, 1968, *Gyrodactylus corydori* Bueno-Silva & Boeger, 2009, *Gyrodactylus costaricensis* Kristsky & Fritts, 1970, *Gyrodactylus curemae* Conroy & Conroy, 1985, *Gyrodactylus gemini* Ferraz, Shinn & Sommerville, 1994, *Gyrodactylus geophagensis* Boeger & Popazoglo, 1995, *Gyrodactylus lebiasinus* An, Jara & Cone, 1991, *Gyrodactylus milleri* Harris & Cable, 2000, *Gyrodactylus neotropicalis* Kristsky & Fritts, 1970, *Gyrodactylus pictae* Cable, van Oosterhout, Barson & Harris, 2005, *Gyrodactylus pimelodellus* An, Jara & Cone, 1991, *Gyrodactylus poeciliae* Harris & Cable, 2000, *Gyrodactylus samirae* Popazoglo & Boeger, 2000, *Gyrodactylus slendrus* An, Jara & Cone, 1991, *Gyrodactylus superbus* Popazoglo & Boeger, 2000, *Gyrodactylus trairae* Boeger & Popazoglo, 1995 e *Gyrodactylus turnbulli* Harris & Lyles, 1992 (KOHN *et al.* 2006, THATCHER 2006, COHEN *et al.* 2013).

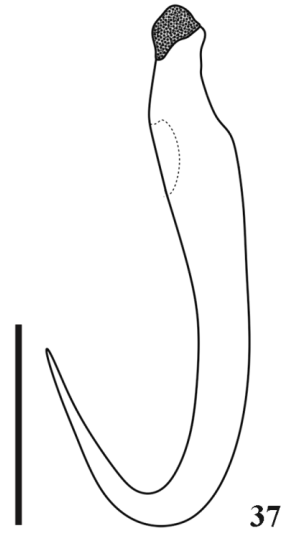
No Brasil, foram registradas *Gy. anisopharynx*, *Gy. corydori*, *Gy. geophagensis*, *Gy. samirae*, *Gy. superbus* e *Gy. trairae*. Para as espécies de *Astyanax*, *Gy. neotropicalis* foi registrada em *A. fasciatus* na Costa Rica (KRITSKY & FRITTS 1970) e *Gyrodactylus* sp. em *A. bimaculatus* e *A. parahybae* no Estado do Rio de Janeiro, Brasil (AZEVEDO *et al.* 2010). Com exceção de *Gy. neotropicalis*, as demais espécies

registradas para a Região Neotropical diferem da espécie encontrada no presente estudo pela morfologia do órgão copulatório masculino (OCM), da barra ventral e dos ganchos marginais no haptor. Entretanto *Gy. neotropicalis* apresenta OCM com um espinho e numerosos espineletes, diferente do OCM (com um espinho e quatro espineletes) visualizado no único espécime encontrado no presente estudo. Para determinação específica, mais espécimes de *Gyrodactylus* deverão ser coletados. Este é o primeiro registro de uma espécie de *Gyrodactylus* em *A. aff. fasciatus* no Lago Guaíba, RS.

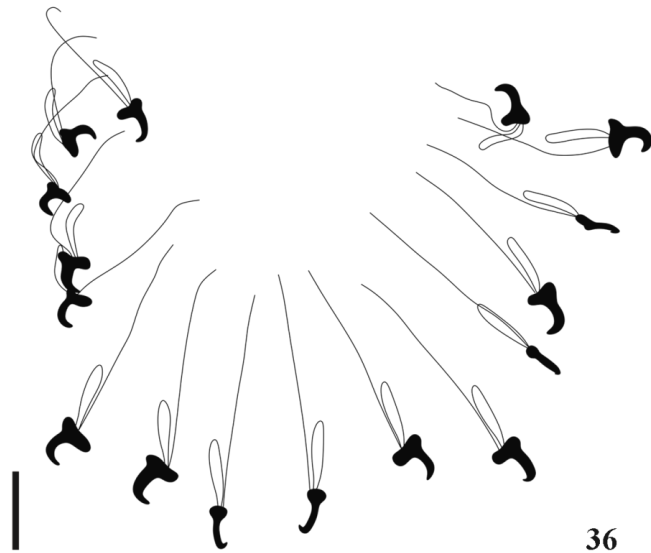
Figuras 35-39. Diagramas incompletos de *Gyrodactylus* sp. **(35)** extremidade posterior do corpo. Barra = 30 μm ; **(36)** distribuição dos ganchos marginais. Barra = 10 μm ; **(37)** âncora. Barra = 25 μm ; **(38)** barra ventral. Barra = 10 μm ; **(39)** barra dorsal. Barra = 5 μm . Haptor (h), âncoras (anc), barra ventral (bv), barra dorsal (bd) e ganchos marginais (g), escudo tipo placa (epl).



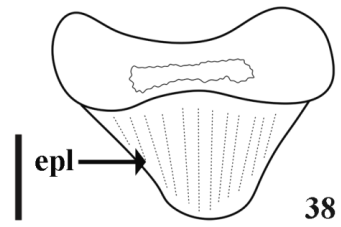
35



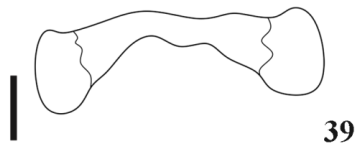
37



36

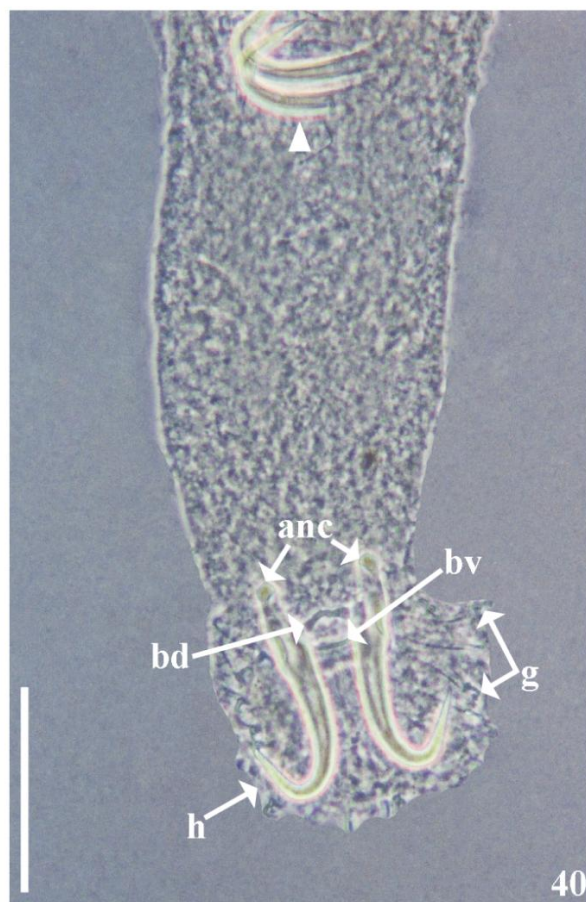


38



39

Figura 40. Fotomicrografia feita com contraste de fase da extremidade posterior de *Gyrodactylus* sp. mostrando haptor (h), âncoras (anc), barra ventral (bv), barra dorsal (bd), ganchos marginais (g) e haptor do embrião da primeira geração (cabeça de seta branca). Barra = 50 μm .



Dactylogyridae Bychowsky, 1933**Ancyrocephalinae** Bychowsky, 1937*Cacatuocotyle* Boeger, Domingues & Kritsky, 1997*Cacatuocotyle* sp.

Figuras 41-49

Descrição. Dactylogyridae, Ancyrocephalinae. Baseada em 20 espécimes. Corpo com 0,58 a 1,01 mm ($0,74 \pm 0,14$ mm; $n = 13$) de comprimento, 112,5 a 192,5 ($150,2 \pm 24,5$; $n = 13$) de largura próxima das gônadas (Figs 41 e 47). Lobo cefálico único e terminal, glândulas cefálicas não visualizadas (Fig. 41). Dois pares de ocelos, os anteriores mais próximos entre si; grânulos pigmentares numerosos, na área cefálica (Figs 41 e 47). Faringe esférica, 25 a 41 ($32 \pm 5,4$; $n = 14$) de diâmetro; esôfago com 52,5 a 112,5 ($74,8 \pm 20,6$; $n = 12$) de comprimento, cecos sem ramificações formando uma ciclocele posterior às gônadas (Figs 41 e 47). Haptor com 72,5 a 112,5 ($87,5 \pm 10,4$; $n = 12$) de comprimento, e 90 a 147,5 ($126,4 \pm 16$; $n = 14$) de largura, com dois espessamentos circulares possuindo margens anteriores musculares, com 46,5 a 75 ($64,5 \pm 10,1$; $n = 14$) de diâmetro (Figs 41, 42, 47 e 49). Âncora com raiz interna maior que a raiz externa, sem protuberâncias (Figs 42, 44 e 49). Comprimento 30 a 42,5 ($36 \pm 3,5$; $n = 15$); base com 20 a 30 ($25,5 \pm 3$; $n = 15$) de largura. Barra com 10 a 15 ($11,5 \pm 1,6$; $n = 15$) de comprimento e 17,5 a 25 ($21,7 \pm 2$; $n = 15$) de largura, em formato de U, com margem anterior de contorno liso e margem posterior irregular na região mediana (Figs 42, 45 e 49). Ganchos similares, com 17,5 a 25 ($21,3 \pm 2,5$; $n = 15$) de comprimento; filamento do gancho (FH) com 5 a 7,5 (7 ± 1 ; $n = 15$) de comprimento (Figs 42, 46 e 49). Testículo piriforme, com 35 a 55 ($43,6 \pm 6,4$; $n = 9$) de comprimento e 17,5 a 37,5 ($23,6 \pm 6,6$; $n = 9$) de largura (Figs 41, 47 e 48). Complexo copulatório masculino composto de órgão copulatório masculino (OCM) e uma peça acessória articulada ao

OCM por um processo articulatório delgado e de difícil visualização (Figs 41, 43, 47 e 48). OCM com 4 a 5 voltas em sentido anti-horário, diâmetro da volta 17,5 a 25 ($21,5 \pm 2,6$; $n = 13$). Peça acessória com extremidade distal complexa e extremidade proximal alongada, com 20 a 30 ($25,6 \pm 2,5$; $n = 13$) de comprimento. Um reservatório prostático, posterior à base do OCM. Vesícula seminal presente, uma dilatação do vaso deferente, fazendo a volta no ceco esquerdo, anterior ao ovário (Figs 41, 47 e 48). Vagina sinistra, alongada e esclerotizada, distante 320 a 590 ($436,4 \pm 85,1$; $n = 11$) da extremidade posterior (Figs 41, 47 e 48). Receptáculo seminal presente, anterior ao ovário (Figs 41, 47 e 48). Ovário com 67,5 a 95 ($83,8 \pm 10,9$; $n = 12$) de comprimento e 20 a 30 ($22,5 \pm 3$; $n = 12$) de largura (Figs 41, 47 e 48). Oviducto, oótipo e útero não visualizados. Vitelário da região mediana do esôfago até o limite da ciclocele (Figs 41 e 47). Ovos não visualizados.

Resenha taxonômica

Hospedeiros: *Astyanax* aff. *fasciatus* (Cuvier, 1819); *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894).

Localidades: Praia da Alegria, Guaíba e Barra do Ribeiro, RS.

Local de infestação: superfície corporal.

Prevalências: 24,28% (*A. aff. fasciatus*) e 11,67% (*A. jacuhiensis*).

Intensidades médias das infestações: 1,76 helmintos/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 1,14 helmintos/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Abundâncias médias das infestações: 0,43 helmintos/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 0,13 helminto/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Amplitudes das intensidades das infestações: 1-3 helmintos (*A. aff. fasciatus*) e 1-2 helmintos (*A. jacuhiensis*).

Espécimes depositados: CHIOC n° XXXX; CHDZ n° XXXX.

Comentários

O gênero *Cacatuocotyle* Boeger, Domingues & Kritsky, 1997 foi proposto para acomodar a espécie *Cacatuocotyle paranaensis* Boeger, Domingues & Kritsky, 1997 tendo como características diagnósticas: vagina com abertura sinistra, haptor com margem anterior muscular, um par de âncoras ventrais no haptor, sete pares de ganchos ventrais e redução no número e na complexidade dos órgãos cefálicos (BOEGER *et al.* 1997).

Até a presente data, três espécies de *Cacatuocotyle* foram descritas: *C. paranaensis* parasitando *Characidium lanei* Travassos, 1967 e *Characidium pterostictum* Gomes, 1947 no Estado do Paraná, Brasil (BOEGER *et al.* 1997); *Cacatuocotyle chajuli* Mendoza-Franco, Caspeta-Mandujano & Salgado-Maldonado, 2013 e *Cacatuocotyle exiguum* Mendoza-Franco, Caspeta-Mandujano & Salgado-Maldonado, 2013 coletadas de *A. aeneus* no Estado de Chiapas, México (MENDOZA-FRANCO *et al.* 2013).

Os espécimes encontrados foram determinados como pertencentes ao gênero *Cacatuocotyle* pela presença de uma margem anterior muscular e de um par de âncoras no haptor, e uma abertura vaginal sinistra. A espécie encontrada no presente estudo é semelhante de *C. paranaensis* pelo formato e posição do testículo e da barra (em forma de U); de *C. chajuli* pelo formato do ovário (alongado), receptáculo seminal e número de voltas do OCM (4 a 5); e de *C. exiguum* pelo número de voltas do OCM (4 a 5) e formato da barra (em forma de U).

Entretanto os espécimes de *Cacatuocotyle* encontrados no presente estudo diferenciam-se das demais espécies de *Cacatuocotyle* por possuir corpo alongado (maior espécie do gênero conhecida até a presente data); esôfago longo; peça acessória

com extremidade proximal alongada; âncora com haste alongada quando comparada com *C. paranaensis* e raiz superficial com margem sem saliências quando comparada com *C. exiguum*; barra com formato de U e margem posterior irregular na região mediana e dois espessamentos circulares com margens anteriores musculares no haptor.

Todos os espécimes de *Cacatuocotyle* sp. examinados no presente estudo apresentaram dois pares de ocelos, contudo em *C. paranaensis* um ou ambos os pares de olhos são ausentes (BOEGER *et al.* 1997). Esta característica não foi mencionada para as espécies *C. chajuli* e *C. exiguum* (MENDOZA-Franco *et al.* 2013). Na diagnose do gênero *Cacatuocotyle*, BOEGER *et al.* (1997) mencionam o OCM com voltas no sentido anti-horário, no entanto a ilustração de *C. paranaensis* mostra as voltas do OCM em sentido horário. Assim como nas espécies *C. chajuli* e *C. exiguum*, as voltas do OCM encontradas nos espécimes de *Cacatuocotyle* do presente estudo foram descritas e representadas no sentido anti-horário.

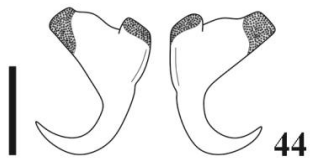
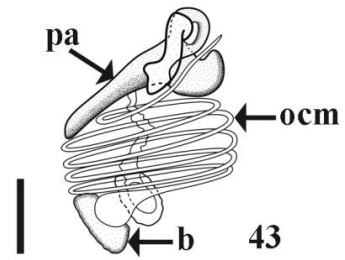
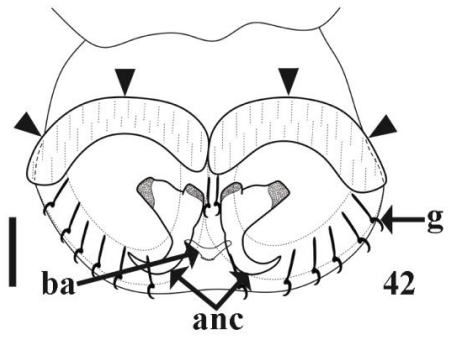
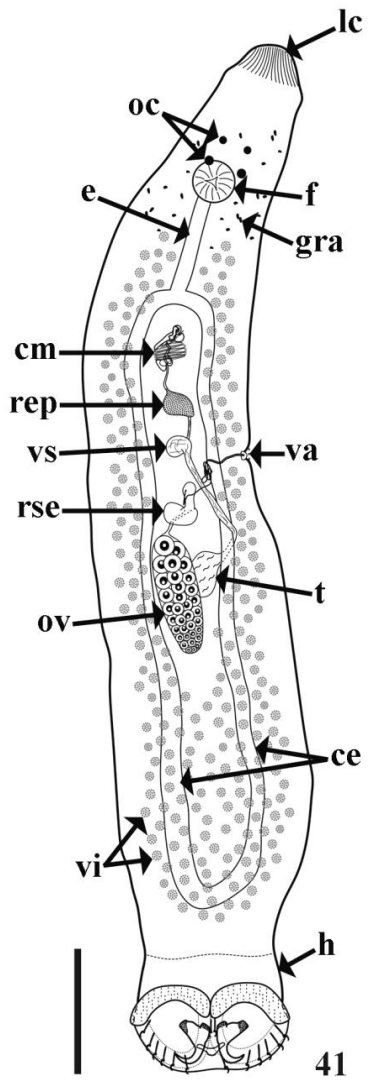
As espécies *C. paranaensis* e *C. exiguum* foram encontradas parasitando as lamelas das brânquias, enquanto que *C. chajuli* foi encontrada em um novo microhabitat, a superfície externa da abertura anal de *A. aeneus* (BOEGER *et al.* 1997, MENDOZA-FRANCO *et al.* 2013). No presente estudo, os espécimes foram encontrados na superfície corporal dos lambaris, constituindo em um microhabitat até então não registrado para as espécies de *Cacatuocotyle*.

A prevalência de *Cacatuocotyle* sp. foi elevada em *A. aff. fasciatus* (24,24%) em relação à *A. jacuhiensis* (11,67%). A variação da prevalência encontrada para *C. chajuli* em *A. aeneus* coletada em 11 locais, e para *C. exiguum* em *A. aeneus* coletada em quatro cursos de água foi 6,6 a 20%, e 6,6% a 15%, respectivamente (MENDOZA-FRANCO *et al.* 2013). Esses parâmetros são similares, considerando o número de hospedeiros examinados (70 espécimes de *A. aff. fasciatus* e 60 espécimes de *A. jacuhiensis* no

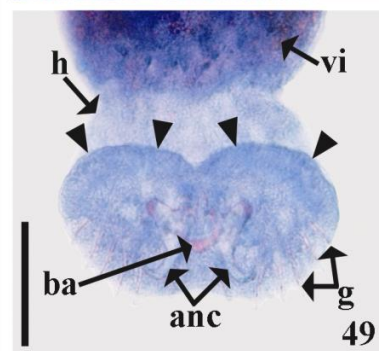
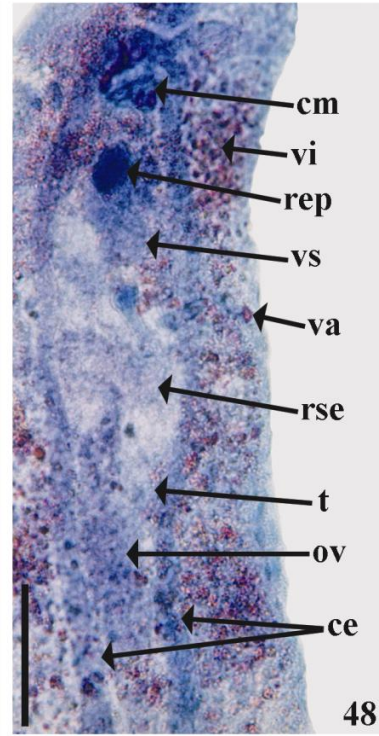
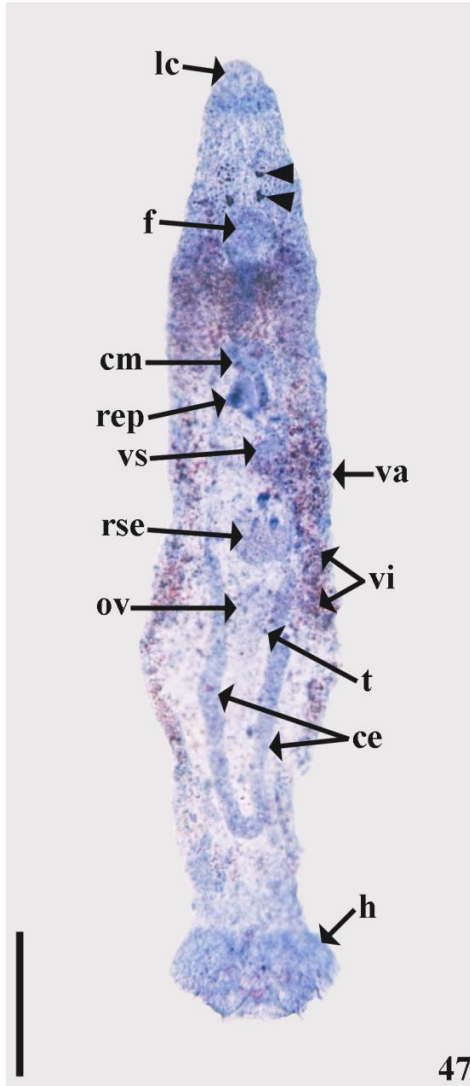
presente estudo, e variando entre 14 e 15 espécimes no estudo de MENDOZA-FRANCO *et al.* (2013).

A intensidade média de infecção de *Cacatuocotyle* sp. em *A. aff. fasciatus* (1,76 helmintos/hospedeiro) e *A. jacuhiensis* (1,14 helminto/hospedeiro) é similar à intensidade média de *C. chajuli* (1 a 2 helmintos/hospedeiro) e *C. exiguum* (1 helminto/hospedeiro). As intensidades de infecção observadas podem ser resultado da baixa especificidade do hospedeiro ou da baixa capacidade de colonização por espécies de *Cacatuocotyle* como proposto por MENDOZA-FRANCO *et al.* (2013). Contudo, a baixa intensidade encontrada no presente estudo pode ter sido reflexo da perda de alguns espécimes em decorrência da manipulação e refrigeração dos hospedeiros. Este é o primeiro registro de uma espécie de *Cacatuocotyle* em *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* no Lago Guaíba, RS.

Figuras 41-46. Diagramas incompletos de *Cacatuocotyle* sp. **(41)** espécime *in toto* em vista ventral (composto). Barra = 100 μm ; **(42)** detalhe do haptor mostrando os dois espessamentos em margens musculares anteriores (cabeça de seta preta). Barra = 25 μm ; **(43)** complexo copulatório masculino. Barra = 10 μm ; **(44)** âncoras. Barra = 10 μm ; **(45)** barra. Barra = 10 μm ; **(46)** gancho. Barra = 10 μm . Lobo cefálico (lc), ocelos (oc), grânulos pigmentares (gra), faringe (f), esôfago (e), cecos intestinais (ce), complexo copulatório masculino (cm), reservatório prostático (rep), vesícula seminal (vs), testículo (t), vagina (va), receptáculo seminal (rse), ovário (ov), vitelário (vi), haptor (h), âncoras (anc), barra (ba), ganchos (g), órgão copulatório masculino (ocm), peça acessória (pa) e base (b).



Figuras 47-49. Fotomicrografias de *Cacatuocotyle* sp. (47) espécime *in toto* em vista ventral, com ocelos (cabeça de seta preta). Barra = 100 μm ; (48) detalhe da região com os órgãos reprodutores. Barra = 50 μm ; (49) detalhe da extremidade posterior com os dois espessamentos em margens musculares anteriores (cabeça de seta preta). Barra = 10 μm . Lobo cefálico (lc), faringe (f), cecos intestinais (ce), complexo copulatório masculino (cm), reservatório prostático (rep), vesícula seminal (vs), testículo (t), vagina (va), receptáculo seminal (rse), ovário (ov), vitelário (vi), haptor (h), âncoras (anc), barra (ba) e ganchos (g).



47

48

49

Characithecium Mendoza-Franco, Reina & Torchin, 2009

Characithecium costaricensis (Price & Bussing, 1967) Mendoza-Franco, Reina & Torchin, 2009

Figuras 50-57

Descrição. Dactylogyridae, Ancyrocephalinae. Baseada em um espécime. Corpo com 430 de comprimento, 155 de largura. Lobos cefálicos e glândulas cefálicas não visualizadas. Dois pares de ocelos, os anteriores mais próximos entre si. Faringe e cecos não visualizados. Haptor com 93 de comprimento, 110 de largura (Fig. 50). Âncora ventral com raiz interna maior que a raiz externa e sem protuberâncias (Figs 50 e 51). Comprimento 37,5 e 40 ($38,75 \pm 1,8$; $n = 2$); base com 17,5 e 22,5 ($20 \pm 3,54$; $n = 2$) de largura. Barra ventral com 7,5 de comprimento e 27,5 de largura, com margem anterior de contorno liso e margem posterior com projeção posterior e mediana, e terminações expandidas (Figs 50 e 53). Âncora dorsal com raiz interna maior que a raiz externa e sem protuberâncias (Figs 50 e 52). Comprimento 28,75 e 30 ($29,4 \pm 0,9$; $n = 2$); base com 12,5 a 15 ($13,75 \pm 1,8$; $n = 2$) de largura. Barra dorsal com 15 de comprimento e 35 de largura, com formato de U e com margens anterior e posterior de contorno liso (Figs 50 e 54). Ganchos dos pares 1 e 5 menores do que os ganchos dos pares 2, 3, 4, 6 e 7 (Figs 50, 55 e 56). Ganchos dos pares 1 e 5 com 15 e 17,5 ($16,25 \pm 1,8$; $n = 2$) de comprimento; filamento do gancho (FH) com 5 e 6,25 ($5,63 \pm 0,9$; $n = 2$) de comprimento. Ganchos dos pares 2, 3, 4, 6 e 7 com 18,75 a 20 ($19,7 \pm 0,63$; $n = 4$) de comprimento; filamento do gancho (FH) com 5 a 6,25 ($5,63 \pm 0,9$; $n = 4$) de comprimento. Gônadas não visualizadas. Complexo copulatório masculino composto de órgão copulatório masculino (OCM) e uma peça acessória articulada ao OCM (Fig. 57). OCM com meia volta em sentido anti-horário, diâmetro da volta 12,5; base pouco diferenciada. Peça acessória com 30 de comprimento e 7,5 de largura. Reservatório prostático e vesícula seminal não visualizados. Vagina média-ventral, com terminação

esclerotizada. Receptáculo seminal, ovário, oviducto, oótipo, útero, vitelário e ovos não visualizados.

Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894).

Localidade: Praia da Alegria, Guaíba, RS.

Local da infestação: brânquias.

Prevalências: 1,67%.

Intensidade da infestação: 1 helminto.

Abundância média da infestação: 0,02 helminto/hospedeiro.

Amplitude da intensidade da infestação: 1 helminto.

Espécime depositado: CHDZ n° XXXX.

Comentários

PRICE & BUSSING (1967) propuseram a espécie *Cleidodiscus costaricensis* Price & Bussing, 1967 coletada das brânquias de *A. fasciatus* na Costa Rica. Posteriormente, esta espécie foi transferida para o gênero *Urocleidoides* Mizelle & Price, 1964 (KRITSKY & LEIBY 1972). Após a revisão das espécies agrupadas em *Urocleidoides*, *U. costaricensis* foi considerada como *incertae sedis* (KRITSKY *et al.* 1986).

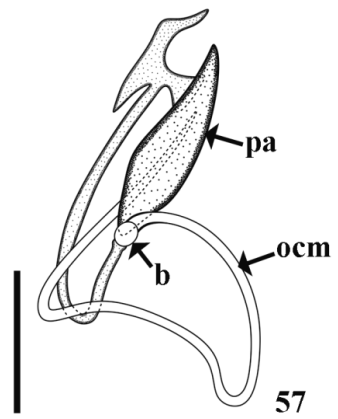
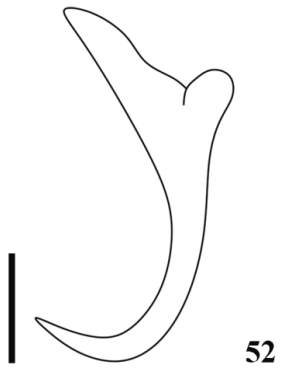
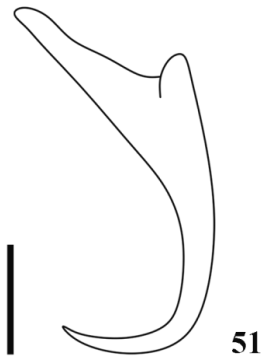
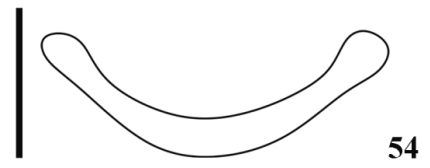
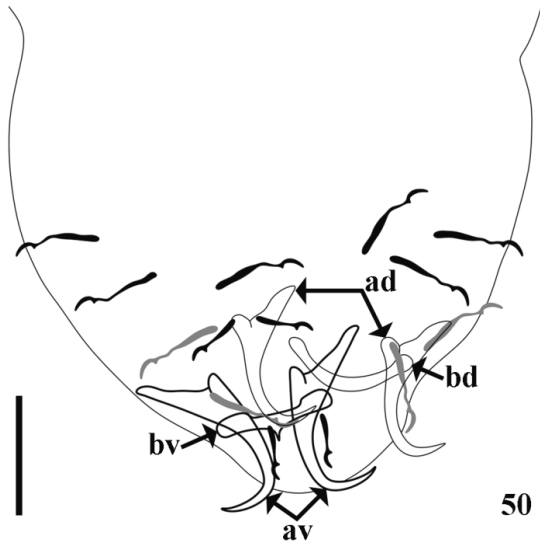
O gênero *Characithecium* Mendoza-Franco, Reina & Torchin, 2009 foi proposto para acomodar *U. costaricensis*, tendo como caracteres diagnósticos a presença de gônadas sobrepostas, posição da vagina (médio-ventral), âncora ventral maior que a dorsal e barra ventral com projeção posterior e mediana (MENDOZA-FRANCO *et al.* 2009). Até o presente momento, o gênero é monotípico e *Cha. costaricensis* já foi registrada em diferentes hospedeiros: *A. fasciatus* no México (MENDOZA-FRANCO *et al.* 1999), na Nicarágua (MENDOZA-FRANCO *et al.* 2003), na Costa Rica (PRICE & BUSSING

1967, KRITSKY & LEIBY 1972), no Panamá (MENDOZA-FRANCO *et al.* 2009) e na Colômbia (KRITSKY & THATCHER 1974); em *A. aeneus* (Günther, 1860) no México (MENDOZA-FRANCO *et al.* 2009); em *Astyanax ruberrimus* Eigenmann, 1913 no Panamá (MENDOZA-FRANCO *et al.* 2009); em *A. bimaculatus* e *Curimata argentea* (= *Steindachnerina argentea* (Gill, 1858)) em Trinidad e Tobago (MOLNAR *et al.* 1974).

Para o Brasil, GIOIA *et al.* (1988) propuseram *Urocleidoides astyanacis* Gioia, Silva-Cordeiro & Toledo-Artigas, 1988 coletada das brânquias de *A. fasciatus* e *A. scabripinnis*. Posteriormente, *U. astyanacis* foi registrada em *A. altiparanae* (AZEVEDO *et al.* 2007). Segundo MENDOZA-FRANCO *et al.* (2009) *U. astyanacis* é similar à *Cha. costaricensis*, portanto os autores consideraram *U. astyanacis* como sinônimo júnior de *Cha. costaricensis*. As medidas do espécime encontrado no presente estudo estão dentro da variação registrada por MENDOZA-FRANCO *et al.* (2009).

Até a presente data, somente MENDOZA-FRANCO *et al.* (2003) apresentaram dados sobre os parâmetros ecológicos de *Cha. costaricensis*. Em *A. fasciatus* coletados na Nicarágua esses autores encontraram prevalência de 100% (n = 2) com intensidade média de 3 helmintos, e 100% (n = 1) com intensidade de 2 helmintos em dois rios diferentes, respectivamente. O baixo número de lambaris coletados pelos autores impede a comparação com os dados encontrados no presente estudo. Este é o primeiro registro de *Cha. costaricensis* em *A. jacuhiensis* no Lago Guaíba, RS.

Figuras 50-57 Diagramas incompletos de *Characithecium costaricensis*. **(50)** detalhe do haptor. Barra = 25 μm ; **(51)** âncora ventral. Barra = 10 μm ; **(52)** âncora dorsal. Barra = 10 μm ; **(53)** barra ventral. Barra = 10 μm ; **(54)** barra dorsal. Barra = 15 μm ; **(55)** gancho do par 1. Barra = 10 μm ; **(56)** gancho do par 3. Barra = 10 μm ; **(57)** complexo copulatório masculino (vista dorsal). Barra = 10 μm . Âncora ventral (av), âncora dorsal (ad), barra ventral (bv), barra dorsal (bd), órgão copulatório masculino (ocm), peça acessória (pa) e base (b).



Characithecium sp.

Figuras 58-68

Descrição. Dactylogyridae, Ancyrocephalinae. Baseada em 22 espécimes. Corpo com 322,5 a 555 ($426,36 \pm 86,7$; $n = 11$) de comprimento, 60 a 122,5 ($87,73 \pm 20,01$; $n = 11$) de largura próxima das gônadas. Lobos cefálicos moderadamente desenvolvidos, um par terminal e outro lateral, glândulas cefálicas dispostas em dois grupos na região da faringe (Fig. 58). Dois pares de ocelos, os anteriores mais próximos entre si; poucos grânulos pigmentares na área cefálica. Faringe esférica, 15 a 25 (20 ± 3 ; $n = 11$) de diâmetro; cecos sem ramificações, formando uma ciclocele posterior às gônadas (Fig. 58). Haptor com pedúnculo, com 55 a 125 ($73,25 \pm 21,7$; $n = 10$) de comprimento, 35 a 60 ($50,9 \pm 6,92$; $n = 10$) de largura (Figs 58 e 66). Âncora ventral com raiz interna maior que a raiz externa e sem protuberâncias (Figs 58, 59, 66 e 68). Comprimento 32,5 a 40 ($37,3 \pm 2,9$; $n = 12$); base com 15 a 22,5 ($18,33 \pm 2,9$; $n = 12$) de largura. Barra ventral com 5 a 10 ($7,25 \pm 1,41$; $n = 10$) de comprimento e 17,5 a 25 ($21,25 \pm 2,12$; $n = 10$) de largura, com margem anterior regular e margem posterior com projeção mediana e terminações expandidas (Figs 58 e 61). Âncora dorsal com raiz interna maior que a raiz externa e sem protuberâncias (Figs 58, 60, 66 e 68). Comprimento 22,5 a 35 ($28,54 \pm 4,32$; $n = 12$); base com 10 a 15 ($12,08 \pm 2,09$; $n = 12$) de largura. Barra dorsal com 7,5 a 12,5 ($9,79 \pm 1,9$; $n = 12$) de comprimento e 22,5 a 35 ($27,29 \pm 3,28$; $n = 12$) de largura, com formato de U, com margem anterior com pequena elevação mediana não muito diferenciada e margem posterior regular (Figs 58 e 62). Ganchos dos pares 1 e 5 menores do que os ganchos dos pares 2, 3, 4, 6 e 7 (Figs 58, 63, 64 e 68). Ganchos dos pares 1 e 5 com 10 a 12,5 ($11,63 \pm 1,22$; $n = 20$) de comprimento; filamento do gancho (FH) com 2,5 a 5 ($3,25 \pm 1,02$; $n = 20$) de comprimento. Ganchos dos pares 2, 3, 4, 6 e 7 com 15 a 22,5 ($18,38 \pm 2,14$; $n = 56$) de comprimento; filamento do gancho (FH) com

3,75 a 10 ($5,57 \pm 1,06$; $n = 56$) de comprimento. Gônadas levemente sobrepostas (Fig. 58). Testículo posterior ao ovário, com 22,5 a 40 ($29,5 \pm 6,71$; $n = 5$) de comprimento, e 10 a 20 ($13,44 \pm 3,52$; $n = 8$) de largura (Fig. 58). Complexo copulatório masculino composto de órgão copulatório masculino (OCM) e uma peça acessória formada por duas subunidades, a dorsal articulada diretamente ao OCM (Figs 58, 65 e 67). OCM com meia volta em sentido anti-horário, diâmetro da volta 12,5 a 17,5 ($13,75 \pm 1,9$; $n = 8$), base pouco diferenciada, possivelmente fusionada à extremidade proximal da subunidade dorsal da peça acessória. Peça acessória com subunidade ventral com formato de pinça na extremidade distal, com 20 a 35 ($26 \pm 4,44$; $n = 10$) de comprimento; e a dorsal com extremidade distal com três projeções alongadas, com 27,5 a 45 ($36,14 \pm 7,01$; $n = 11$) de comprimento. Um reservatório prostático, posterior ao OCM. Vesícula seminal presente, uma dilatação do vaso deferente, fazendo a volta no ceco esquerdo, anterior ao ovário (Fig. 58). Vagina média-ventral, com terminação esclerotinizada (Figs 58 e 66). Receptáculo seminal presente, anterior ao ovário (Fig. 58). Ovário com 37,5 a 75 ($56,4 \pm 10,5$; $n = 9$) de comprimento e 12,5 a 30 ($19,17 \pm 5,9$; $n = 9$) de largura (Fig. 58). Oviducto, oótipo e útero não visualizados. Vitelário da região do esôfago até o limite da ciclocele (Figs 58 e 66). Ovos arredondados, filamento não observado, com 35 e 55 ($45 \pm 14,14$; $n = 2$) de comprimento e 32,5 e 37,5 ($35 \pm 3,54$; $n = 2$) de largura.

Resenha taxonômica

Hospedeiros: *Astyanax* aff. *fasciatus* (Cuvier, 1819); *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894).

Localidades: Praia da Alegria, Guaíba e Barra do Ribeiro, RS.

Locais das infestações: superfície corporal e brânquias.

Prevalências: 57,14% (*A. aff. fasciatus*) e 46,67% (*A. jacuhiensis*).

Intensidades médias das infestações: 1,9 helmintos/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 1,82 helmintos/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Abundâncias médias das infestações: 1,09 helmintos/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 0,85 helminto/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Amplitudes das intensidades das infestações: 1-5 helmintos (*A. aff. fasciatus*) e 1-5 helmintos (*A. jacuhiensis*).

Espécimes depositados: CHIOC n° XXXX; CHDZ n° XXXX.

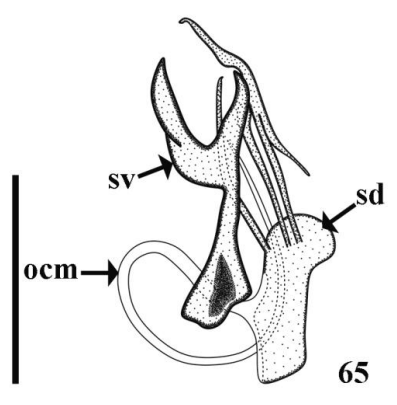
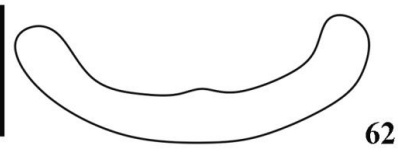
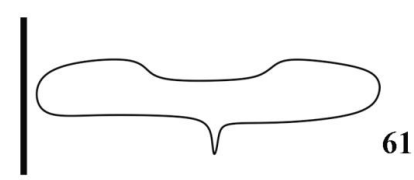
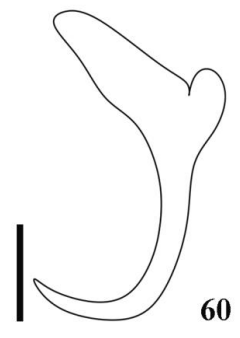
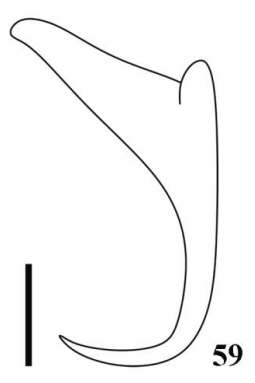
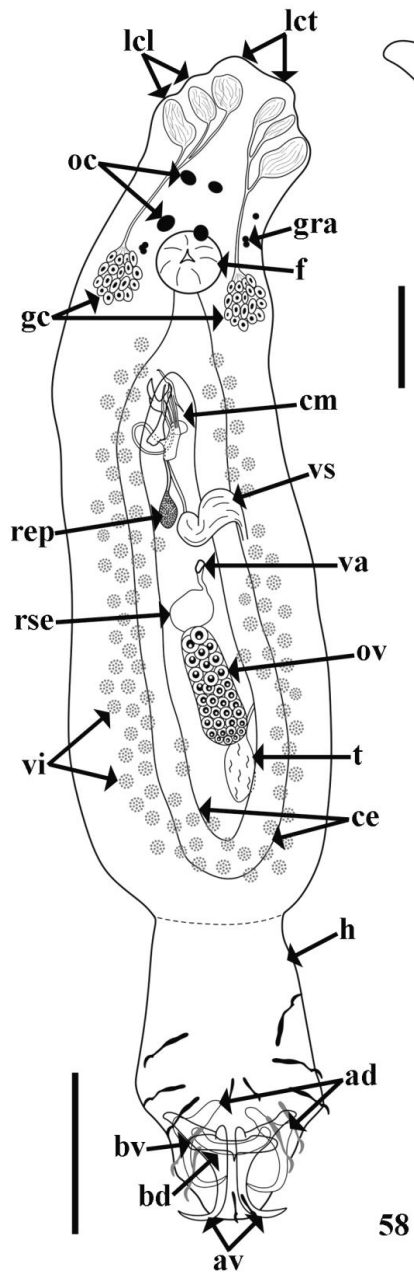
Comentários

O gênero *Characithecium* é considerado monotípico e foi proposto para acomodar *U. costaricensis* (= *Cha. costaricensis*) (MENDOZA-FRANCO *et al.* 2009). Os espécimes encontrados em *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* foram determinados como pertencentes ao gênero *Characithecium* pela posição médio-ventral da vagina, pela âncora ventral maior que a dorsal e barra ventral com projeção posterior e mediana.

Os espécimes encontrados diferem de *Cha. costaricensis* por possuírem haptor separado do corpo por um pedúnculo longo (Figs 58 e 66) (em *Cha. costaricensis* o pedúnculo é curto); pela presença de uma peça acessória constituída por duas subunidades: a ventral com formato de pinça na extremidade distal e a dorsal com extremidade proximal expandida e extremidade distal com três projeções alongadas, possivelmente servindo de guia para o OCM (segundo MENDOZA-FRANCO *et al.* 2009), a peça acessória em *Cha. costaricensis* apresenta duas subunidades, entretanto na ilustração fornecida pelos autores, a peça acessória apresenta somente pontas, e uma das subunidades está unida à base do OCM por uma pequena articulação); e barra dorsal geralmente com uma pequena elevação mediana na margem anterior da barra dorsal (em *Cha. costaricensis* a barra dorsal apresenta margens de contorno liso).

Além destes caracteres, o maior comprimento registrado para *Cha. costaricensis* foi 388 (MENDOZA-FRANCO *et al.* 2009) e embora no presente estudo tenha sido encontrado um espécime com 430 (ver espécie anterior), a variação no comprimento dos espécimes de *Characithecium* sp. examinados foi 322,5 a 555 com média de 426,36, característica relacionada ao formato do corpo nas duas espécies: em *Cha. costaricensis* o corpo é fusiforme, com maior largura nas gônadas, e os espécimes de *Characithecium* sp. examinados no presente estudo apresentaram corpo fusiforme e alongado, com praticamente a mesma largura por todo o tronco. No presente estudo alguns espécimes de *Characithecium* sp. foram encontrados na superfície corporal, possivelmente devido ao deslocamento dos espécimes após a morte dos lambaris. Este é o primeiro registro de espécimes de *Characithecium* sp. em *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis*.

Figuras 58-65 Diagramas incompletos de *Characithecium* sp. **(58)** espécime *in toto* (composto). Barra = 50 μm ; **(59)** âncora ventral. Barra = 10 μm ; **(60)** âncora dorsal. Barra = 10 μm ; **(61)** barra ventral. Barra = 10 μm ; **(62)** barra dorsal. Barra = 10 μm ; **(63)** gancho do par 1. Barra = 5 μm ; **(64)** gancho do par 4. Barra = 10 μm ; **(65)** complexo copulatório masculino. Barra = 20 μm . Lobo cefálico terminal (lct), lobo cefálico lateral (lcl), glândulas cefálicas (gc), ocelos (oc), grânulos pigmentares (gra), faringe (f), cecos (ce), complexo copulatório masculino (cm), reservatório prostático (rep), vesícula seminal (vs), testículo (t), vagina (va), reservatório seminal (rse), ovário (ov), vitelário (vi), haptor (h), âncora ventral (av), âncora dorsal (ad), barra ventral (bv), barra dorsal (bd), órgão copulatório masculino (ocm), subunidade ventral (sv) e dorsal (sd) da peça acessória.



58

59

60

63

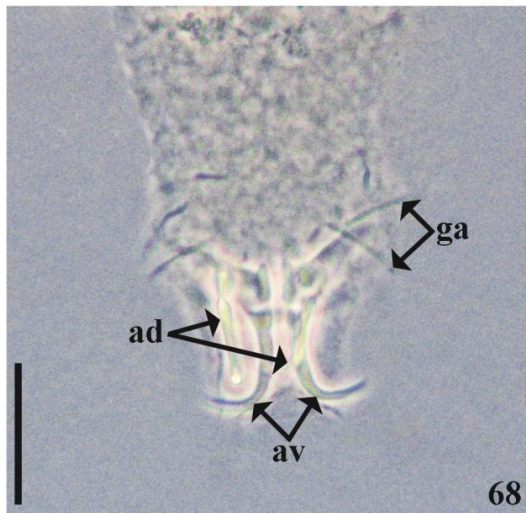
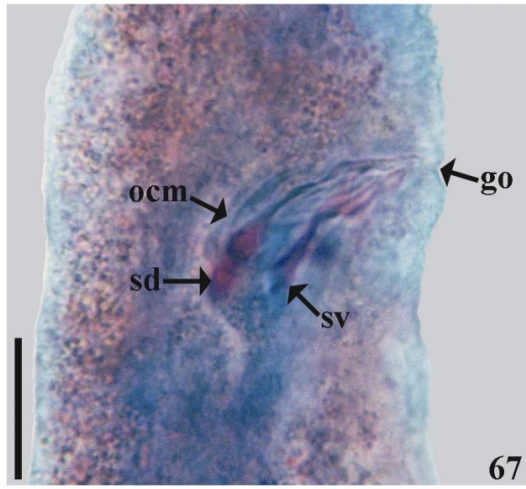
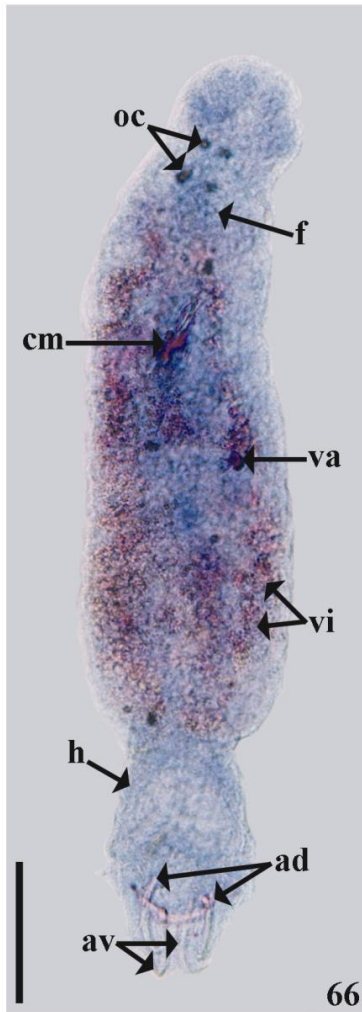
61

62

64

65

Figuras 66-68 Fotomicrografias de *Characithecium* sp. **(66)** espécime *in toto*. Barra = 50 μm ; **(67)** detalhe do complexo copulatório masculino em vista lateral. Barra = 20 μm ; **(68)** fotomicrografia feita com contraste de fase mostrando o haptor. Barra = 25 μm . Ocelos (oc), faringe (f), complexo copulatório masculino (cm), vagina (va), vitelário (vi), haptor (h), âncoras ventrais (av), âncoras dorsais (ad), ganchos (ga), gonóporo (go), órgão copulatório masculino (ocm), subunidades ventral (sv) e dorsal (sd) da peça acessória.



Diaphorocleidus Jogunoori, Kritsky & Venkatanarasaiah, 2004

Diaphorocleidus kabatai (Molnar, Hanek & Fernando, 1974) Jogunoori, Kritsky & Venkatanarasaiah, 2004

Figuras 69-79

Descrição. Dactylogyridae, Ancyrocephalinae. Baseada em 14 espécimes. Corpo com 340 a 412,5 ($383,5 \pm 27,98$; $n = 5$) de comprimento, 67,5 a 115 ($89 \pm 18,76$; $n = 5$) de largura próxima das gônadas. Lobos cefálicos moderadamente desenvolvidos, um par terminal e outro lateral; glândulas cefálicas dispostas em dois grupos na região da faringe (Fig. 69). Dois pares de ocelos, os anteriores mais próximos entre si; grânulos pigmentares numerosos, na área cefálica (Figs. 69 e 77). Faringe esférica, 15 a 40 ($24,5 \pm 6,85$; $n = 5$) de diâmetro; cecos sem ramificações, formando uma ciclocele posterior às gônadas (Fig. 69). Haptor com 62,5 a 97,5 ($73,5 \pm 9,2$; $n = 11$) de comprimento e 62,5 a 95 ($78,2 \pm 9,9$; $n = 11$) de largura. Âncora ventral com raiz interna maior que a raiz externa, sem protuberâncias e com filamento duplo (Figs 69, 70 e 78). Comprimento 35 a 40 ($38 \pm 1,67$; $n = 12$); base com 20 a 25 ($23 \pm 1,8$; $n = 12$) de largura. Barra ventral com 10 a 20 ($13,65 \pm 3,11$; $n = 13$) de comprimento e 22 a 42,5 ($34,08 \pm 5,67$; $n = 13$) de largura, com formato de U, com um pequeno sulco mediano na margem anterior e posterior e expansões terminais direcionadas lateralmente (Figs 69, 72 e 78). Âncora dorsal com raiz interna maior que a raiz externa, sem protuberâncias e com filamento duplo (Figs 69, 71 e 79). Comprimento 27,5 a 35 ($31,08 \pm 2,52$; $n = 12$); base com 15 a 20 ($17,83 \pm 1,71$; $n = 12$) de largura. Barra dorsal com 22 a 35 ($27,81 \pm 3,28$; $n = 13$) de comprimento e 30 a 50 ($41,42 \pm 6,43$; $n = 12$) de largura, com formato de U, com margem anterior de contorno liso e projeção mediana na margem posterior (Figs 69, 73 e 79). Ganchos dos pares 1 e 5 menores do que os ganchos dos pares 2, 3, 4, 6 e 7 (Figs 69, 74, 75, 78 e 79). Ganchos dos pares 1 e 5 com 15 a 17,5 ($16,42 \pm 1,25$; $n = 19$) de comprimento; filamento do gancho (FH) com 4 a 5

($4,95 \pm 0,23$; $n = 19$) de comprimento. Ganchos dos pares 2, 3, 4, 6 e 7 com 20 a 25 ($22,45 \pm 1,65$; $n = 54$) de comprimento; filamento do gancho (FH) com 6 a 10 ($7,5 \pm 0,42$; $n = 54$) de comprimento. Gônadas levemente sobrepostas. Testículo posterior ao ovário, com 22,5 a 32,5 ($27,5 \pm 5$; $n = 3$) de comprimento e 10 a 27,5 ($18,33 \pm 8,8$; $n = 3$) de largura (Fig. 69). Complexo copulatório masculino composto de órgão copulatório masculino (OCM) e uma peça acessória não articulada (Figs 69, 76 e 77). OCM com uma volta e meia em sentido anti-horário, diâmetro da volta 20 a 25 ($21,5 \pm 2,1$; $n = 10$), base lateral à peça acessória. Peça acessória em formato de pinça na extremidade distal, com uma projeção na margem externa direcionada dextralmente, com 27,5 a 35 ($28,95 \pm 2,6$; $n = 10$) de comprimento e 15 a 27 ($20,95 \pm 4,2$; $n = 10$) de largura. Um reservatório prostático, posterior à base do OCM. Vesícula seminal presente, uma dilatação do vaso deferente, fazendo a volta no ceco esquerdo, anterior ao ovário (Fig. 69). Vagina sinistra, com terminação arredondada e esclerotizada (Figs 69 e 77). Receptáculo seminal presente, anterior ao ovário. Ovário com 35 a 47,5 ($42,5 \pm 6,61$; $n = 3$) de comprimento e 12,5 a 30 ($20,83 \pm 8,8$; $n = 3$) de largura (Fig. 69). Oviducto, oótipo e útero não visualizados. Vitelário da região da faringe até o limite da ciclocele (Fig. 69). Ovos não visualizados.

Resenha taxonômica

Hospedeiros: *Astyanax* aff. *fasciatus* (Cuvier, 1819); *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894).

Localidade: Praia da Alegria, Guaíba e Barra do Ribeiro, RS.

Local de infestação: brânquias.

Prevalências: 2,86% (*A. aff. fasciatus*) e 20% (*A. jacuhiensis*).

Intensidades médias das infestações: 1 helminto/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 1,75 helmintos/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Abundâncias médias das infestações: 0,03 helminto/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 0,35 helminto/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Amplitudes das intensidades das infestações: 1 helminto (*A. aff. fasciatus*) e 1-6 helmintos (*A. jacuhiensis*).

Espécimes depositados: CHIOC n° XXXX; CHDZ n° XXXX.

Comentários

O gênero *Diaphorocleidus* foi proposto por JOGUNOORI *et al.* (2004) para acomodar *Diaphorocleidus armillatus* Jogunoori, Kristsky & Venkatanarasaiah, 2004 parasita de *Gymnocorymbus ternetzi* (Boulenger, 1895) na Índia. A espécie *Urocleidoides kabatai* Molnar, Hanek & Fernando, 1974 foi descrita a partir de espécimes coletados das brânquias de *A. bimaculatus* em Trinidad e Tobago (MOLNAR *et al.* 1974). Posteriormente, *U. kabatai* foi incluída no grupo de espécies de *Urocleidoides* consideradas como *incertae sedis* (KRITSKY *et al.* 1986). De acordo com JOGUNOORI *et al.* (2004), algumas espécies de *Urocleidoides* consideradas *incertae sedis* apresentam semelhanças com as espécies de *Diaphorocleidus*, portanto os autores transferiram três espécies dentre elas, *U. kabatai* para o gênero *Diaphorocleidus*.

No México, MENDOZA-FRANCO *et al.* (2009) registraram *D. kabatai* nas brânquias de *A. aeneus*. Entretanto a descrição e as ilustrações de *D. kabatai* determinados por esses autores apresentam diferenças quando comparadas com a descrição de MOLNAR *et al.* (1974) e com os espécimes examinados no presente estudo. MENDOZA-FRANCO *et al.* (2009) não mencionaram a projeção encontrada na peça acessória do complexo copulatório masculino (Figs 76 e 77), nem a projeção mediana

na margem posterior da barra dorsal (Figs 69, 73 e 79). Além disso, a raiz interna na âncora ventral nos espécimes examinados por MENDOZA-FRANCO *et al.* (2009) é menos robusta em relação aquelas encontradas nas ilustrações de MOLNAR *et al.* (1974) e nos espécimes examinados no presente estudo.

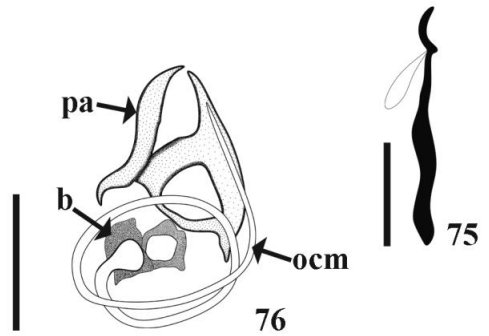
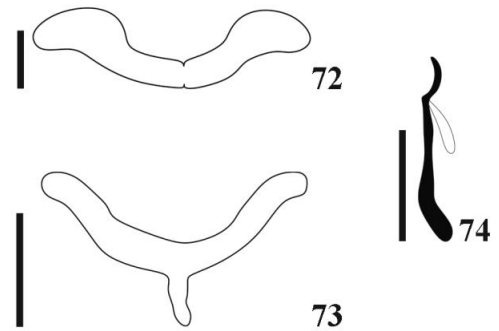
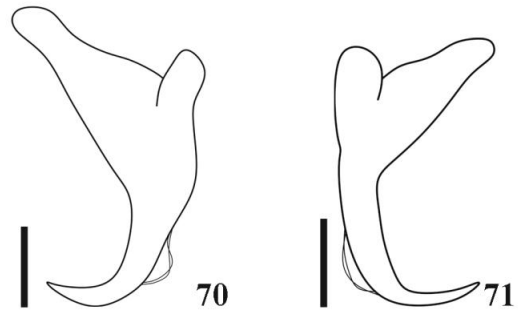
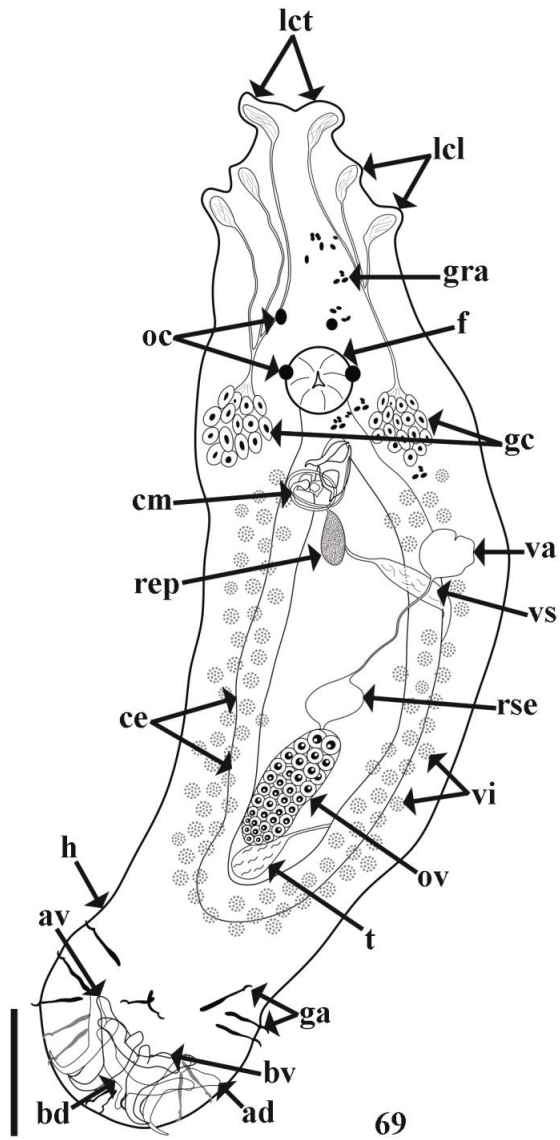
A morfologia das estruturas encontradas no haptor de *D. kabatai* determinados por MOLNAR *et al.* (1974) apresenta diferença quando comparada com os espécimes examinados no presente estudo. Nos espécimes examinados por MOLNAR *et al.* (1974), a âncora dorsal apresenta raiz superficial mais robusta em relação à âncora ventral, enquanto que nos espécimes examinados no presente estudo a raiz superficial robusta foi encontrada na âncora ventral (Figs 70, 71, 78 e 79). Ainda, segundo, MOLNAR *et al.* (1974) a barra ventral apresenta projeção mediana na margem posterior, assim como descrito por ALMEIDA & COHEN (2011). Esta característica foi encontrada na barra dorsal dos espécimes examinados no presente estudo (Figs 69, 73 e 79).

As medidas encontradas para *D. kabatai* no presente estudo estão dentro da variação encontrada por MOLNAR *et al.* (1974) e ALMEIDA & COHEN (2011), contudo esses dois estudos registraram espécimes com comprimento maior (712 e 592, respectivamente) em relação aos espécimes examinados no presente estudo (412,5). As medidas da barra ventral de *D. kabatai* apresentadas por ALMEIDA & COHEN (2011) possivelmente apresentam um erro, pois a amplitude é maior (22 a 65) em relação às medidas apresentadas por MOLNAR *et al.* (1974) (32 a 35) e nos espécimes medidos no presente estudo (22 a 35).

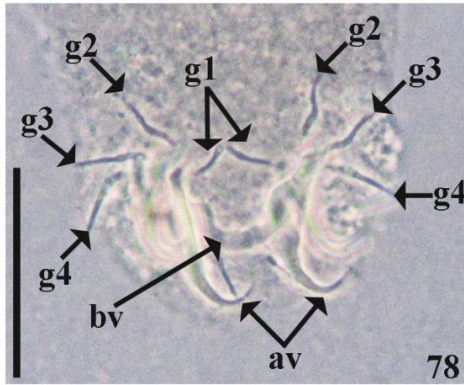
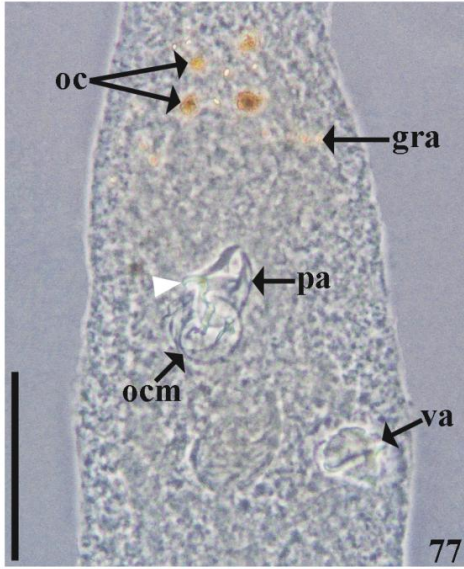
No Brasil, *D. kabatai* foi registrada em *A. altiparanae* no Estado do Paraná (ALMEIDA & COHEN 2011) e em *Steindachnerina insculpta* (Fernández-Yépez, 1948) no Estado de São Paulo (ACOSTA *et al.* 2013). Os parâmetros ecológicos de *D. kabatai* foram maiores em *A. jacuhiensis* (prevalência de 20% e intensidade média de 1,75) em

relação à *A. aff. fasciatus* (prevalência de 2,86% e intensidade média de 1). Esses parâmetros foram baixos quando comparados com *A. altiparanae* (prevalência de 73% e intensidade de 3,02) (ALMEIDA & COHEN 2011) e elevados (com exceção de *A. aff. fasciatus*) em relação à *St. insculpta* (prevalência de 3,3% e intensidade média de 1) (ACOSTA *et al.* 2013). Este é o primeiro registro de *D. kabatai* em *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* no Lago Guaíba, RS.

Figuras 69-76 Diagramas incompletos de *Diaphorocleidus kabatai*. **(69)** espécime *in toto* (composto). Barra = 50 μm ; **(70)** âncora ventral. Barra = 10 μm ; **(71)** âncora dorsal. Barra = 10 μm ; **(72)** barra ventral. Barra = 10 μm ; **(73)** barra dorsal. Barra = 10 μm ; **(74)** gancho do par 1. Barra = 10 μm ; **(75)** gancho do par 4. Barra = 10 μm ; **(76)** complexo copulatório masculino. Barra = 20 μm . Lobo cefálico terminal (lct), lobo cefálico lateral (lcl), glândulas cefálicas (gc), ocelos (oc), grânulos pigmentares (gra), faringe (f), cecos (ce), complexo copulatório masculino (cm), reservatório prostático (rep), vesícula seminal (vs), testículo (t), vagina (va), reservatório seminal (rse), ovário (ov), vitelário (vi), haptor (h), âncora ventral (av), âncora dorsal (ad), barra ventral (bv), barra dorsal (bd), ganchos (ga), órgão copulatório masculino (ocm), peça acessória (pa) e base (b).



Figuras 77-79 Fotomicrografias feitas com contraste de fase de *Diaphorocleidus kabatai*. (77) região dos órgãos reprodutores com projeção na margem externa direcionada dextralmente na peça acessória (cabeça de seta branca). Barra = 50 μm ; (78) detalhe do haptor com as estruturas esclerotinizadas ventrais. Barra = 50 μm ; (79) detalhe do haptor com as estruturas esclerotinizadas dorsais com processo mediano na margem posterior da barra dorsal (cabeça de seta branca). Barra = 50 μm . Ocelos (oc), grânulos pigmentares (gra), órgão copulatório masculino (ocm), peça acessória (pa), vagina (va), âncoras ventrais (av), barra ventral (bv), ganchos do par 1 (g1), ganchos do par 2 (g2), ganchos do par (g3), ganchos do par (g4), âncoras dorsais (ad) e barra dorsal (bd).



Diaphorocleidus sp. 1

Figuras 80-87

Descrição. Dactylogyridae, Ancyrocephalinae. Baseada em 20 espécimes. Corpo com 305 a 425 ($370 \pm 55,08$; $n = 4$) de comprimento e 92,5 a 117,5 ($101,25 \pm 11,27$; $n = 4$) de largura próxima das gônadas (Fig. 80). Lobos cefálicos moderadamente desenvolvidos, um par terminal e outro lateral; glândulas cefálicas em dois grupos, próximas da região da faringe. Dois pares de ocelos, de tamanho subigual. Grânulos pigmentares não numerosos, na área cefálica em poucos espécimes ($n = 6$). Faringe esférica, 17,5 a 27,5 ($21,7 \pm 4,65$; $n = 3$) de diâmetro; cecos sem ramificações formando uma ciclocele posterior às gônadas. Haptor com 50 a 75 ($62,32 \pm 8,84$; $n = 11$) de comprimento e 45 a 77,5 ($64,3 \pm 10,11$; $n = 11$) de largura. Âncora ventral com raiz interna maior que a raiz externa, sem protuberâncias (Figs 80 e 81). Comprimento 25 a 47,5 ($35,25 \pm 5,24$; $n = 12$); base com 15 a 23 ($18,64 \pm 2,4$; $n = 11$) de largura. Barra ventral com 7 a 12 ($10,09 \pm 1,3$; $n = 11$) de comprimento e 15 a 37 ($25,05 \pm 6,13$; $n = 11$) de largura, em formato de U, com margem anterior com fissura mediana e margem posterior de contorno liso e terminações expandidas (Fig. 83). Âncora dorsal com raiz interna maior que a raiz externa, sem protuberâncias (Figs 80 e 82). Comprimento 20 a 32,5 ($27,75 \pm 3,39$; $n = 12$); base com 10 a 18 ($14,58 \pm 2,24$; $n = 12$) de largura. Barra dorsal com 12,5 a 20 ($16,55 \pm 2,63$; $n = 11$) de comprimento e 20 a 40 ($33,09 \pm 6,71$; $n = 11$) de largura, em formato de U a V, com margem anterior e posterior regulares, sem projeções, terminações direcionadas lateralmente (Fig. 84). Ganchos dos pares 1 e 5 menores em relação aos ganchos dos pares 2, 3, 4, 6 e 7 (Figs 80, 85 e 86). Ganchos dos pares 1 e 5 com 9 a 15 ($12,4 \pm 2,3$; $n = 19$) de comprimento; filamento do gancho (FH) com 2,5 a 6,25 ($4,22 \pm 1,07$; $n = 19$) de comprimento. Ganchos dos pares 2, 3, 4, 6 e 7 com 13 a 22,5 ($17,37 \pm 1,76$; $n = 57$) de comprimento; filamento do gancho (FH) com 4

a 8,75 ($6,55 \pm 1,3$; $n = 57$) de comprimento. Gônadas levemente sobrepostas. Testículo posterior ao ovário, com 20 de comprimento e 12,5 de largura (Fig. 80). Complexo copulatório masculino composto de órgão copulatório masculino (OCM) e uma peça acessória não articulada (Figs 80 e 87). OCM com uma volta e meia em sentido anti-horário, diâmetro da volta 15 a 22 ($17,5 \pm 1,91$; $n = 10$), base lateral à peça acessória. Peça acessória com formato de pinça na extremidade distal e com uma projeção na margem interna, com 25 a 32,5 ($27,2 \pm 2,75$; $n = 10$) de comprimento e 11 a 17,5 ($15,1 \pm 2,44$; $n = 10$) de largura. Reservatório prostático e vesícula seminal não observados. Vagina sinistra, com terminação arredondada e esclerotizada (Fig. 80). Receptáculo seminal presente, anterior ao ovário (Fig. 80). Ovário 37,5 a 50 ($42,5 \pm 6,61$; $n = 3$) de comprimento e 15 a 20 ($18,33 \pm 2,9$; $n = 3$) de largura (Fig. 80). Oviducto, oótipo e útero não visualizados. Vitelário da região mediana do esôfago até o limite da ciclocele (Fig. 80). Ovos não visualizados.

Resenha taxonômica

Hospedeiros: *Astyanax aff. fasciatus* (Cuvier, 1819); *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894).

Localidades: Praia da Alegria, Guaíba e Barra do Ribeiro, RS.

Local de infestação: superfície corporal e brânquias.

Prevalências: 31,43% (*A. aff. fasciatus*) e 15% (*A. jacuhiensis*).

Intensidades médias das infestações: 1,23 helmintos/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 1,11 helminto/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Abundâncias médias das infestações: 0,39 helminto/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 0,17 helminto/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Amplitudes das intensidades das infestações: 1-2 helmintos (*A. aff. fasciatus*) e 1-2 helmintos (*A. jacuhiensis*).

Espécimes depositados: CHIOC n° XXXX; CHDZ n° XXXX.

Comentários

O gênero *Diaphorocleidus* foi proposto por JOGUNOORI *et al.* (2004) para acomodar *Diaphorocleidus armillatus* e três espécies de *Urocleidoidea* Mizelle & Price, 1964 consideradas como *incertae sedis* (KRITSKY *et al.* 1986). Até a presente data, seis espécies pertencentes ao gênero *Diaphorocleidus* são consideradas válidas: *Diaphorocleidus affinis* (Mizelle, Kritsky & Crane, 1968) Jogunoori, Kritsky & Venkatanarasaiah, 2004, *D. armillatus*, *D. kabatai*, *Diaphorocleidus microstomus* (Mizelle, Kritsky & Crane, 1968) Jogunoori, Kritsky & Venkatanarasaiah, 2004, *Diaphorocleidus orthodus* Mendoza-Franco, Reina & Torchin, 2009 e *Diaphorocleidus petrosusi* Mendosa-Franco, Aguirre-Macedo & Vidal-Martinez, 2007 (JOGUNOORI *et al.* 2004, MENDOZA-FRANCO *et al.* 2007, MENDOZA-FRANCO *et al.* 2009).

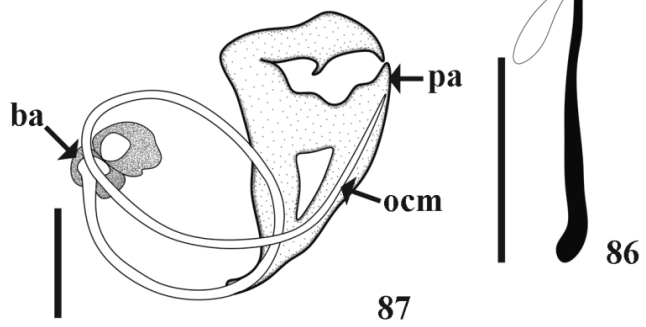
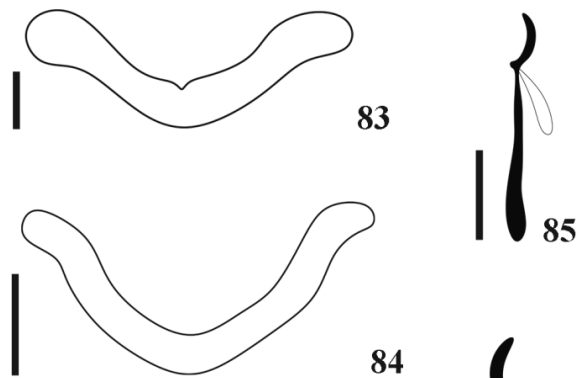
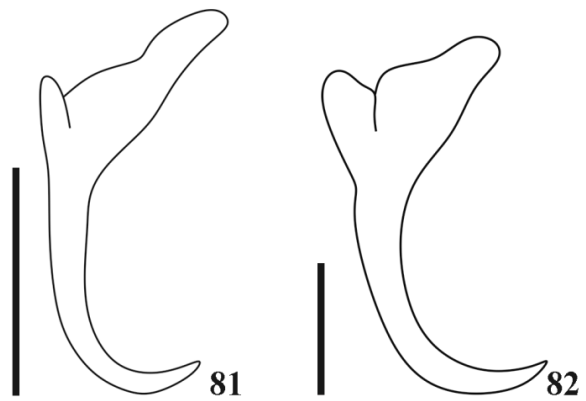
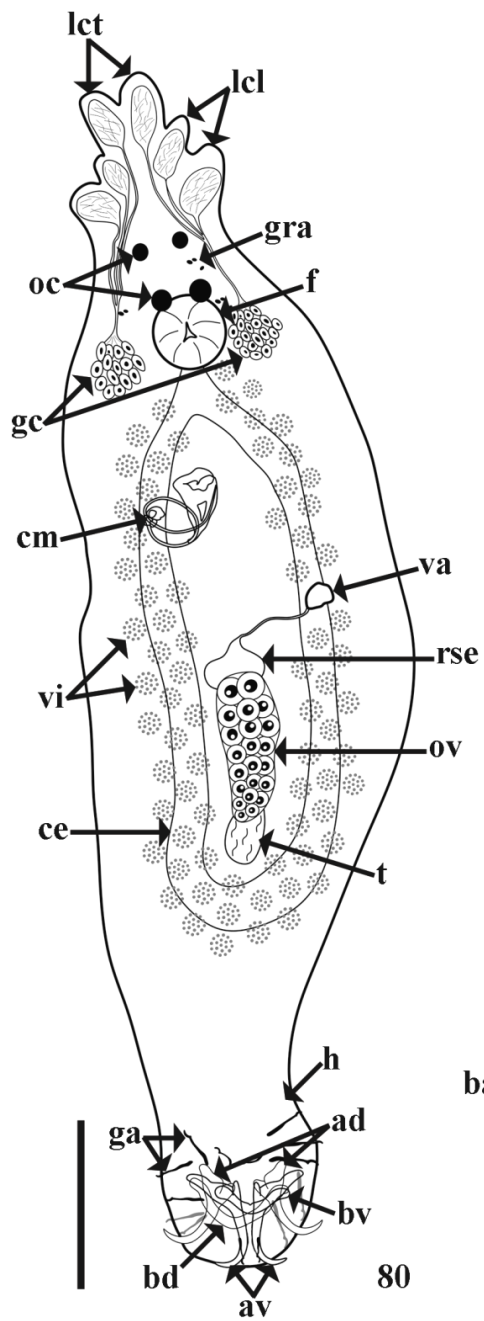
Os espécimes de *Diaphorocleidus* encontrados no presente estudo são parecidos com *D. kabatai* e muito semelhantes aos espécimes determinados como *D. kabatai* por MENDOZA-FRANCO *et al.* (2009). Entretanto *D. kabatai* e os espécimes encontrados no presente estudo apresentam diferenças morfológicas na peça acessória, na âncora ventral e na barra dorsal. Em *D. kabatai*, a peça acessória apresenta a extremidade distal em formato de pinça com uma projeção na margem externa direcionada dextralmente, enquanto que nas ilustrações de *D. kabatai* de MENDOZA-FRANCO *et al.* (2009) e nos espécimes encontrados no presente estudo, essa projeção está ausente. No presente estudo foi observada uma projeção na margem interna da extremidade distal da peça

acessória, além disso, os espaços internos da peça acessória são maiores em relação aos espaços da peça acessória de *D. kabatai*. A barra ventral de *D. kabatai* possui raiz superficial mais robusta em relação aos espécimes examinados no presente estudo, cuja morfologia é igual dos espécimes ilustrados por MENDOZA-FRANCO *et al.* (2009). A barra dorsal de *D. kabatai* apresenta uma projeção mediana e posterior (Figs 73 e 79 da presente dissertação), que está ausente nas ilustrações e na descrição de *D. kabatai* de MENDOZA-FRANCO *et al.* (2009) e nos espécimes determinados como *Diaphorocleidus* sp. no presente estudo (Fig. 84).

Essas diferenças morfológicas sugerem que a espécie determinada como *D. kabatai* por MENDOZA-FRANCO *et al.* (2009) e agora encontrada no Lago Guaíba pertença a uma espécie de *Diaphorocleidus* ainda não conhecida. Além das diferenças morfológicas, *D. kabatai* tem sido registrada como parasita das brânquias de espécies de *Astyanax* (MOLNAR *et al.* 1974, MENDOZA-FRANCO *et al.* 2009, ALMEIDA & COHEN 2011). Os espécimes encontrados no presente estudo apresentaram como local de infestação as brânquias e a superfície corporal, possivelmente devido ao deslocamento dos monogenéticos após a morte dos peixes.

No presente estudo foram encontrados espécimes maiores (305 a 425) em relação ao estudo de MENDOZA-FRANCO *et al.* (2009) (248 a 347). As demais medidas de *Diaphorocleidus* sp. do presente estudo estão dentro da variação encontrada por MENDOZA-FRANCO *et al.* (2009). Este é o primeiro registro de *Diaphorocleidus* sp. para *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* no Lago Guaíba, RS.

Figuras 80-87 Diagramas incompletos de *Diaphorocleidus* sp. 1 **(80)** espécime *in toto* (composto). Barra = 50 μm ; **(81)** âncora ventral. Barra = 20 μm ; **(82)** âncora dorsal. Barra = 10 μm ; **(83)** barra ventral. Barra = 5 μm ; **(84)** barra dorsal. Barra = 20 μm ; **(85)** gancho do par 1. Barra = 5 μm ; **(86)** gancho do par 4. Barra = 10 μm ; **(87)** complexo copulatório masculino. Barra = 10 μm . Lobo cefálico terminal (lct), lobo cefálico lateral (lcl), glândulas cefálicas (gc), ocelos (oc), grânulos pigmentares (gra), faringe (f), cecos (ce), complexo copulatório masculino (cm), testículo (t), vagina (va), reservatório seminal (rse), ovário (ov), vitelário (vi), haptor (h), âncora ventral (av), âncora dorsal (ad), barra ventral (bv), barra dorsal (bd), ganchos (ga), órgão copulatório masculino (ocm), peça acessória (pa) e base (b).



Diaphorocleidus sp. 2

Figuras 88-94

Descrição. Dactylogyridae, Ancyrocephalinae. Baseada em sete espécimes. Corpo com 337,5 a 612,5 ($509,6 \pm 92,8$; $n = 6$) de comprimento e 102,5 a 152,5 ($123,21 \pm 18,75$; $n = 7$) de largura próxima das gônadas. Lobos cefálicos e glândulas cefálicas não visualizadas. Dois pares de ocelos, o anterior menor do que o par posterior. Faringe esférica, 25 a 30 ($27,2 \pm 2,58$; $n = 4$) de diâmetro; cecos sem ramificações formando uma ciclocele posterior às gônadas. Haptor com 47,5 a 102,5 ($77,5 \pm 17,6$; $n = 6$) de comprimento e 87,5 a 107,5 ($96,1 \pm 9,04$; $n = 5$) de largura. Âncora ventral com raiz interna maior que a raiz externa, com filamento duplo, sem protuberâncias (Fig. 88). Comprimento 65 a 75 ($68,13 \pm 3,5$; $n = 8$); base com 32,5 a 52,5 ($40,94 \pm 6,8$; $n = 8$) de largura. Barra ventral com 17,5 a 30 ($21,7 \pm 4,65$; $n = 6$) de comprimento e 32,5 a 50 ($41,5 \pm 6,3$; $n = 5$) de largura, em formato de U, com margem anterior de contorno liso e margem posterior com sulco mediano (Fig. 90). Âncora dorsal com raiz interna maior que a raiz externa, com filamento duplo, sem protuberâncias (Fig. 89). Comprimento 47,5 a 52,5 ($48,7 \pm 1,9$; $n = 8$); base com 22,5 a 32,5 ($27,2 \pm 3,4$; $n = 8$) de largura. Barra dorsal com 20 a 37,5 ($28,5 \pm 6,75$; $n = 5$) de comprimento e 37,5 a 50 ($42,5 \pm 6,61$; $n = 3$) de largura, em formato de V, com margem anterior e posterior de contorno liso, sem projeções e terminações direcionadas lateralmente (Fig. 91). Ganchos dos pares 1 e 5 menores em relação aos ganchos dos pares 2, 3, 4, 6 e 7 (Figs 92 e 93). Ganchos dos pares 1 e 5 com 17,5 a 20 ($17,9 \pm 1,02$; $n = 6$) de comprimento; filamento do gancho (FH) com 5 a 7,5 ($6,4 \pm 1,15$; $n = 6$) de comprimento. Ganchos dos pares 2, 3, 4, 6 e 7 com 20 a 32,5 ($24,2 \pm 4,1$; $n = 18$) de comprimento; filamento do gancho (FH) com 5 a 10 ($7,9 \pm 0,9$; $n = 18$) de comprimento. Testículo não visualizado. Complexo copulatório masculino composto de órgão copulatório masculino (OCM) e

uma peça acessória não articulada (Fig. 94). OCM com uma volta e meia a duas voltas em sentido anti-horário, diâmetro da volta 20 a 35 ($27,9 \pm 4,43$; $n = 7$), base posterior à peça acessória. Peça acessória alongada, com formato de pinça na extremidade distal e com uma projeção na margem interna, com 40 a 62,5 ($46,8 \pm 8,4$; $n = 7$) de comprimento e 12,5 a 25 ($17,32 \pm 3,85$; $n = 7$) de largura na extremidade distal. Vagina sinistra, com terminação esclerotizada. Ovário com 87,5 e 132,5 ($110 \pm 31,82$; $n = 2$) de comprimento, 32,5 e 50 ($41,25 \pm 12,4$; $n = 2$) de largura. Oviducto, oótipo e útero não visualizados. Vitelário da região mediana do esôfago até o limite da ciclocele. Ovos não visualizados.

Resenha taxonômica

Hospedeiros: *Astyanax aff. fasciatus* (Cuvier, 1819); *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894).

Localidades: Praia da Alegria, Guaíba e Barra do Ribeiro, RS.

Local de infestação: brânquias.

Prevalências: 1,43% (*A. aff. fasciatus*) e 13,33% (*A. jacuhiensis*).

Intensidades das infestações: 1 helminto/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 1 helminto/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Abundâncias médias das infestações: 0,01 helminto/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 0,13 helminto/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Amplitudes das intensidades das infestações: 1 helminto (*A. aff. fasciatus*) e 1 helminto (*A. jacuhiensis*).

Espécimes depositados: CHIOC n° XXXX; CHDZ n° XXXX.

Comentários

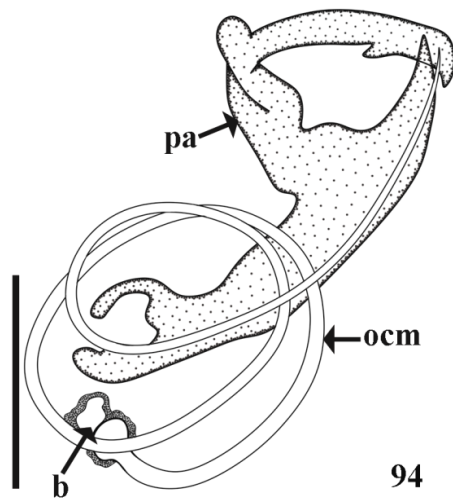
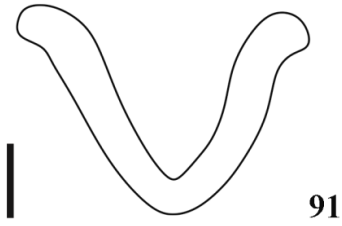
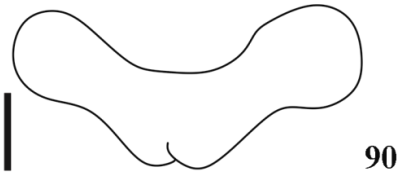
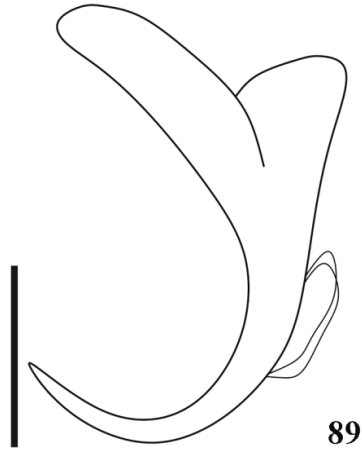
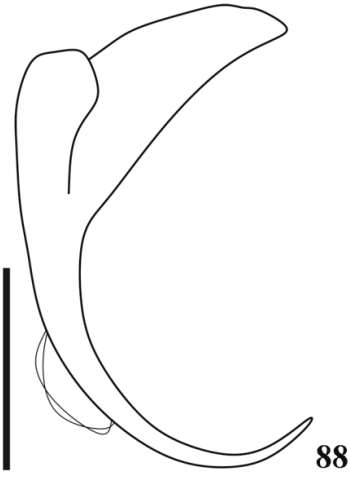
O gênero *Diaphorocleidus* agrupa até o momento seis espécies (MENDOZA-FRANCO *et al.* 2009), dentre elas somente *D. kabatai* foi registrada para o Brasil (ALMEIDA & COHEN 2011, ACOSTA *et al.* 2013). Os espécimes encontrados nas brânquias de *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* foram determinados como pertencentes ao gênero *Diaphorocleidus* por apresentarem peça copulatória não articulada ao órgão copulador masculino, vagina sinistra e esclerotizada e barra ventral em formato de V (JOGUNOORI *et al.* 2004).

No entanto, esses espécimes diferem de *D. affinis*, que possui âncoras dorsais com raízes curtas e bem esclerotizadas, barra ventral com terminações expandidas e barra dorsal com espessura delgada (MIZELLE *et al.* 1968); de *D. armillatus*, que possui barra ventral com processo mediano na margem anterior e terminações expandidas; peça acessória em forma ovalada (JOGUNOORI *et al.* 2004); de *D. kabatai*, que apresenta barra dorsal com processo mediano na margem posterior e peça acessória com projeção na margem externa direcionada dextralmente (MOLNAR *et al.* 1974); de *D. microstomus*, que possui três raízes na base das âncoras ventral e dorsal, barra dorsal sem expansões terminais e formato de L da peça acessória (MIZELLE *et al.* 1968); de *D. orthodusus*, que apresenta barra ventral com sulcos medianos nas margens anterior e posterior, peça copulatória de contorno irregular, mas lembrando uma estrutura redonda (MENDOZA-FRANCO *et al.* 2009) e de *D. petrosusi*, que possui peça acessória com extremidade distal em formato de pinça, mas com espaço interno alongado, barra ventral com sulco mediano na margem anterior e barra dorsal em formato de U (MENDOZA-FRANCO *et al.* 2007).

Os espécimes determinados como *Diaphorocleidus* sp. 2 diferem da espécie determinada como *Diaphorocleidus* sp. 1 na presente dissertação, por: apresentar peça

acessória com formato mais triangular (*Diaphorocleidus* sp. 2 apresenta peça acessória mais alongada na extremidade proximal); pelo tamanho das âncoras e tamanho menor das raízes (*Diaphorocleidus* sp. 2 possui âncoras com raízes robustas) e barra ventral com sulco mediano na margem anterior (*Diaphorocleidus* sp. 2 apresenta barra ventral com espessura maior e sulco mediano na margem posterior). No presente estudo foram encontrados poucos espécimes e, por isso, alguns órgãos internos não puderam ser visualizados, com exceção do ovário, que foi visualizado em dois espécimes. Novas coletas serão necessárias para obter um número maior de espécimes para que se possa visualizar os órgãos internos e descrever esta espécie ainda indeterminada.

Figuras 88-94 Diagramas incompletos de *Diaphorocleidus* sp. 2. **(88)** âncora ventral. Barra = 30 μm ; **(89)** âncora dorsal. Barra = 20 μm ; **(90)** barra ventral. Barra = 10 μm ; **(91)** barra dorsal. Barra = 10 μm ; **(92)** gancho do par 1. Barra = 10 μm ; **(93)** gancho do par 3. Barra = 10 μm ; **(94)** complexo copulatório masculino. Barra = 20 μm . Órgão copulatório masculino (ocm), peça acessória (pa) e base (b).



Jainus Mizelle, Kritsky & Crane, 1968

Jainus hexops Kritsky & Leiby, 1972

Figuras 95-102

Descrição. Dactylogyridae, Ancyrocephalinae. Baseada em cinco espécimes. Corpo piriforme, com 370 a 485 ($433,75 \pm 47,68$; $n = 4$) de comprimento, e 107,5 a 170 ($146,9 \pm 27,26$; $n = 4$) de largura próxima das gônadas. Lobos cefálicos bem desenvolvidos, um par terminal e outro lateral, glândulas cefálicas não visualizadas. Três pares de ocelos, equidistantes, o segundo par maior que os demais; poucos grânulos pigmentares na área cefálica (Fig. 102). Faringe esférica, 22 a 25 ($23,7 \pm 1,41$; $n = 4$) de diâmetro; cecos sem ramificações, formando uma ciclocele posterior às gônadas. Haptor com 37 a 50 ($42,2 \pm 5,54$; $n = 5$) de comprimento, 42 a 71 ($54,1 \pm 12,3$; $n = 5$) de largura. Âncora ventral com raiz interna curva, direcionada para a ponta e maior que a raiz externa, sem protuberâncias (Fig. 95). Comprimento 10 a 12 ($11,25 \pm 0,96$; $n = 4$); base com 4 a 8 ($6,5 \pm 1,73$; $n = 4$) de largura. Barra ventral com 6 a 7 ($6,7 \pm 0,6$; $n = 3$) de comprimento e 8 e 10 ($9 \pm 1,41$; $n = 2$) de largura, com formato de U invertido, com projeção mediana e longa na margem anterior e projeção mediana e curta na margem posterior (Fig. 97). Âncora dorsal com raiz interna muito maior que a raiz externa, sem protuberâncias (Fig. 96). Comprimento 23 a 26 ($24,33 \pm 1,21$; $n = 6$); base com 13 a 17 ($15,7 \pm 1,51$; $n = 6$) de largura. Barra dorsal com 9 a 11 ($9,6 \pm 0,9$; $n = 5$) de comprimento e 15 a 25 ($19,75 \pm 4,3$; $n = 4$) de largura, com formato de U, com margens regulares e terminações levemente expandidas (Fig. 98). Ganchos do par 1 e 5 não visualizados. Ganchos dos pares 2, 3, 4 e 6 menores em relação aos ganchos do par 7 (Figs 99 e 100). Ganchos dos pares 2, 3, 4 e 6 com 9 a 11 ($10,3 \pm 0,67$; $n = 10$) de comprimento; filamento do gancho (FH) com 3 a 4 ($3,5 \pm 0,53$; $n = 10$) de comprimento. Ganchos do par 7 com 17 a 27 ($23,5 \pm 3,51$; $n = 6$) de comprimento;

filamento do gancho (FH) com 5 a 6 ($5,83 \pm 0,41$; $n = 6$) de comprimento. Testículo não visualizado. Complexo copulatório masculino composto de órgão copulatório masculino (OCM) e uma peça acessória (Figs 101 e 102). OCM retilíneo, com 24 a 30 ($26,33 \pm 3,21$; $n = 3$), passando por um orifício da peça acessória; base posterior à peça acessória. Peça acessória em formato de U, com 18 a 23 ($20,25 \pm 2,06$; $n = 4$) de comprimento e 13 a 25 ($17,5 \pm 5,45$; $n = 4$) de largura. Vagina sinistra. Ovário com 50 e 62,5 ($56,25 \pm 8,84$; $n = 2$) de comprimento, 17,5 e 25 ($21,25 \pm 5,3$; $n = 2$) de largura. Oviducto, oótipo e útero não visualizados. Vitelário da região da faringe até o limite da ciclocele. Ovo visualizado em um espécime, com 78,6 de comprimento e 50 de largura, filamento não observado (Fig. 102).

Resenha taxonômica

Hospedeiros: *Astyanax aff. fasciatus* (Cuvier, 1819); *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894).

Localidades: Praia da Alegria, Guaíba e Barra do Ribeiro, RS.

Local de infestação: brânquias.

Prevalências: 4,29% (*A. aff. fasciatus*) e 1,67% (*A. jacuhiensis*).

Intensidades médias das infestações: 1,33 helmintos/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 1 helminto/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Abundâncias médias das infestações: 0,06 helminto/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 0,02 helminto/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Amplitudes das intensidades das infestações: 1-2 helmintos (*A. aff. fasciatus*) e 1 helminto (*A. jacuhiensis*).

Espécime depositado: CHDZ n° XXXX.

Comentários

MIZELLE *et al.* (1968) propuseram o gênero *Jainus* para acomodar duas espécies de monogenéticos parasitos de brânquias de peixes da bacia Amazônica. Sete espécies pertencentes ao gênero *Jainus* foram descritas para a América do Sul: *Jainus amazonensis* Kritsky, Thatcher & Kayton, 1980, *Jainus hexops* Kritsky & Leiby, 1972, *Jainus iocensis* Cohen, Kohn & Boeger, 2012, *Jainus jainus* Mizelle, Kritsky & Crane, 1968, *Jainus leporini* Abdallah, Azevedo & Luque, 2012, *Jainus piava* Karling, Bellay, Takemoto & Pavanelli, 2011 e *Jainus robustus* Mizelle, Kritsky & Crane, 1968 (COHEN *et al.* 2013).

KRITSKY & LEIBY (1972) descreveram *J. hexops* a partir de espécimes coletados das brânquias de *A. fasciatus* na Costa Rica. Os espécimes encontrados no presente estudo foram determinados como *J. hexops* pela presença de três pares de olhos, pela morfologia das âncoras, das barras e do complexo copulatório masculino. Nesses espécimes, foram visualizados todos os caracteres diagnósticos, com exceção de uma pequena elevação na margem interna da base na âncora ventral como descrito por KRITSKY & LEIBY (1972). As medidas morfométricas realizadas no presente estudo estão próximas das medidas fornecidas por KRITSKY & LEIBY (1972), com exceção da âncora ventral (11,25) e barra ventral (9) que apresentaram medidas menores quando comparadas com a âncora (16) e barra (15) ventral medidas pelos autores.

Para o Brasil, *J. hexops* foi registrada em *Moenkhausia sanctaefilomenae* (Steindachner, 1907) no Estado do Paraná (TAKEMOTO *et al.* 2009). Embora existam dois registros de *J. hexops* (KRITSKY & LEIBY 1972 e TAKEMOTO *et al.* 2009), os parâmetros ecológicos desta espécie até agora são desconhecidos. Este é o primeiro registro de *J. hexops* em *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* no Lago Guaíba, RS.

Figuras 95-101 Diagramas incompletos de *Jainus hexops*. **(95)** âncora ventral. Barra = 5 μm ; **(96)** âncora dorsal. Barra = 10 μm ; **(97)** barra ventral. Barra = 5 μm ; **(98)** barra dorsal. Barra = 5 μm ; **(99)** gancho do par 3. Barra = 10 μm ; **(100)** gancho do par 7. Barra = 10 μm ; **(101)** complexo copulatório masculino. Barra = 15 μm . Órgão copulatório masculino (ocm), peça acessória (pa) e base (b).

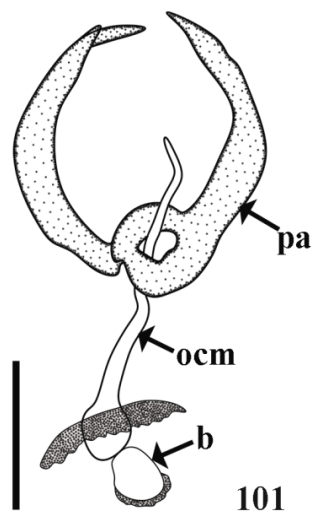
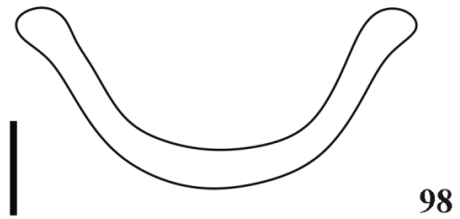
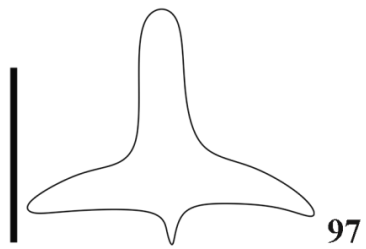
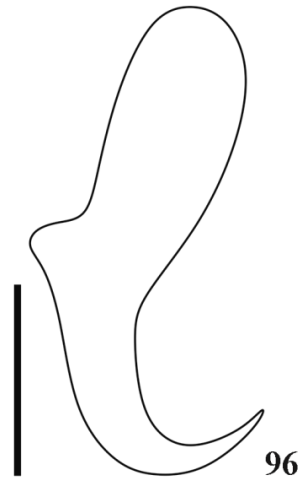
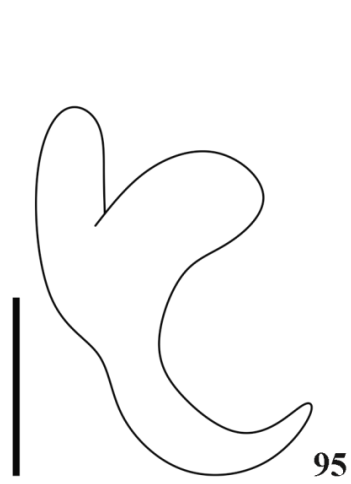
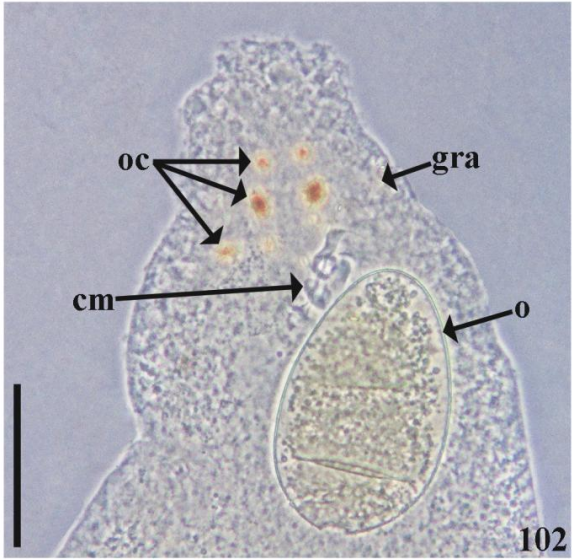


Figura 102 Fotomicrografia feita com contraste de fase de *Jainus hexops*, mostrando a região anterior com ocelos (oc), grânulos pigmentares (gra), complexo copulatório masculino (cm) e ovo (o). Barra = 50 μ m.



Trinibaculum Kritsky, Thatcher & Kayton, 1980*Trinibaculum* sp.

Figuras 103-109

Descrição. Dactylogyridae, Ancyrocephalinae. Baseada em seis espécimes. Corpo com 262,5 a 352,5 ($297,5 \pm 40,41$; $n = 4$) de comprimento e 85 a 97,5 ($92,5 \pm 5,4$; $n = 4$) de largura próxima das gônadas. Lobos cefálicos pouco desenvolvidos um par terminal e outro lateral; glândulas cefálicas não observadas. Dois pares de ocelos, o anterior mais próximo entre si. Grânulos pigmentares não numerosos, na área cefálica. Faringe esférica, 12 a 15 ($14,33 \pm 1,21$; $n = 3$) de diâmetro; cecos sem ramificações formando uma ciclocele posterior às gônadas. Haptor com 57 a 78 ($64,2 \pm 8,23$; $n = 5$) de comprimento e 44 a 70 ($59,6 \pm 10,35$; $n = 5$) de largura. Âncora ventral com raiz interna maior que a raiz externa, sem protuberâncias, haste alongada e com filamentos duplos (Fig. 103). Comprimento 33 a 45 ($39,5 \pm 3,9$; $n = 6$); base com 14 a 16 ($14,83 \pm 0,75$; $n = 6$) de largura. Barra ventral com 7 a 12 ($8,7 \pm 1,9$; $n = 6$) de comprimento e 31 a 37 ($34,33 \pm 2,06$; $n = 6$) de largura, em formato de V, com margem anterior com contorno liso, margem posterior com projeção mediana e terminações côncavas (Fig. 105). Âncora dorsal com raiz interna maior que a raiz externa, sem protuberâncias e com filamentos duplos (Fig. 104). Comprimento 10 a 12 ($11 \pm 0,9$; $n = 6$); base com 3 a 7 ($5,67 \pm 1,75$; $n = 6$) de largura. Barra dorsal dupla, retilínea, com 1,42 a 2,13 ($1,7 \pm 0,34$; $n = 4$) de comprimento e 9,94 a 12,8 ($11,2 \pm 1,21$; $n = 4$) de largura, com margens de contorno liso (Fig. 106). Ganchos dos pares 1 e 5 menores em relação aos ganchos dos pares 2, 3, 4, 6 e 7 (Figs 107 e 108). Ganchos dos pares 1 e 5 com 12 a 17 ($14,2 \pm 1,5$; $n = 10$) de comprimento; filamento do gancho (FH) com 5 a 6 ($5,3 \pm 0,48$; $n = 10$) de comprimento. Ganchos dos pares 2, 3, 4, 6 e 7 com 15 a 22 ($19,6 \pm 1,9$; $n = 30$) de comprimento; filamento do gancho (FH) com 5 a 8 ($6,8 \pm 0,85$; $n = 30$) de

comprimento. Gônadas levemente sobrepostas. Testículo posterior ao ovário, com 15 de comprimento e 10 de largura. Complexo copulatório masculino composto de órgão copulatório masculino (OCM) e uma peça acessória não articulada (Fig. 109). OCM com uma volta e meia em sentido anti-horário, diâmetro da volta 11 a 15 ($17,5 \pm 1,91$; $n = 4$), base posterior à peça acessória. Peça acessória com formato côncavo, com 18 a 23 ($20,2 \pm 2,6$; $n = 3$) de comprimento. Um reservatório prostático, posterior à base do OCM. Vesícula seminal não visualizada. Vagina dextra, com terminação arredondada e esclerotizada. Receptáculo seminal não visualizado. Ovário com 25 de comprimento e 8 de largura. Oviducto, oótipo e útero não visualizados. Vitelário da região mediana do esôfago até o limite da ciclocele. Ovos não visualizados.

Resenha taxonômica

Hospedeiros: *Astyanax aff. fasciatus* (Cuvier, 1819); *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894).

Localidades: Praia da Alegria, Guaíba e Barra do Ribeiro, RS.

Local de infestação: brânquias.

Prevalências: 14,29% (*A. aff. fasciatus*) e 10% (*A. jacuhiensis*).

Intensidades médias das infestações: 1,2 helmintos/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 1 helminto/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Abundâncias médias das infestações: 0,17 helminto/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 0,1 helminto/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Amplitudes das intensidades das infestações: 1-2 helmintos (*A. aff. fasciatus*) e 1 helminto (*A. jacuhiensis*).

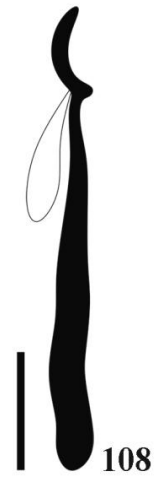
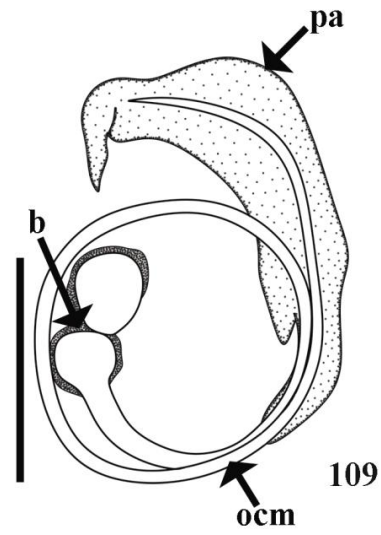
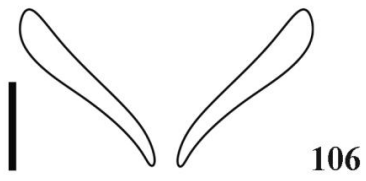
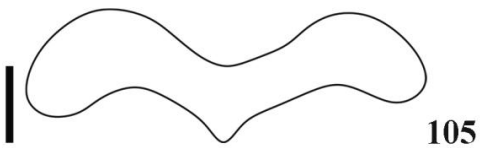
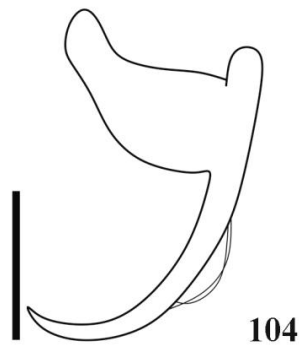
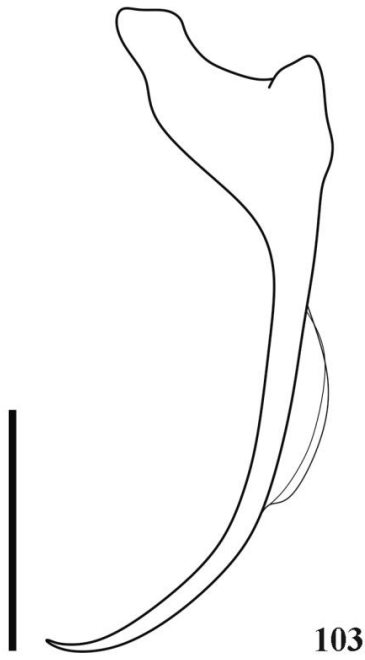
Espécimes depositados: CHIOC n° XXXX; CHDZ n° XXXX.

Comentários

O gênero *Trinibaculum* Kritsky, Thatcher & Kayton, 1980 foi proposto para acomodar a espécie *Trinibaculum braziliensis* Kritsky, Thatcher & Kayton, 1980, por possuir duas barras dorsais, vagina dextra e gônadas intercecais (KRITSKY *et al.* 1980). Três espécies de *Trinibaculum* são consideradas válidas: *T. braziliensis*, *Trinibaculum rotundus* Karling, Lopes, Takemoto & Pavanelli, 2011 e *Trinibaculum altiparanae* Abdallah, Azevedo & Silva, 2013 (ABDALLAH *et al.* 2013).

Os espécimes encontrados no presente estudo foram determinados como *Trinibaculum* por apresentarem barra dorsal dupla e vagina dextra com terminação esclerotinizada. Dentre as espécies de *Trinibaculum*, os espécimes encontrados em *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* são semelhantes à *T. altiparanae*, contudo diferem desta espécie por apresentarem órgão copulatório masculino (OCM) com uma volta e meia (em *T. altiparanae* o OCM apresenta menos de uma volta), a peça acessória possui praticamente a mesma largura em toda extensão (em *T. altiparanae* a peça acessória é profundamente bífida e delgada na extremidade proximal, e expandida na extremidade distal); e as barras dorsais são retilíneas (em *T. altiparanae* as barras são curvadas). Este é o primeiro registro de *Trinibaculum* sp. em *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* no Lago Guaíba, RS.

Figuras 103-109 Diagramas incompletos de *Trinibaculum* sp. **(103)** âncora ventral. Barra = 15 μm ; **(104)** âncora dorsal. Barra = 5 μm ; **(105)** barra ventral. Barra = 5 μm ; **(106)** barra dorsal. Barra = 5 μm ; **(107)** gancho do par 1. Barra = 5 μm ; **(108)** gancho do par 4. Barra = 5 μm ; **(109)** complexo copulatório masculino. Barra = 15 μm . Órgão copulatório masculino (ocm), peça acessória (pa) e base (b).



Urocleidoides Mizelle & Price, 1964*Urocleidoides trinidadensis* Molnar, Hanek & Fernando, 1974

Figuras 110-117

Descrição. Dactylogyridae, Ancyrocephalinae. Baseada em 20 espécimes. Corpo com 345 a 507,5 ($432,7 \pm 51,15$; $n = 13$) de comprimento e 65 a 187,5 ($122,32 \pm 30,9$; $n = 14$) de largura próxima das gônadas. Lobos cefálicos moderadamente desenvolvidos um par terminal e outro lateral; glândulas cefálicas em dois grupos, próximas da região da faringe. Dois pares de ocelos, o anterior menor e mais próximo entre si; grânulos pigmentares na área cefálica (Fig. 110). Faringe esférica, 20 a 27,5 ($22,8 \pm 2,6$; $n = 14$) em diâmetro; cecos sem ramificações, formando uma ciclocele posterior às gônadas. Haptor com 40 a 57 ($47,11 \pm 5,6$; $n = 14$) de comprimento e 47 a 80 ($62 \pm 9,83$; $n = 14$) de largura. Âncora ventral com raiz interna maior que a raiz externa, sem protuberâncias e com filamento duplo (Figs 110 e 111). Comprimento 20 a 25 ($21,93 \pm 1,48$; $n = 14$); base com 9 a 19 ($14,3 \pm 3$; $n = 14$) de largura. Barra ventral com 7,5 a 15 ($11,54 \pm 1,94$; $n = 14$) de comprimento e 17 a 28 ($21 \pm 3,3$; $n = 14$) de largura, em formato de V, com margens anterior e posterior de contornos lisos e terminações arredondadamente expandidas (Figs 110 e 113). Âncora dorsal com raiz interna maior que a raiz externa, sem protuberâncias e com filamento duplo (Figs 110 e 112). Comprimento 16 a 22,5 ($18,9 \pm 2,08$; $n = 14$); base com 6 a 15 ($8,93 \pm 2,84$; $n = 14$) de largura. Barra dorsal com 5 a 15 ($9,4 \pm 2,6$; $n = 14$) de comprimento e 17 a 27 ($22,25 \pm 2,96$; $n = 14$) de largura, em formato de U, com margem anterior e posterior com pequeno sulco mediano (Figs 110 e 114). Ganchos dos pares 1 e 5 menores em relação aos ganchos dos pares 2, 3, 4, 6 e 7 (Figs 110, 115 e 116). Ganchos dos pares 1 e 5 com 7 a 12,5 ($9,7 \pm 1,92$; $n = 23$) de comprimento; filamento do gancho (FH) com 2 a 5 ($2,8 \pm 1,01$; $n = 23$) de comprimento. Ganchos dos pares 2, 3, 4, 6 e 7 com 10 a 20 ($13,95 \pm 2,4$; $n = 65$) de

comprimento; filamento do gancho (FH) com 2 a 5 ($3,52 \pm 1,1$; $n = 65$) de comprimento. Gônadas levemente sobrepostas. Testículo posterior ao ovário, com 25 a 32,5 ($27,09 \pm 3,32$; $n = 6$) de comprimento e 17,5 a 27,5 ($22,08 \pm 3,32$; $n = 6$) de largura (Fig. 110). Complexo copulatório masculino composto de órgão copulatório masculino (OCM) e uma peça acessória não articulada (Figs 110 e 117). OCM com uma volta e meia em sentido anti-horário, diâmetro da volta 14 a 25 ($19,95 \pm 3,05$; $n = 10$), base lateral à peça acessória. Peça acessória com formato de pinça na extremidade distal e projeção na margem interna, com 20 a 27,5 ($24,18 \pm 2,7$; $n = 11$) de comprimento e 12,5 a 27 ($20,2 \pm 3,7$; $n = 11$) de largura. Um reservatório prostático, posterior à base do OCM. Vesícula seminal presente, uma dilatação do vaso deferente, fazendo a volta no ceco esquerdo, anterior ao ovário (Fig. 110). Vagina sinistra, com terminação arredondada e esclerotizada (Fig. 110). Receptáculo seminal presente, anterior ao ovário (Fig. 110). Ovário com 50 a 87,5 ($64,25 \pm 14,7$; $n = 10$) de comprimento e 17,5 a 35 ($24,25 \pm 5,9$; $n = 10$) de largura (Fig. 110). Oviducto, oótipo e útero não visualizados. Vitelário da região mediana do esôfago ultrapassando o limite da ciclocele (Fig. 110). Ovos com 60 a 77,5 ($68,33 \pm 8,8$; $n = 3$) de comprimento e 42,5 a 55 ($49,2 \pm 6,3$; $n = 3$) de largura, filamento não observado.

Resenha taxonômica

Hospedeiros: *Astyanax* aff. *fasciatus* (Cuvier, 1819); *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894).

Localidades: Praia da Alegria, Guaíba e Barra do Ribeiro, RS.

Locais de infestação: superfície corporal e brânquias.

Prevalências: 17,14% (*A. aff. fasciatus*) e 36,67% (*A. jacuhiensis*).

Intensidades médias das infestações: 1,58 helmintos/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 2 helmintos/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Abundâncias médias das infestações: 0,27 helminto/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e 0,73 helmintos/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Amplitudes das intensidades das infestações: 1-3 helmintos (*A. aff. fasciatus*) e 1-5 helmintos (*A. jacuhiensis*).

Espécimes depositados: CHIOC n° XXXX; CHDZ n° XXXX.

Comentários

MOLNAR *et al.* (1974) propuseram *Urocleidoides trinidadensis* Molnar, Hanek & Fernando, 1974 a partir de espécimes coletados das brânquias de *A. bimaculatus* e *Cu. argentea* em Trinidad e Tobago. KRITSKY *et al.* (1986) ao revisarem o gênero *Urocleidoides*, consideraram 22 espécies, dentre elas *U. trinidadensis*, como *incertae sedis*. Segundo KRITSKY *et al.* (1986), os espécimes de *U. trinidadensis* disponíveis para comparação não estavam corados e os caracteres internos não puderam ser visualizados.

O gênero *Urocleidoides* agrupa monogenéticos com gônadas intercecais, sobrepostas ou *in tandem*; vaso deferente fazendo a volta no ceco esquerdo; complexo copulatório masculino composto por órgão copulatório em voltas anti-horárias e peça acessória; vagina dextra ou sinistra, com esclerito vaginal acessório sinistro; haptor com um par de âncoras ventrais e dorsais, barras ventral e dorsal; ganchos do par 1 e 5 geralmente reduzidos em tamanho (KRITSKY *et al.* 1986).

De acordo com a diagnose de *Urocleidoides* (KRITSKY *et al.* 1976), *U. trinidadensis* deveria apresentar esclerito vaginal. Esta estrutura não foi mencionada por MOLNAR *et al.* (1974) e KRITSKY *et al.* (1976), bem como, não foi visualizada nos espécimes examinados no presente estudo. Além disso, o órgão copulatório masculino

(OCM) e as estruturas esclerotinizadas encontradas no haptor de *U. trinidadensis* são muito similares com aquelas encontradas nas espécies do gênero *Diaphorocleidus*.

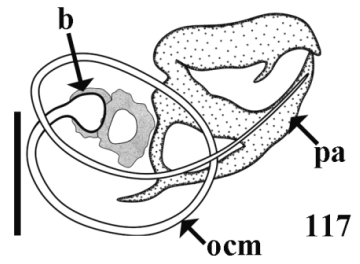
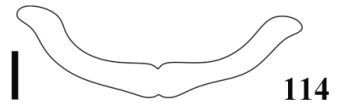
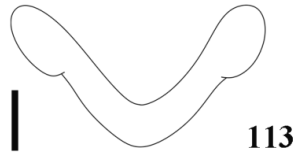
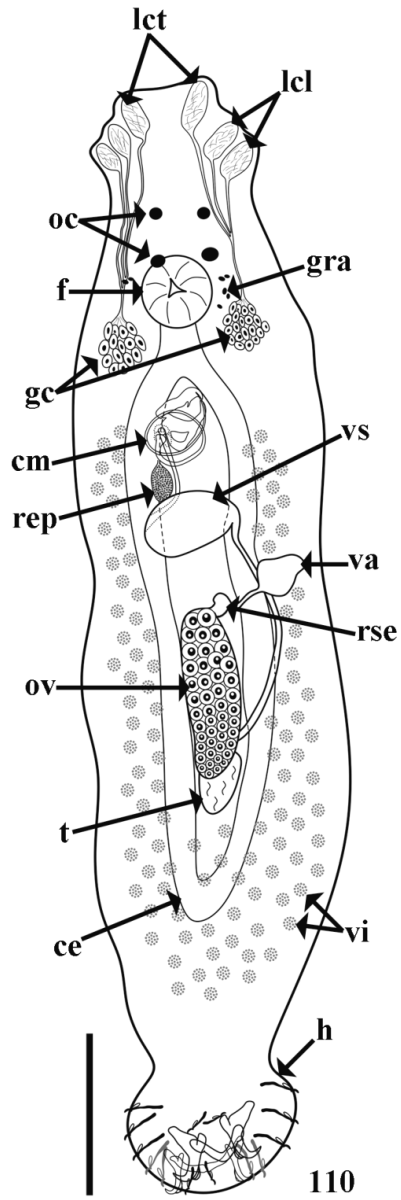
Dentre as espécies de *Diaphorocleidus*, *U. trinidadensis* é semelhante à *D. kabatai* pela morfologia da peça acessória do OCM (formato de pinça) e pela morfologia das âncoras e barras. Entretanto em *D. kabatai* a peça copulatória apresenta uma projeção na margem externa direcionada dextralmente e os espaços internos possuem diâmetro menor em relação à *U. trinidadensis*. Além disso, a morfologia das âncoras e da barra ventral é diferente nas duas espécies: em *U. trinidadensis* as âncoras possuem raízes de tamanho similar, enquanto que em *D. kabatai* as âncoras possuem raízes internas mais alongadas; a barra ventral em *U. trinidadensis* possui terminações expandidas, enquanto que em *D. kabatai* as terminações são alongadas.

JOGUNOORI *et al.* (2004) observaram que as estruturas encontradas no haptor de *U. trinidadensis* são similares com as encontradas em *Palombitrema heteroancistrum* Price & Bussing, 1968. SURIANO (1997) propôs a redescrição de *P. heteroancistrum* e no estudo realizado por MENDOZA-FRANCO *et al.* (2009) é possível visualizar as ilustrações com a morfologia de *P. heteroancistrum*. As espécies supracitadas apresentam diferenças na âncora dorsal (em *P. heteroancistrum* a raiz profunda é pouco desenvolvida, enquanto que em *U. trinidadensis* ela é desenvolvida), na barra ventral (em *P. heteroancistrum* a barra possui sulco posterior e mediano e as terminações são expandidas lateralmente, enquanto que em *U. trinidadensis* as margens possuem contorno liso e as terminações são arredondamente expandidas), na barra dorsal (em *P. heteroancistrum* as margens tem contorno liso, enquanto que em *U. trinidadensis* as margens apresentam sulco mediano) e nos ganchos (em *P. heteroancistrum* os pares 1, 5 e 6 são menores em relação aos demais, enquanto que em *U. trinidadensis* somente os pares 1 e 5 são menores). Além disso, a morfologia da peça copulatória de *U.*

trinidadensis difere da encontrada em *P. heteroancistrum*, portanto devem ser consideradas espécies distintas.

As medidas encontradas em *U. trinidadensis* no presente estudo são semelhantes com as encontradas em MOLNAR *et al.* (1974), contudo no presente estudo o haptor apresentou medidas menores (40 a 57 de comprimento e 47 a 80 de largura) em comparação com os espécimes examinados por MOLNAR *et al.* (1974) (55 a 78 de comprimento e 65 a 91 de largura). Este é o primeiro registro de *U. trinidadensis* para o Brasil e *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* são registradas como novas espécies hospedeiras no Lago Guaíba, RS.

Figuras 110-117 Diagramas incompletos de *Urocleidoides trinidadensis*. **(110)** espécime *in toto* (composto). Barra = 50 μm ; **(111)** âncora ventral. Barra = 10 μm ; **(112)** âncora dorsal. Barra = 10 μm ; **(113)** barra ventral. Barra = 5 μm ; **(114)** barra dorsal. Barra = 5 μm ; **(115)** gancho do par 1. Barra = 5 μm ; **(116)** gancho do par 4. Barra = 5 μm ; **(117)** complexo copulatório masculino. Barra = 10 μm . Lobo cefálico terminal (lct), lobo cefálico lateral (lcl), glândulas cefálicas (gc), ocelos (oc), grânulos pigmentares (gra), faringe (f), cecos (ce), complexo copulatório masculino (cm), testículo (t), vagina (va), reservatório seminal (rse), ovário (ov), vitelário (vi), haptor (h), órgão copulatório masculino (ocm), peça acessória (pa) e base (b).



‘Ancyrocephalinae indeterminado’

Figuras 118-123

Descrição. Dactylogyridae, Ancyrocephalinae. Baseada em cinco espécimes. Corpo com 342,5 e 400 ($371,25 \pm 40,7$; $n = 2$) de comprimento, 62,5 e 72,5 ($67,5 \pm 4,7$; $n = 2$) de largura próxima das gônadas. Lobos cefálicos bem desenvolvidos um par terminal e outro lateral; glândulas cefálicas em dois grupos, próximas da região da faringe. Dois pares de ocelos, o anterior menor e mais próximo um do outro em relação ao par posterior. Faringe esférica, 15 a 20 ($18,13 \pm 2,2$; $n = 4$) em diâmetro; cecos sem ramificações formando uma ciclocele posterior às gônadas. Haptor com 54 e 70 ($62 \pm 11,31$; $n = 2$) de comprimento, 20 e 40 ($30 \pm 14,14$; $n = 2$) de largura. Âncora ventral com raiz interna maior que a raiz externa (Fig. 118). Comprimento interno 30 e 36 ($33 \pm 4,24$; $n = 2$); base com 9 e 11 ($10 \pm 1,41$; $n = 2$) de largura. Barra ventral com 6 ($n = 2$) de comprimento e 16 ($n = 1$) de largura, em formato de U, com margens anterior e posterior de contorno liso (Fig. 120). Âncora dorsal com raiz interna maior que a raiz externa (Fig. 119). Comprimento 26 e 27 ($27 \pm 0,7$; $n = 2$), base com 8 e 11 ($10 \pm 2,12$; $n = 2$) de largura. Barra dorsal com 5 e 7 ($6 \pm 1,41$; $n = 2$) de comprimento, e 14 ($n = 1$) de largura, em formato de U, com margem anterior e posterior com margem de contorno liso, terminações direcionadas lateralmente (Fig. 121). Ganchos dos pares 1 e 5 não visualizados. Ganchos dos pares 2, 3, 4, 6 e 7 com 12 a 16 ($14,75 \pm 1,9$; $n = 4$) de comprimento; filamento do gancho (FH) com 4 a 5 ($4,75 \pm 0,5$; $n = 4$) de comprimento (Fig. 122). Gônadas não visualizadas. Complexo copulatório masculino composto de órgão copulatório masculino (OCM) e uma peça acessória não articulada (Fig. 123). OCM com duas voltas em sentido anti-horário, diâmetro da volta 10 a 12,5 ($11,67 \pm 1,44$; $n = 3$), base posterior à peça acessória. Peça acessória com formato de pinça na extremidade distal, com 15 a 17,5 ($16,7 \pm 1,44$; $n = 3$) de comprimento. Vagina sinistra,

com terminação esclerotizada. Vitelário da região mediana do esôfago até o limite da ciclocele.

Resenha taxonômica

Hospedeiros: *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894).

Localidade: Praia da Alegria, Guaíba e Barra do Ribeiro, RS.

Local de infecção: brânquias.

Prevalência: 10%

Intensidade média da infecção: 1,33 helmintos/hospedeiro.

Abundância média da infecção: 0,13 helminto/hospedeiro.

Amplitude da intensidade de infecção: 1-2 helmintos.

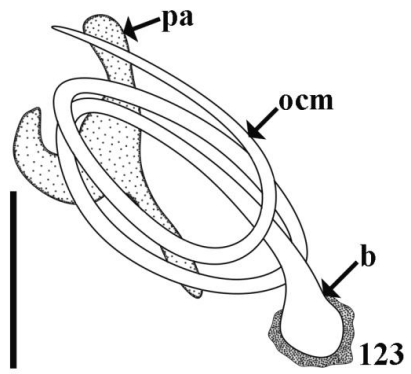
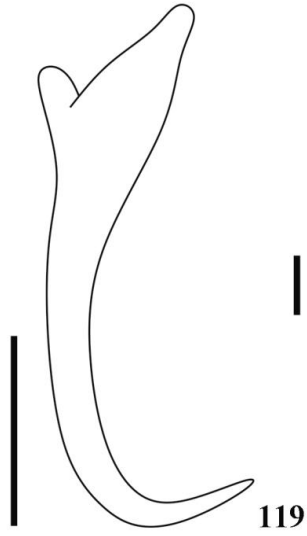
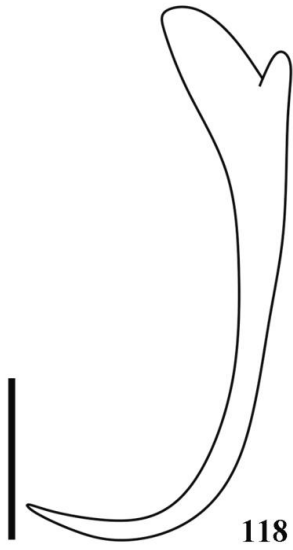
Espécime depositado: CHIOC n° XXXX; CHDZ n° XXXX.

Comentários

Dentre os gêneros registrados para a Região Neotropical, os espécimes encontrados no presente estudo são semelhantes às espécies do gênero *Ancistrohaptor* Agarwal & Kritsky, 1998 pela presença de um haptor alongado, com âncoras de hastes alongadas (AGARWAL & KRITSKY 1998). No entanto, as espécies de *Ancistrohaptor* apresentam barra ventral com um sulco anterior e mediano, vagina dextra ou dextrolateral e complexo copulatório masculino constituído de duas peças acessórias.

Os caracteres diagnósticos de *Ancistrohaptor* não puderam ser visualizados devido ao número baixo de espécimes encontrados no presente estudo. Deste modo serão necessárias novas coletas para obtenção de mais espécimes para estudo e determinação específica.

Figuras 118-123 Diagramas incompletos de 'Ancyrocephalinae indeterminado'. **(118)** âncora ventral. Barra = 10 μm ; **(119)** âncora dorsal. Barra = 10 μm ; **(120)** barra ventral. Barra = 5 μm ; **(121)** barra dorsal. Barra = 5 μm ; **(122)** gancho do par 4. Barra = 5 μm ; **(123)** complexo copulatório masculino. Barra = 10 μm . Órgão copulatório masculino (ocm), peça acessória (pa) e base (b).



4.1.3. Eucestoides

Cestodaria Monticelli, 1891

Eucestoda Southwell, 1930

Proteocephalidea Mola, 1928

‘Metacestoide indeterminado 1’

Figura 124

Descrição. Proteocephalidea. Baseada em um espécime. Corpo com 960 de comprimento e 240 de largura. Escólece sem metaescólece, com 260 de comprimento e 180 de largura, com quatro ventosas sem projeções ou esfíncteres, 150 a 170 ($160 \pm 8,16$; $n = 4$) de comprimento e 60 a 80 ($67,5 \pm 9,57$; $n = 4$) de largura. Ventosa apical, com 57,5 de comprimento e 82,5 de largura (Fig. 124).

Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Astyanax* aff. *fasciatus* (Cuvier, 1819).

Localidade: Praia da Alegria, Guaíba, RS.

Local de infecção: serosa do estômago.

Prevalência: 1,43%

Intensidade da infecção: 1 helminto/hospedeiro.

Abundância média da infecção: 0,01 helminto/hospedeiro.

Amplitude da intensidade de infecção: 1 helminto.

Espécime depositado: CHDZ n° XXXX.

Comentários

O metacestoide encontrado em *A.* aff. *fasciatus* foi determinado como pertencente à ordem Proteocephalidea pela presença de escólece com quatro ventosas

(KHALIL *et al.* 1994). Os cestoides proteocefalídeos são preferencialmente parasitos de peixes de água doce (especialmente de Siluriformes), algumas espécies infectam anfíbios e répteis e, uma espécie foi descrita parasitando uma espécie de gambá no México (REGO 1999, 2003). Esse grupo de parasitos é encontrado em todas as regiões geográficas, contudo a maioria das espécies é encontrada no território da antiga Gondwana, como América do Sul, África, Índia e Austrália (BROOKS 1978, REGO 1994).

Os proteocefalídeos tiveram origem em peixes Siluriformes na América do Sul, posteriormente irradiaram para o hemisfério Norte onde infectaram outros grupos de peixes e, outros vertebrados. Segundo BROOKS (1978), os cestoides proteocefalídeos são considerados os ancestrais dos cestoides ciclofilídeos.

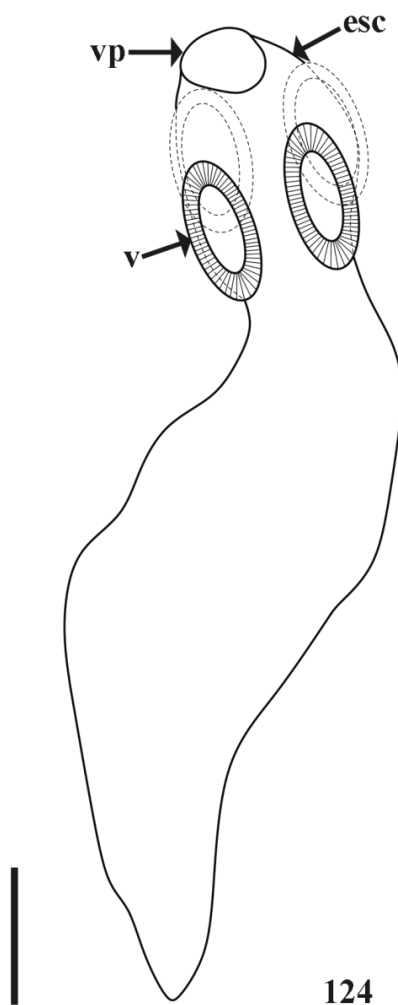
REGO (1994) reconheceu duas famílias para a ordem Proteocephalidea Mola, 1928: Proteocephalidae La Rue, 1911 e Monticellidae La Rue, 1911. Entretanto REGO (2003) ao realizar a análise filogenética de 35 espécies de proteocefalídeos, reconheceu somente Proteocephalidae e, os gêneros agrupados em Monticellidae foram alocados nas subfamílias Corallobothriinae Freze, 1965 e Proteocephalinae Mola, 1929. A morfologia do escócele dos proteocefalídeos que parasitam peixes neotropicais foi revisada por REGO (1995, 1999), possibilitando a posterior classificação das espécies (REGO 2003).

No presente estudo foi encontrada somente uma larva plerocercóide de proteocefalídeo com uma ventosa apical no escócele. Dentre os gêneros que apresentam espécies com ventosa apical estão *Proteocephalus* Weinland, 1858 e *Ophiotaenia* La Rue, 1911. Para a determinação das demais categorias taxonômicas (família, gênero e espécie), será necessário encontrar espécimes adultos, ou então a realização de uma infecção experimental. Neste caso, os espécimes obtidos seriam submetidos a cortes

histológicos para verificar a posição do vitelário, testículos, útero e ovário, caracteres utilizados na identificação do grupo (REGO 1994, 2003).

Segundo REGO (2003), os ciclos de vida dos proteocefalídeos não são muito conhecidos, com exceção de algumas larvas encontradas em cavidades e no fígado de alguns peixes de água doce. Larvas de proteocefalídeos encontradas em copépodes sugerem que este possa ser um grupo que atua como primeiro hospedeiro intermediário, além disso, peixes são considerados como segundo hospedeiro intermediário por abrigarem a larva plerocercóide. Segundo o autor supracitado, hospedeiros paratênicos podem participar do ciclo de vida. Este é o primeiro registro de uma larva de proteocefalídeo em *A. aff. fasciatus* no Brasil.

Figura 124. Diagrama incompleto do 'metacetoide indeterminado 1' com ventosa (v), escólece (esc) e ventosa apical (vp). Barra = 150 μ m.



'Metacestoide indeterminado 2'

Figuras 125 e 126.

Descrição. Baseada em 10 cistos corados com carmim de Semichon e dois cistos montados em meio de montagem de Faure. Cistos com 137,5 a 252,5 ($183,75 \pm 38,36$; $n = 10$) de diâmetro, com espessura de 5 a 17,5 ($9,72 \pm 3,84$; $n = 9$) contendo uma larva com ganchos de dois tamanhos diferentes, possivelmente pertencentes a fileiras diferentes (Fig. 126). Ganchos maiores com 62,5 a 67,5 ($65,83 \pm 2,04$; $n = 6$) de comprimento, 32,5 a 37,5 ($35 \pm 2,24$; $n = 6$) de comprimento da lâmina, 25 a 35 ($30,83 \pm 3,76$; $n = 6$) de comprimento do cabo; ganchos menores com 47,5 a 50 ($49,17 \pm 1,29$; $n = 6$) de comprimento, 22,5 a 27,5 ($23,75 \pm 2,09$; $n = 6$) de comprimento da lâmina e 22,5 a 27,5 ($25,42 \pm 1,88$; $n = 66$) de comprimento do cabo (Fig. 125).

Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Astyanax* aff. *fasciatus* (Cuvier, 1819).

Localidades: Praia da Alegria, Guaíba e Barra do Ribeiro, RS.

Local de infecção: serosa do estômago e intestino.

Prevalência: 4,29%.

Intensidade média da infecção: 43,67 helmintos/hospedeiro.

Abundância média da infecção: 1,87 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção: 12-67 helmintos.

Espécime depositado: CHDZ n° XXXX.

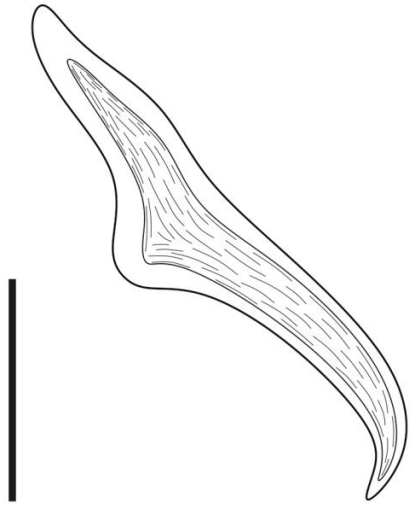
Comentários

Segundo JONES *et al.* (1994), para determinar os cestoides à nível de ordem é necessário visualizar a morfologia do escólece. No presente estudo, não foi possível

retirar os metacestoides dos cistos devido ao tamanho diminuto dessas larvas, bem como visualizar o escólece, que seria utilizado para determinação. As larvas encontradas na serosa do estômago e intestino de *A. aff. fasciatus* foram determinadas como metacestoides pela presença de numerosos ganchos agrupados.

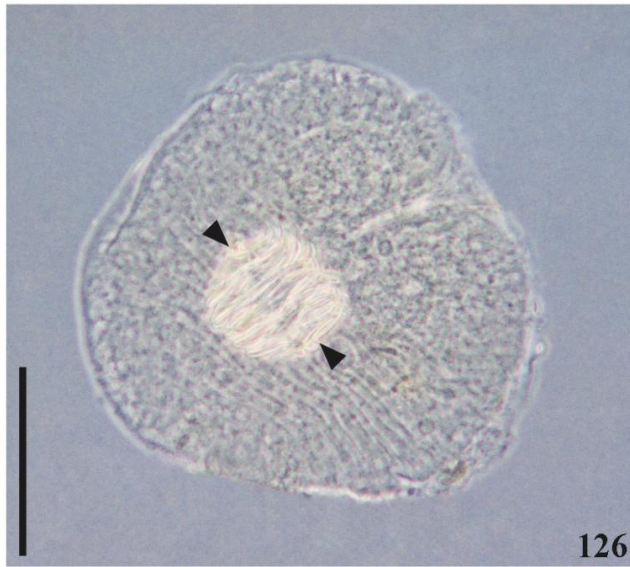
No Brasil, LIZAMA *et al.* (2008) registraram larvas indeterminadas de cestoides em *A. altiparane* com prevalência de 2,1%, intensidade média de 14,5 e abundância média de infecção de 0,3 helminto/hospedeiro. Estes parâmetros estão próximos dos parâmetros observados em *A. aff. fasciatus* examinados no presente estudo. O encontro de metacestoides nos lambaris reflete o papel destes peixes na cadeia alimentar, que servem de alimento para outro vertebrado que constitui no hospedeiro definitivo do parasito. Este é o primeiro registro de metacestoides em *A. aff. fasciatus* no Lago Guaíba, RS.

Figura 125. Diagrama incompleto do gancho do ‘metacestoide indeterminado 2’. Barra = 25 μm .



125

Figura 126. Fotomicrografia com contraste de fase do ‘metacéstoide indeterminado 2’ dentro do cisto mostrando os ganchos (cabeça de seta preta). Barra = 100 µm.



126

4.1.4. Acantocéfalos

Acanthocephala Rudolphi, 1808

Eoacanthocephala Van Cleave, 1936

Gyracanthocephala Van Cleave, 1936

Quadrigyridae Van Cleave, 1920

Quadrigyrinae Van Cleave, 1920

Quadrigyrus Van Cleave, 1920

Quadrigyrus torquatus Van Cleave, 1920 (cistacantos)

Figuras 127-139

Descrição. Quadrigyridae, Quadrigyrinae. Baseada em quatro espécimes (um macho e três fêmeas). Cistacantos e cistos de cor branca em vida. Probóscide armada com 10 fileiras longitudinais com dois ganchos cada, formando quatro círculos transversais com ganchos de tamanhos semelhantes (Figs 127-130, 132, 135 e 136). Receptáculo da probóscide de camada única e muscular, com gânglio cefálico próximo à base (Figs 127-129, 132, 135 e 137). Colo pouco diferenciado. Tronco com quatro círculos de espinhos na região anterior (Figs 127-129, 132, 135 e 137). Lemniscos claviformes, com núcleos grandes (Figs 127-129, 132 e 135). Núcleos no tegumento de dois tipos: anterior médio-dorsal e médio-ventral e os demais laterais e ramificados (Figs 133, 134 e 139).

Macho (n = 1): corpo com 2,61 mm de comprimento; 0,36 mm de largura ao nível dos lemniscos e 0,16 mm de largura ao nível dos testículos (Figs 127 e 132). Probóscide com 160 de comprimento e 140 de largura. Ganchos do primeiro círculo com 85 a 87,5 (86,67 ± 1,44; n = 3) de comprimento e 17,5 (n = 3) de base; raiz com 52,5 a 55 (53,33 ± 1,44; n = 3) de comprimento. Ganchos do segundo círculo com 82,5 (n = 3) de

comprimento e 17,5 (n = 3) de base; raiz com 47,5 a 50 ($49,17 \pm 1,44$; n = 3) de comprimento. Ganchos do terceiro círculo com 47,5 a 55 ($50,83 \pm 3,82$; n = 3) de comprimento e 10 a 12,5 ($11,67 \pm 1,44$; n = 3) de base; raiz com 20 a 22,5 ($21,67 \pm 1,44$; n = 3) de comprimento. Ganchos do quarto círculo com 42 a 50 ($45,83 \pm 3,82$; n = 3) de comprimento e 7,5 a 10 ($8,33 \pm 1,44$; n = 3) de base; raiz com 12,5 a 15 ($13,33 \pm 1,44$; n = 3) de comprimento. Tronco com quatro círculos de espinhos, com 20 a 23 espinhos por fileira. Espinhos do primeiro círculo com 17,5 a 20 ($18,33 \pm 1,44$; n = 3) de comprimento e 7,5 a 10 ($8,33 \pm 1,44$; n = 3) de base; raiz com 12,5 a 15 ($13,33 \pm 1,44$; n = 3) de comprimento. Espinhos do segundo círculo com 17,5 a 20 ($18,33 \pm 1,44$; n = 3) de comprimento e 7,5 (n = 3) de base; raiz com 12,5 a 15 ($13,33 \pm 1,44$; n = 3) de comprimento. Espinhos do terceiro círculo com 15 a 17,5 ($16,67 \pm 1,44$; n = 3) de comprimento e 5 a 7,5 ($6,67 \pm 1,44$; n = 3) de base; raiz com 12,5 (n = 3) de comprimento. Espinhos do quarto círculo com 15 a 17,5 ($16,67 \pm 1,44$; n = 3) de comprimento e 5 a 7,5 ($6,67 \pm 1,44$; n = 3) de base; raiz com 10 a 12,5 ($11,67 \pm 1,44$; n = 3) de comprimento. Receptáculo da probóscide com 340 de comprimento, 150 de largura. Lemniscos com 550 e 560 ($555 \pm 7,07$; n = 2) de comprimento por 70 e 80 ($75 \pm 7,07$; n = 2) de largura. Testículos ovais, *in tandem*, próximos um do outro com 137,5 e 150 ($143,75 \pm 8,84$; n = 2) de comprimento por 45 e 50 ($47,5 \pm 3,54$; n = 2) de largura (Figs 127, 132 e 133). Glândula de cimento e bolsa de Saefftigen não visualizadas. Bolsa copulatória com 65 de comprimento e 45 de largura (Figs 127, 132 e 134).

Fêmeas (n = 3): corpo com 4,9 e 5 mm ($4,93 \pm 0,06$ mm; n = 2) de comprimento; 0,2 a 0,3 mm ($0,26 \pm 0,06$ mm; n = 3) de largura ao nível dos lemniscos e 0,43 a 0,51 mm ($0,48 \pm 0,04$ mm; n = 3) de largura ao nível do meio do corpo (Figs 128 e 135). Probóscide com 180 de comprimento e 180 a 190 ($185 \pm 7,07$; n = 3) de largura.

Ganchos do primeiro círculo com 90 a 92,5 ($91,5 \pm 1,37$; $n = 5$) de comprimento e 17,5 a 22,5 ($20,5 \pm 2,09$; $n = 5$) de base; raiz com 57,5 a 62,5 ($59,5 \pm 2,09$; $n = 5$) de comprimento. Ganchos do segundo círculo com 85 a 87,5 ($87 \pm 1,12$; $n = 5$) de comprimento e 17,5 a 20 ($19,5 \pm 1,12$; $n = 5$) de base; raiz com 50 a 62,5 ($56 \pm 5,18$; $n = 5$) de comprimento. Ganchos do terceiro círculo com 50 a 55 ($52,5 \pm 1,77$; $n = 5$) de comprimento e 10 ($n = 5$) de base; raiz com 20 a 22,5 ($21,5 \pm 1,37$; $n = 5$) de comprimento. Ganchos do quarto círculo com 37,5 a 45 ($41,5 \pm 3,79$; $n = 5$) de comprimento e 7,5 ($n = 5$) de base; raiz com 12,5 a 17,5 ($14 \pm 2,24$; $n = 5$) de comprimento. Tronco com quatro círculos de espinhos, com 19 a 20 espinhos por fileira. Espinhos do primeiro círculo com 20 a 22,5 ($21,5 \pm 1,37$; $n = 5$) de comprimento e 5 a 10 ($8 \pm 2,09$; $n = 5$) de base; raiz com 12,5 a 17,5 ($15 \pm 2,5$; $n = 5$) de comprimento. Espinhos do segundo círculo com 17,5 a 20 ($18,5 \pm 1,37$; $n = 5$) de comprimento e 7,5 ($n = 5$) de base; raiz com 12,5 a 17,5 ($15 \pm 1,77$; $n = 5$) de comprimento. Espinhos do terceiro círculo com 15 ($n = 5$) de comprimento e 5 a 7,5 ($6 \pm 1,37$; $n = 5$) de base; raiz com 12,5 a 15 ($14,5 \pm 1,12$; $n = 5$) de comprimento. Espinhos do quarto círculo com 15 a 17,5 ($15,5 \pm 1,12$; $n = 5$) de comprimento e 5 a 7,5 ($6 \pm 1,37$; $n = 5$) de base; raiz com 10 a 17,5 ($14 \pm 2,85$; $n = 5$) de comprimento. Receptáculo da probóscide com 350 e 460 ($405 \pm 77,78$; $n = 2$) de comprimento, 180 a 210 ($196,67 \pm 15,28$; $n = 3$) de largura. Lemniscos com 650 a 870 ($765 \pm 98,83$; $n = 4$) de comprimento por 100 a 120 ($110 \pm 8,94$; $n = 6$) de largura. Ovário não fragmentado, com 120 a 130 ($123,33 \pm 5,77$; $n = 3$) de comprimento e 50 a 90 (70 20; $n = 3$) de largura (Figs 128, 129, 135 e 138). Sino uterino com 62,5 a 85 ($75,83 \pm 11,81$; $n = 3$) de comprimento e 35 a 50 ($42,5 \pm 7,5$; $n = 3$) de largura (Figs 128, 131, 135 e 139). Útero com 137,5 a 327,5 ($227,5 \pm 95,39$; $n = 3$) de comprimento e 17,5 a 50 ($38,33 \pm 18,09$; $n = 3$) de largura (Figs 128, 131, 135 e 139). Vagina com 170 a 225 ($198,33 \pm 27,54$; $n =$

3) de comprimento e 10 a 37,5 ($24,17 \pm 13,77$; $n = 3$) de largura, com dois esfínters, o anterior com 45 a 67,5 ($54,17 \pm 11,81$; $n = 3$) de comprimento e 52,5 a 75 ($60,83 \pm 12,33$; $n = 3$) de largura; e o posterior com 22,5 a 55 ($39,17 \pm 16,27$; $n = 3$) de comprimento e 32,5 a 37,5 ($35,83 \pm 2,89$; $n = 3$) de largura (Figs 128, 131, 135 e 139). Poro genital 70 a 110 ($93,33 \pm 20,82$; $n = 3$) distante da extremidade posterior (Figs 128, 131, 135 e 139).

Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Astyanax aff. fasciatus* (Cuvier, 1819).

Localidade: Barra do Ribeiro e Praia da Alegria, Guaíba RS.

Local de infecção: intestino.

Prevalência: 5,71%

Intensidade média da infecção: 1 helminto/hospedeiro.

Abundância média da infecção: 0,05 helminto/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção: 1.

Espécime depositado: CHIOC nº XXXX- macho, XXXX- fêmea.

Comentários

Os cistacantos de *Quadrigyrus torquatus* Van Cleave, 1920 foram encontrados não profundamente aderidos à mucosa intestinal de *A. aff. fasciatus*. Segundo a proposta mais recente de classificação dos acantocéfalos, a família Quadrigyridae Van Cleave, 1920 agrupa duas subfamílias: Pallisentinae Van Cleave, 1928 e Quadrigyrinae Van Cleave, 1920, que reúne os gêneros *Acanthodelta* Diaz-Ungria & Garcia-Rodrigo, 1958; *Machadosenstis* Noronha, 1992 e *Quadrigyrus* Van Cleave, 1920 (AMIN 2013).

VAN CLEAVE (1920) ao propor o gênero *Quadrigyrus*, descreveu *Q. torquatus* como espécie-tipo a partir de espécimes coletados de *Hoplias malabaricus* (Bloch, 1794) no Lago Valencia, município de Maracay, Venezuela (localidade-tipo) e em Isla de Burro, Venezuela. No referido trabalho, *Q. torquatus* foi encontrada em outros hospedeiros: *Synbranchus marmoratus* Bloch, 1795, *Crenicichla geayi* Pellegrin, 1903, *Gephyrocharax valencia* Eigenmann, 1920 e *Astyanax bimaculatus* (Linnaeus, 1758).

Até o presente momento, nove espécies de *Quadrigyrus* são consideradas válidas (AMIN 2013) e, dentre elas, quatro (*Quadrigyrus brasiliensis* Machado Filho, 1941, *Quadrigyrus machadoi* Fabio, 1983, *Quadrigyrus nickoli* Schmidt & Huggins, 1973 e *Q. torquatus*) foram registradas para a América do Sul (THATCHER 2006, SANTOS *et al.* 2008, FUJIMOTO *et al.* 2013). Essas espécies diferenciam-se principalmente pela quantidade de espinhos no tronco: *Q. brasiliensis* possui três círculos com 12 espinhos cada; *Q. machadoi* apresenta de três a seis círculos com espinhos (número de espinhos por círculo é desconhecido); *Q. nickoli* com quatro círculos de 23 a 29 espinhos cada (SCHMIDT & HUGGHINS 1973, FABIO 1983, THATCHER 1991).

As descrições sobre a quantidade de espinhos no tronco de *Q. torquatus* variam na literatura. Segundo VAN CLEAVE (1920), a espécie possui quatro círculos de espinhos (a quantidade de espinhos por círculo não foi informada, entretanto no diagrama fornecido pelo autor, podem ser contados até 10 espinhos em uma das vistas) e de acordo com SCHMIDT & HUGGHINS (1973) e THATCHER (1991, 2006), a espécie apresenta de três a quatro círculos com 10 a 18 espinhos. Os espécimes de acantocéfalos encontrados no presente estudo apresentaram quatro círculos de espinhos, entretanto a quantidade de espinhos por linha foi maior (19 a 23). Segundo VAN CLEAVE (1920), a contagem dos espinhos em espécimes adultos de *Q. torquatus* é mais difícil do que em

espécimes jovens, o que pode estar relacionado com as diferenças encontradas por SCHMIDT & HUGGHINS (1973) e THATCHER (1991, 2006).

Embora o número de espinhos no tronco de *Q. nickoli* (23 a 29) esteja próximo da variação encontrada nos espécimes do presente estudo (19 a 23), o tamanho dos ganchos e a quantidade de espinhos permitiram a identificação dos cistacantos encontrados em *A. aff. fasciatus* como *Q. torquatus*.

No desenvolvimento das fêmeas de acantocéfalos, o ovário primordial é uma estrutura única, que se fragmenta em bolas ovarianas, que produzem ovócitos (CROMPTON 1985). No presente estudo as fêmeas apresentaram ovário único, assim como observado em duas fêmeas imaturas de *Q. torquatus* encontradas em *Ageneiosus caucanus* (= *Ageneiosus pardalis* Lütken, 1874) e *H. malabaricus* na Colômbia (BUCKNER & BROOKS 1980). Possivelmente em *Q. torquatus* o ovário somente se divide quando a fêmea atingir a fase adulta no hospedeiro definitivo.

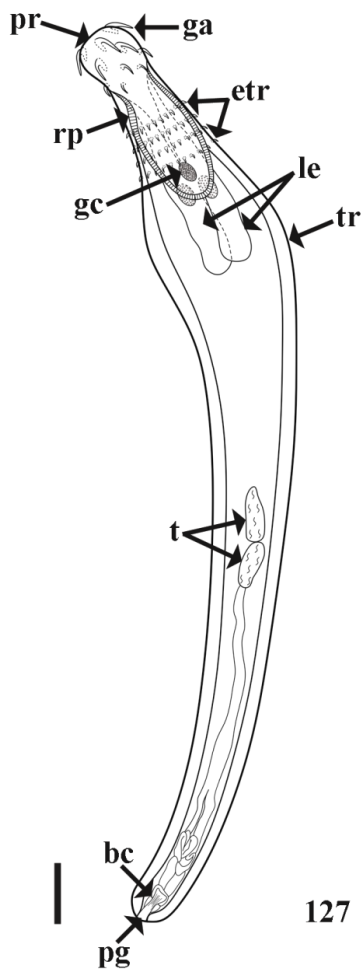
A prevalência de *Q. torquatus* parece ser mais baixa nos hospedeiros paratênicos como *A. aff. fasciatus* (4,84%) do presente estudo e *Leporinus lacustris* Campos, 1945 (1,33%; n = 150) (GUIDELLI *et al.* 2006) do que nos hospedeiros definitivos como *Acestrorhynchus lacustris* (Lütken, 1875) (37,2%; n = 51) (CARVALHO *et al.* 2003). Entretanto, mais estudos com esta espécie de acantocéfalo serão necessários para confirmar esta tendência.

No ciclo de vida das espécies de *Quadrigyus*, peixes carnívoros são considerados hospedeiros definitivos e espécies de *Astyanax* (*A. bimaculatus* e *A. altiparanae*) são consideradas hospedeiras paratênicas (CARVALHO *et al.* 2003, ROSIM *et al.* 2005, LIZAMA *et al.* 2008). O encontro de *Q. torquatus* em *A. aff. fasciatus* é reflexo da posição do lambari na teia alimentar visto que o caracídeo é o hospedeiro

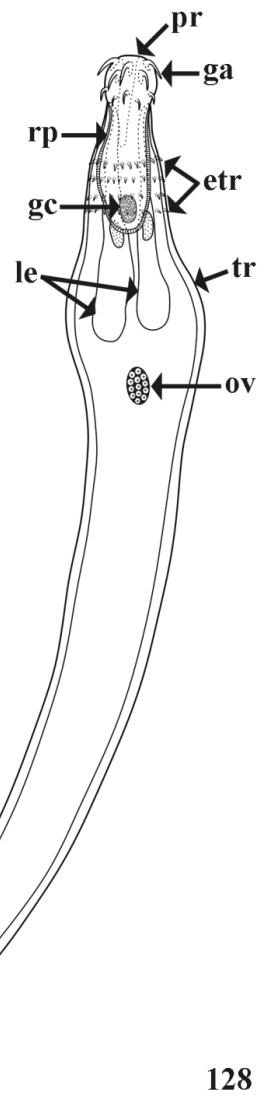
paratênico do ciclo, pois abriga o cistacanto, e ao ser ingerido por um peixe carnívoro (hospedeiro definitivo), o acantocéfalo completa o desenvolvimento e torna-se adulto.

No Brasil, *Q. torquatus* foi registrada em *A. bimaculatus*, *Ac. lacustris*, *H. malabaricus*, *L. lacustris* e *Moenkhausia sanctaefilomenae* (Steindachner, 1907) (MACHADO FILHO 1941, CARVALHO *et al.* 2003, GUIDELLI *et al.* 2006, SANTOS *et al.* 2008, FUJIMOTO *et al.* 2013). Este é o primeiro registro de *A. aff. fasciatus* como hospedeira paratênica de *Q. torquatus* no Lago Guaíba, RS.

Figuras 127 e 128. Diagramas incompletos de *Quadrigyrus torquatus*. (127) macho *in toto*. Barra = 150 μm ; (128) fêmea *in toto*. Barra = 200 μm . Probóscide (pr), ganchos (ga), tronco (tr), espinhos do tronco (etr), receptáculo da probóscide (rp), gânglio cefálico (gc), lemniscos (le), testículo (t), bolsa copulatória (bc), poro genital (pg), ovário (ov), sino uterino (su), útero (u), esfíncter vaginal anterior (eva) e posterior (evp).

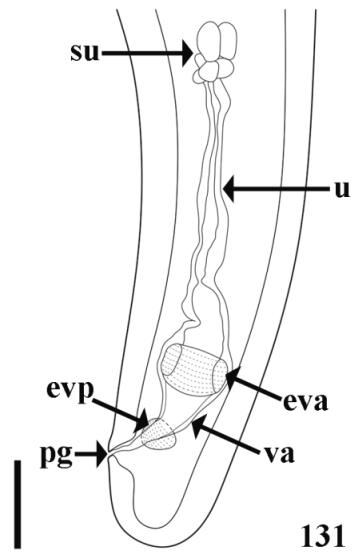
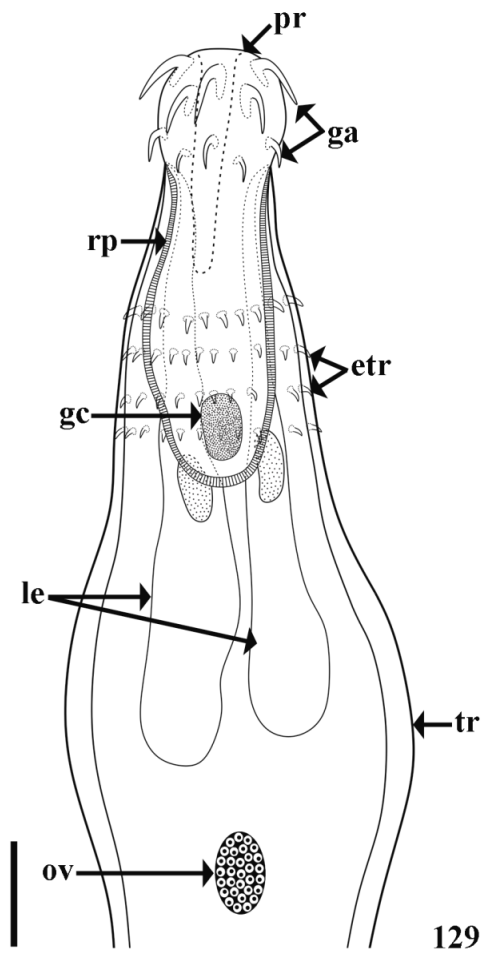


127

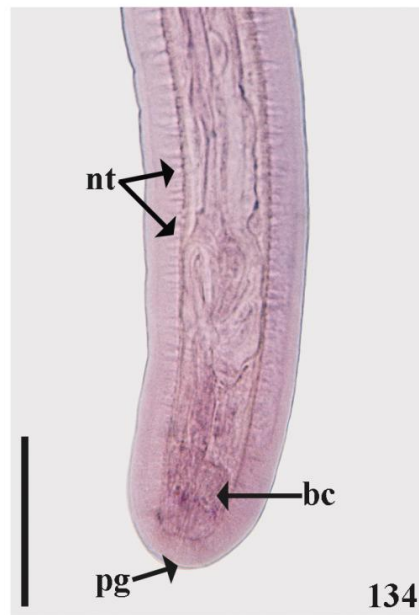
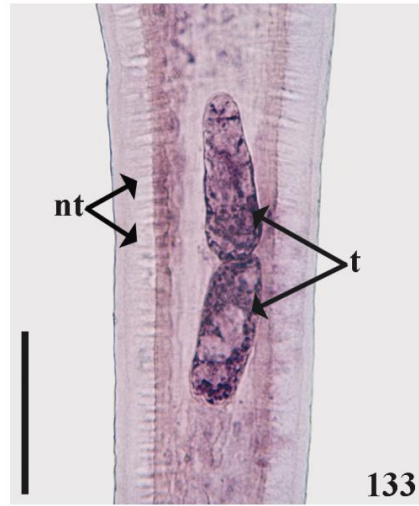


128

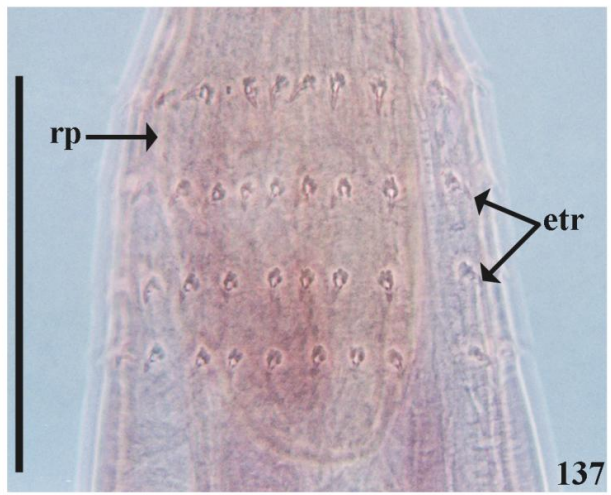
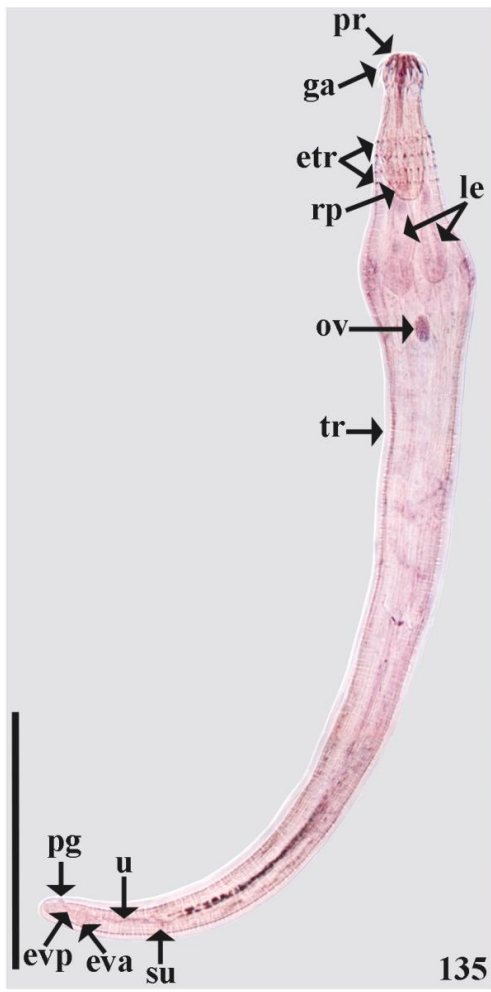
Figuras 129-131. Diagramas incompletos de fêmeas de *Quadrigyrus torquatus*. **(129)** extremidade anterior da fêmea. Barra = 150 μm ; **(130)** detalhe mostrando a disposição dos ganchos ventrais e dos ganchos dorsais nas duas fileiras longitudinais. Barra = 50 μm ; **(131)** extremidade posterior da fêmea. Barra = 100 μm . Probóscide (pr), ganchos (ga), tronco (tr), espinhos do tronco (etr), receptáculo da probóscide (rp), gânglio cefálico (gc), lemniscos (le), ovário (ov), sino uterino (su), útero (u), vagina (va), esfíncter vaginal anterior (eva) e posterior (evp) e poro genital (pg).



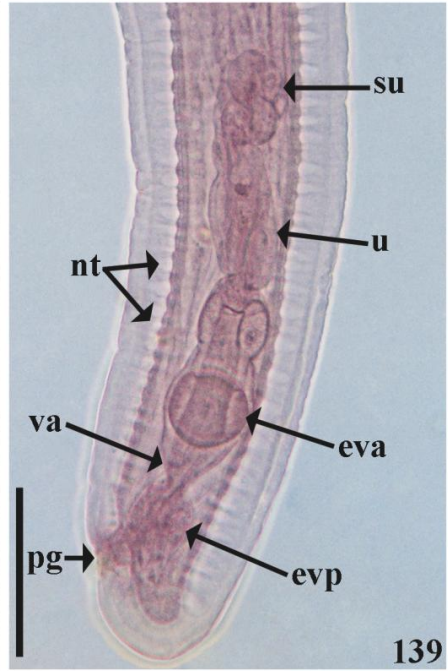
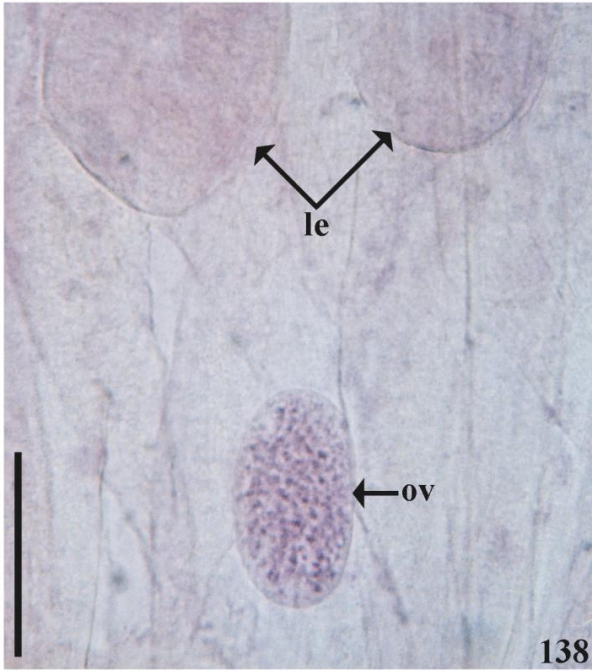
Figuras 132-134. Fotomicrografias do macho de *Quadrigyrus torquatus*. **(132)** macho *in toto*. Barra = 500 μm ; **(133)** detalhe da região dos testículos. Barra = 125 μm . **(134)** extremidade posterior. Barra = 125 μm . Probóscide (pr), ganchos (ga), tronco (tr), espinhos do tronco (etr), receptáculo da probóscide (rp), lemniscos (le), testículo (t), bolsa copulatória (bc), núcleos laterais do tegumento (nt) e poro genital (pg).



Figuras 135-137. Fotomicrografias das fêmeas de *Quadrigyrus torquatus*. **(135)** fêmea *in toto*. Barra = 500 µm; **(136)** fotomicrografia feita com contraste de fase do detalhe da probóscide. Barra = 50 µm; **(137)** fotomicrografia feita com contraste de fase do detalhe do tronco. Barra = 100 µm. Probóscide (pr), ganchos (ga), tronco (tr), espinhos do tronco (etr), receptáculo da probóscide (rp), lemniscos (le), ovário (ov), sino uterino (su), útero (u), esfíncter vaginal anterior (eva) e posterior (evp) e poro genital (pg).



Figuras 138 e 139. Fotomicrografias das fêmeas de *Quadrigyrus torquatus*. **(138)** detalhe da região anterior. Barra = 100 µm; **(139)** fotomicrografia feita com contraste de fase da extremidade posterior. Barra = 100 µm. Lemniscos (le), ovário (ov), núcleos laterais do tegumento (nt), sino uterino (su), útero (u), vagina (va), esfíncter vaginal anterior (eva) e posterior (evp) e poro genital (pg).



Palaeacanthocephala Meyer, 1931

Polymorphida Petrochenko, 1956

Polymorphidae Meyer, 1931

Corynosoma Lühe, 1904

Corynosoma sp. (cistacanto)

Figuras 140-146

Descrição. Polymorphidae. Baseada em um espécime (fêmea). Cistacanto de cor branca em vida. Probóscide armada com muitas fileiras de ganchos, ganchos distais maiores que os proximais. Receptáculo da probóscide de camada dupla e muscular (Figs 144 e 145). Tronco sem divisões em regiões, expandido anteriormente, com espinhos presentes por todo tronco, incluindo a região do poro genital (Figs 143-146). Lemniscos arredondados, não ultrapassando o receptáculo da probóscide (Fig. 144). Núcleos laterais no tegumento, pequenos e numerosos (Figs 143, 144 e 146).

Fêmea (n = 1): corpo com 1,8 mm de comprimento (sem considerar a probóscide), 0,8 mm de largura ao nível dos lemniscos e 0,48 mm de largura ao nível do meio do corpo (Fig. 144). Probóscide invaginada no espécime coletado, dotada de numerosos ganchos (Figs 140, 141, 144 e 145). Ganchos distais com 42,5 a 45 ($43,5 \pm 1,29$; n = 10) de comprimento e 12,5 a 17,5 ($14,75 \pm 1,84$; n = 10) de base (Fig. 140). Ganchos proximais com 19,88 a 26,96 ($22,37 \pm 2,6$; n = 8) de comprimento e 7,1 a 9,44 ($8 \pm 1,06$; n = 8) de base (Fig. 141). Tronco com numerosos espinhos, os anteriores com 7,5 a 12,5 ($10 \pm 2,04$; n = 10) de comprimento, raiz com 30 a 40 ($33 \pm 3,69$; n = 10) de comprimento, base 5 a 7,5 ($5,25 \pm 0,79$; n = 10) de largura; espinhos do meio do corpo com 7,5 a 10 ($9,25 \pm 1,21$; n = 10) de comprimento, raiz com 30 a 37,5 ($33,75 \pm 3,17$; n = 10) de comprimento, base com 7,5 de largura; espinhos da região do poro genital com

7,5 a 10 ($8 \pm 1,05$; $n = 10$) de comprimento, raiz com 27,5 a 37,5 ($31,5 \pm 2,93$; $n = 10$) de comprimento, base com 7,5 a 10 ($8,75 \pm 1,32$; $n = 10$) de largura (Figs 142-146). Sino uterino com 137,5 de comprimento e 120 de largura (Figs 143 e 146). Útero com 375 de comprimento e 20 de largura (Figs 143 e 146). Vagina com 97,5 de comprimento e 62,5 de largura, com dois esfínteres, o anterior com 50 de comprimento e 65 de largura e o posterior com 30 de comprimento e 55 de largura (Figs 143 e 146).

Resenha taxonômica

Hospedeiro: *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894).

Localidade: Praia da Alegria, Guaíba, RS.

Local de infecção: intestino.

Prevalência: 1,67%

Intensidade da infecção: 1 helminto.

Abundância média da infecção: 0,02 helminto/hospedeiro.

Amplitude da intensidade de infecção: 1.

Espécime depositado: CHDZ XXXX.

Comentários

Segundo AMIN (2013), a família Polymorphidae Meyer, 1931 agrupa os gêneros *Andracantha* Schmidt, 1975, *Ardeirhynchus* Dimitrova & Georgiev, 1994, *Arhythmorhynchus* Lühe, 1911, *Bolbosoma* Porta, 1908, *Corynosoma* Lühe, 1904, *Diplospinifer* Fukui, 1929, *Filicollis* Lühe, 1911, *Ibirhynchus* García-Valera, Pérez-Ponce de León, Aznar & Nadler, 2011, *Polymorphus* Lühe, 1911, *Profilicollis* Meyer, 1931, *Pseudocorynosoma* Aznar, Pérez-Ponce de León & Raga, 2006 e *Southwellina* Witenberg, 1932.

AZNAR *et al.* (2006) ao revisarem as espécies de *Corynosoma*, propuseram o gênero *Pseudocorynosoma* através da combinação de caracteres, ciclo de vida e padrões de relação parasito-hospedeiro. No gênero *Corynosoma* permaneceram as espécies que apresentam probóscide cilíndrica ou subcilíndrica; tronco com formato de cone, com a região anterior expandida para auxiliar na fixação do parasito; espinhos do tronco distribuídos assimetricamente; lemniscos arredondados menores ou até o nível do receptáculo da probóscide; parasitos de mamíferos marinhos e raramente de aves marinhas ou mamíferos terrestres, utilizando anfípodos como primeiro hospedeiro intermediário e peixes teleósteos como hospedeiros paratênicos. Para *Pseudocorynosoma*, foram transferidas as espécies que apresentam probóscide ovóide ou cilíndrica; tronco com formato cilíndrico sem região anterior expandida e frequentemente com uma constrição separando o ‘foretrunk’ do ‘hindtrunk’; espinhos do tronco com distribuição simétrica; lemniscos tubulares, muito maiores que o receptáculo da probóscide; são parasitos de aves aquáticas, geralmente anatídeos. Esta proposta foi aceita por AMIN (2013).

O espécime encontrado no presente estudo foi determinado como pertencente ao gênero *Corynosoma* por apresentar receptáculo da probóscide com camada dupla; tronco expandido anteriormente, não dividido em regiões e com numerosos espinhos distribuídos assimetricamente; lemniscos não ultrapassando o receptáculo da probóscide; e espinhos presentes na região do poro genital (YAMAGUTI 1963, AZNAR *et al.* 2006).

As espécies de *Corynosoma* infectam preferencialmente mamíferos aquáticos, mas existem duas espécies em aves piscívoras associadas ao ambiente marinho. Os registros existentes para as espécies de *Corynosoma* em habitats de água doce estão

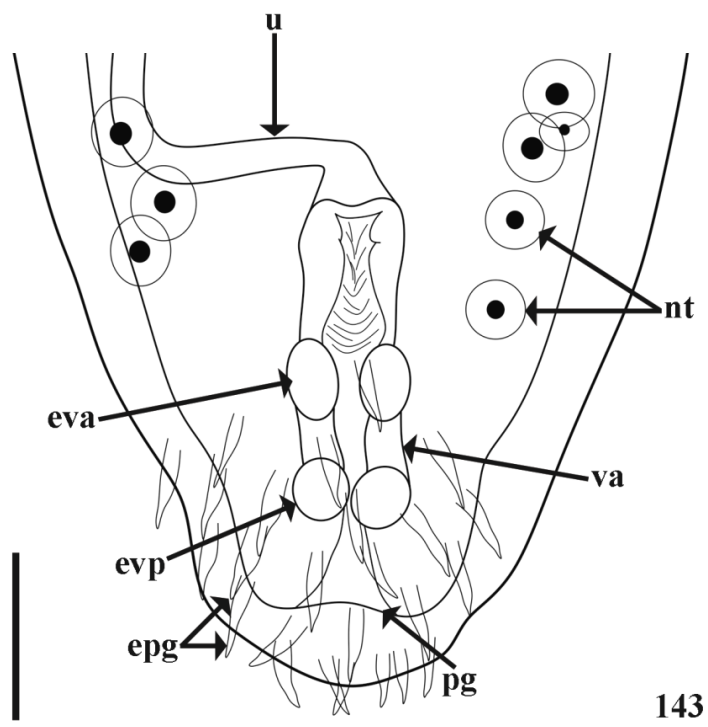
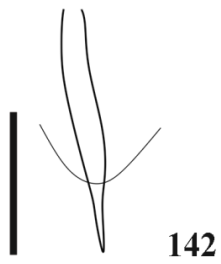
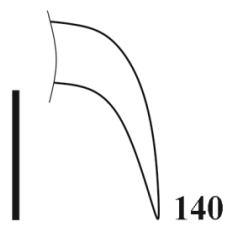
relacionados com a migração anádroma dos hospedeiros paratênicos ou com os movimentos sazonais dos hospedeiros definitivos (AZNAR *et al.* 2006).

Os lambaris não ocorrem no ambiente marinho e não realizam migrações anádromas, entretanto *A. jacuhiensis* ocorre na Laguna dos Patos onde no limite sul as águas deságuam no Oceano Atlântico formando uma região estuarina. A prevalência do cistacanto de *Corynosoma* foi 1,43%, com intensidade média de infecção de 1 helminto/hospedeiro. Esses parâmetros sugerem que *A. jacuhiensis* estaria desempenhando o papel de hospedeiro paratênico, ou apenas ser um hospedeiro acidental. Outros peixes teleósteos presentes na Laguna dos Patos devem ser os hospedeiros paratênicos preferenciais para esta espécie de *Corynosoma* que matura em algum hospedeiro de hábito marinho.

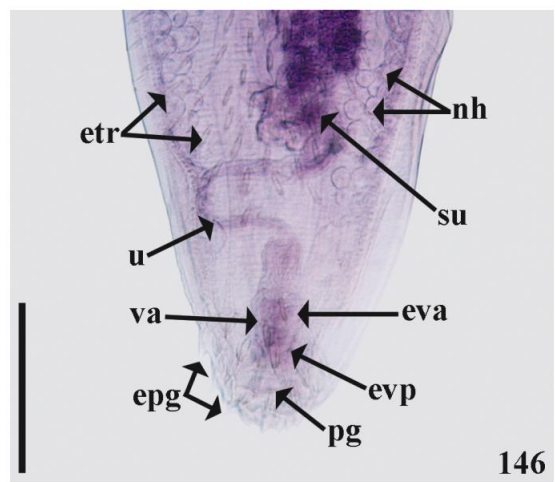
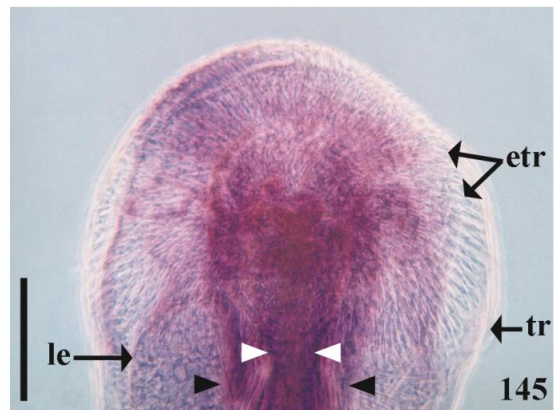
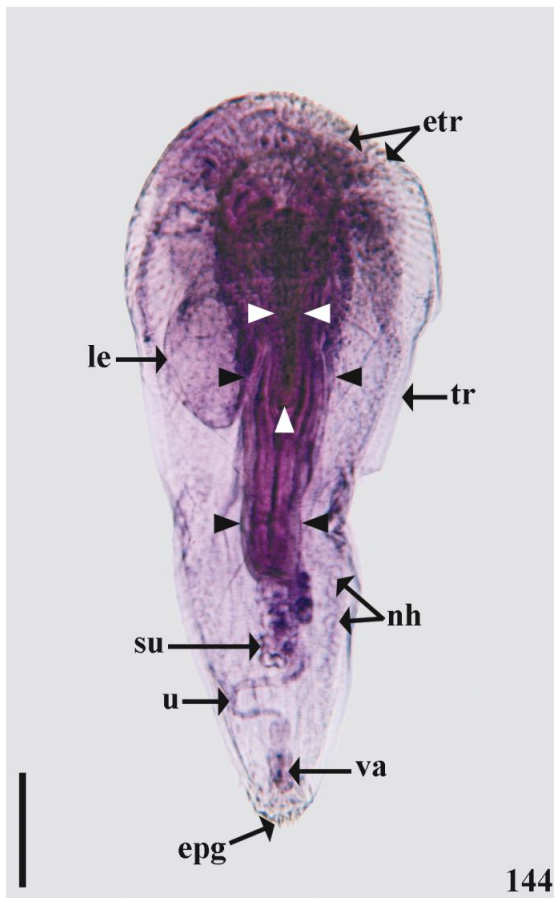
O cistacanto encontrado em *A. jacuhiensis* estava com a probóscide invaginada, portanto não foi possível a visualização do número e das fileiras de ganchos, impossibilitando a comparação com dados disponíveis na literatura. Embora as medidas dos ganchos estejam próximas das medidas registradas em *Corynosoma australe* Johnston, 1937 por KNOFF *et al.* (2001), as medidas dos espinhos do tronco foram maiores.

Segundo SANTOS *et al.* (2008), no Rio Grande do Sul existem registros de *Corynosoma* em diferentes espécies de peixes marinhos: *Co. australe* em *Micropogonias furnieri* (Demarest, 1823) (PEREIRA & NEVES 1993), *Squatina* sp., *Squalus megalops* (Macleay, 1881) e *Galeorhinus galeus* (Linnaeus, 1758) (KNOFF *et al.* 2001); *Corynosoma* sp. em *Umbrina canosai* Berg, 1895 (CEZAR & AMATO 1998), *Squatina* sp., *Sq. megalops* e *Ga. galeus* (KNOFF *et al.* 2001). Este é o primeiro registro de *Corynosoma* sp. em *A. jacuhiensis* para o Lago Guaíba, RS.

Figuras 140-143. Diagramas incompletos do cistacanto de *Corynosoma* sp. **(140)** gancho distal da probóscide. Barra = 25 μm ; **(141)** gancho proximal da probóscide. Barra = 10 μm ; **(142)** espinho do tronco. Barra = 25 μm ; **(143)** detalhe da extremidade posterior da fêmea. Núcleos do tegumento (nt), útero (u), esfíncter vaginal anterior (eva) e posterior (evp), vagina (va), espinhos próximos do poro genital (epg) e poro genital (pg). Barra = 100 μm .



Figuras 144-146. Fotomicrografias do cistacanto de *Corynosoma* sp. **(144)** fêmea *in toto*. Barra = 250 μm ; **(145)** fotomicrografia feita com contraste de fase do detalhe da região anterior. Barra = 200 μm ; **(146)** detalhe da região posterior. Barra = 200 μm . Probóscide (cabeça de seta branca), receptáculo da probóscide (cabeça de seta preta), tronco (tr), espinhos do tronco (etr), lemnisco (le), núcleos do tegumento (nh), sino uterino (su), útero (u), vagina (va), espinhos próximos do poro genital (epg), esfíncter vaginal anterior (eva) e posterior (evp) e poro genital (pg).



4.1.5. Nematoides

Nematoda Rudolphi, 1808

Chromadoreia Inglis, 1983

Chromadoria Pearse, 1942

Rhabditia Chitwood, 1933

Spirurina Railliet, 1914

Spiruromorpha Ley & Blaxter, 2002

Camallanoidea Railliet & Henry, 1915

Camallanidae Railliet & Henry, 1915

Procamallanus Baylis, 1923

Procamallanus (Spirocamallanus) hilarii Vaz & Pereira, 1934

Figuras 147-168

Descrição. Spiruroidea, Camallanidae. Baseada em 37 espécimes (15 machos e 15 fêmeas montados em lactofenol, duas fêmeas montadas *en face* e cinco machos examinados em MEV). Nematoides de cor avermelhada em vida, com cutícula estriada transversalmente. Abertura bucal oval, cercada por seis elevações (uma ventral, uma dorsal e quatro laterais) e oito papilas distribuídas em dois círculos (quatro papilas internas e quatro papilas externas maiores que as internas) (Figs 148, 155, 156 e 166). Cápsula bucal de cor marrom-amarelada, esclerotizada, com 13-16 espirais internas, contínuas, algumas incompletas (Figs 147, 149, 154, 165 e 166). Anel basal esclerotizado entre a cápsula bucal e o esôfago muscular (Figs 147, 149 e 154). Esôfago dividido em partes muscular e glandular, sendo a muscular com menor comprimento (Figs 147, 149, 154 e 158). Anel nervoso anterior aos deirídeos e ao poro excretor (Figs 147, 149, 157, 165 e 167).

Machos (n = 15). Corpo com 6,34 a 9,07 mm ($7,58 \pm 0,89$ mm; n = 15) de comprimento, 0,16 a 0,22 mm ($0,18 \pm 0,02$ mm; n = 15) de largura. Cápsula bucal com 45 a 70 ($53,17 \pm 5,71$; n = 15) de comprimento, 52,5 a 65 ($56,67 \pm 3,74$; n = 15) de largura, apresentando 13-16 espirais internas. Anel basal com 7,5 a 12,5 ($9,67 \pm 1,3$; n = 15) de comprimento, 20 a 40 ($32,5 \pm 4,82$; n = 15) de largura. Esôfago muscular com 340 a 460 ($390 \pm 34,11$; n = 15) de comprimento, 50 a 70 ($59,67 \pm 5,5$; n = 15) e 100 a 130 ($113,33 \pm 10,47$; n = 15) de largura nas extremidades anterior e posterior, respectivamente; esôfago glandular com 1,04 a 1,77 mm ($1,4 \pm 0,2$ mm; n = 15) de comprimento, 0,09 a 0,14 mm ($0,11 \pm 0,01$ mm; n = 15) de largura. Comprimento do esôfago representando 23,54% do comprimento total do corpo, porção muscular correspondendo a 27,9% da porção glandular. Anel nervoso 162,5 a 222,5 ($195,83 \pm 16,63$; n = 15) distante da extremidade anterior. Deirídeos 185 a 282,5 ($235 \pm 24,68$; n = 12) distantes da extremidade anterior. Poro excretor se distanciando 215 a 352,5 ($279,17 \pm 36,37$; n = 15) da extremidade anterior. Extremidade posterior do corpo com oito pares de papilas: quatro papilas pré-cloacais e quatro papilas pós-cloacais (Figs 150, 159 e 168). Espículos similares, extremidade distal bifurcada, o menor com 52,5 a 77,5 ($64,83 \pm 5,94$; n = 15) de comprimento e o maior com 62,5 a 87,5 ($72,83 \pm 6,54$; n = 15) de comprimento (Figs 150, 151 e 160). Gubernáculo ausente. Cloaca 120 a 200 ($162,83 \pm 25,03$; n = 15) distante da extremidade posterior e cauda terminando numa ponta (Figs 150, 159 e 168).

Fêmeas (n = 15). Corpo com 12,92 a 18,78 mm ($15,69 \pm 1,93$ mm; n = 15) de comprimento, 0,22 a 0,44 mm ($0,34 \pm 0,06$ mm; n = 15) de largura. Cápsula bucal com 55 a 65 ($60 \pm 3,13$; n = 15) de comprimento, 60 a 72,5 ($66,67 \pm 3,62$; n = 15) de largura, apresentando 13-16 espirais internas. Anel basal com 7,5 a 12,5 ($10,67 \pm 1,48$; n = 15)

de comprimento, 35 a 45 ($39,67 \pm 2,81$; $n = 15$) de largura. Esôfago muscular com 370 a 520 ($434 \pm 36,41$; $n = 15$) de comprimento, 60 a 80 ($69,33 \pm 4,58$; $n = 15$) e 120 a 150 ($128,67 \pm 9,9$; $n = 15$) de largura nas extremidades anterior e posterior, respectivamente; esôfago glandular com 1,15 a 2,22 mm ($1,77 \pm 0,26$ mm; $n = 15$) de comprimento, 0,12 a 0,17 mm ($0,14 \pm 0,01$ mm; $n = 15$) de largura. Comprimento do esôfago representando 11,29% do comprimento total do corpo, porção muscular correspondendo a 24,5% da porção glandular. Anel nervoso 182,5 a 232,5 ($207,17 \pm 14,48$; $n = 15$) distante da extremidade anterior. Deirídeos 250 a 350 ($285,77 \pm 34,86$; $n = 13$) distantes da extremidade anterior. Poro excretor se distanciando 280 a 410 ($341,04 \pm 47,07$; $n = 12$) da extremidade anterior. Vulva na região pós-equatorial do corpo, 5,48 a 7,94 mm ($6,82 \pm 0,76$ mm; $n = 15$) distante da extremidade posterior (Figs 152 e 161). Ovos com 7,5 a 10 ($9 \pm 1,29$; $n = 10$) de comprimento e 5 a 10 ($7,5 \pm 1,67$; $n = 10$) de largura. Primeiro estágio larval com 390 a 529,5 ($514,97 \pm 60,38$; $n = 15$) de comprimento e 25 a 32,5 ($27 \pm 3,02$; $n = 15$) de largura (Figs 162, 163 e 164). Ânus 80 a 140 ($111,33 \pm 16,42$; $n = 15$) distante da extremidade posterior, com cauda terminando em uma ponta (Figs 153 e 162).

Resenha taxonômica

Sinônimos: *Procamallanus cearensis* Pereira, Dias & Azevedo 1936; *Spirocamallanus incarocai* Freitas & Ibañez, 1970.

Hospedeiros: *Astyanax* aff. *fasciatus* (Cuvier, 1819); *Astyanax jacuhiensis* (Cope, 1894).

Localidades: Praia da Alegria, Guaíba e Barra do Ribeiro, RS.

Locais de infecção: estômago e intestino.

Prevalência: 68,6% (*A. aff. fasciatus*) e 18,33% (*A. jacuhiensis*).

Intensidade média da infecção: 2,33 helmintos/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e, 4,82 helmintos/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Abundância média da infecção: 1,6 helmintos/hospedeiro (*A. aff. fasciatus*) e, 0,88 helminto/hospedeiro (*A. jacuhiensis*).

Amplitude das intensidades de infecção: 1-5 helmintos (*A. aff. fasciatus*) e, 1-33 helmintos (*A. jacuhiensis*).

Espécimes depositados: CHIOC nº XXXX- macho, XXXX- fêmea.

Comentários

O gênero *Procamallanus* foi proposto por BAYLIS (1923) para acomodar *Cucullanus laeviconchus* Wedl, 1862 parasito de peixes siluriformes de água doce, devido à morfologia da cápsula bucal. Segundo MORAVEC *et al.* (2000), o referido gênero agrupa várias espécies parasitas de peixes de água doce e salgada. OLSEN (1952) propôs o gênero *Spirocamallanus* para acomodar espécies que apresentavam espessamentos espiralados na cápsula bucal, entretanto MORAVEC & SEY (1988) consideraram *Spirocamallanus* como subgênero de *Procamallanus*, baseado na presença de cápsula bucal com espirais internas em machos e fêmeas. GIBBONS (2010) considera esta proposta válida e reconhece mais seis subgêneros agrupados em *Procamallanus*.

Segundo PETER (1979), a cápsula bucal ancestral hipotética dos *Procamallanus* não apresentava espessamentos e possuía duas divisões. Desta condição, evoluíram dois grupos, com e sem espessamentos. As espécies mais primitivas de *Procamallanus*, caracterizadas pela ausência de espessamentos na cápsula bucal, tiveram sua origem na Ásia com radiação evolutiva após a diversificação dos silurioides. Destes *Procamallanus* primitivos, ocorreu a radiação de um grupo para a África e outro para a América. A origem do grupo de espécies parasitas de peixes caracídeos na América do

Sul, que apresentam espessamentos na cápsula bucal e uma diminuição no número de papilas pré-cloacais é difícil de ser determinada, no entanto supõe-se que tenham chegado à América do Sul através da América do Norte e Central (PETTER 1979).

Para a Região Neotropical foram registradas espécies de *Procamallanus* pertencentes aos subgêneros *Procamallanus* Baylis, 1923, *Spirocamallanus* e *Denticamallanus* Moravec & Thatcher, 1997 (MORAVEC 1998; LUQUE *et al.* 2011). Segundo LUQUE *et al.* (2011), no Brasil foram registradas 22 espécies de *Procamallanus*: *Procamallanus (Procamallanus) annipetterae* Kohn & Fernandes, 1988, *Procamallanus (Procamallanus) peraccuratus* Pinto, Fábio, Noronha & Rolas, 1976, *Procamallanus (Denticamallanus) dentatus* Moravec & Thatcher, 1997, *Procamallanus (Spirocamallanus) amarali* Vaz & Pereira, 1934, *Procamallanus (Spirocamallanus) barroslimai* Pereira, 1935, *Procamallanus (Spirocamallanus) belenensis* Giese, Santos & Lanfredi, 2009, *Procamallanus (Spirocamallanus) caballeroi* Bashirullah, 1977, *Procamallanus (Spirocamallanus) cruzi* Guimarães, Cristofaro & Rodrigues, 1976, *Procamallanus (Spirocamallanus) freitasi* (Moreira, Oliveira & Costa, 1991) Moravec, 1998, *Procamallanus (Spirocamallanus) halitrophus* (Fusco & Overstreet, 1978) Cárdenas & Lanfredi, 2005, *Procamallanus (Spirocamallanus) hilarii* Vaz & Pereira, 1934, *Procamallanus (Spirocamallanus) iheringi* Travassos, Artigas & Pereira, 1928, *Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus* Travassos, Artigas & Pereira, 1928, *Procamallanus (Spirocamallanus) macaensis* Vicente & Santos, 1972, *Procamallanus (Spirocamallanus) paraensis* Pinto & Noronha, 1976, *Procamallanus (Spirocamallanus) pereirai* (Annereaux, 1946) Pinto, Vicente & Noronha, 1984, *Procamallanus (Spirocamallanus) pexatus* Pinto, Fábio, Noronha & Rolas, 1976, *Procamallanus (Spirocamallanus) pimelodus* Pinto, Fábio, Noronha & Rolas, 1974, *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii* (Kohn & Fernandes,

1988), *Procamallanus (Spirocamallanus) rarus* Travassos, Artigas & Pereira, 1928, *Procamallanus (Spirocamallanus) saofranciscensis* (Moreira, Oliveira & Costa, 1994) Moravec, 1998 e *Procamallanus (Spirocamallanus) solani* Pinto, Fábio, Noronha & Rolas, 1975.

VAZ & PEREIRA (1934) descreveram *Procamallanus hilarii* parasitando o intestino delgado de *Salminus hilarii* Valenciennes, 1849 provenientes da Represa de Santo Amaro, SP, Brasil. Posteriormente, a espécie foi alocada no subgênero *Spirocamallanus* por apresentar a cápsula bucal com espirais internas nos machos e nas fêmeas. A espécie foi redescrita por PINTO & NORONHA (1976) e RODRIGUES *et al.* (1991), entretanto as figuras apresentadas pelos autores foram retiradas da descrição original de VAZ & PEREIRA (1934).

Nematoides encontrados na porção anterior e média do intestino delgado de *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* foram identificados de acordo com as chaves propostas por RODRIGUES *et al.* (1991) e MORAVEC (1998). Os espécimes foram determinados como *Pr. (Spi.) hilarii* por apresentarem cápsula bucal com espirais internas em ambos os sexos e esôfago glandular com pelo menos três vezes o comprimento do esôfago muscular.

Segundo MORAVEC (1998), as espécies de *Procamallanus* apresentam seis elevações distribuídas sobre a região anterior da cápsula bucal, oito papilas arranjadas em dois círculos e um par de anfídios laterais. Para *Pr. (Spi.) hilarii*, o autor supracitado descreveu a abertura oral com formato circular, entretanto nos espécimes examinados no presente estudo, a abertura bucal tem formato oval. RAMALHO (1997) citou para a espécie a presença de três pares, um lateral e dois medianos, de pequenas papilas cefálicas que representam as elevações cuticulares descritas por MORAVEC (1998) e que

foram observadas nos espécimes examinados no presente estudo (Figs 148, 155, 156 e 166).

Em relação à extremidade posterior do macho, existem diferenças na morfologia: nas espécies consideradas sinônimas de *Pr. (Spi.) hilarii*, PEREIRA *et al.* (1936) e FREITAS & IBAÑEZ (1970) citaram a presença de asas caudais delgadas. RODRIGUES *et al.* (1991) e MORAVEC (1998) citaram *Pr. (Spi.) hilarii* com machos sem asas caudais, como foi observado nos espécimes examinados no presente estudo (Figs 150, 159 e 168). Além disso, FREITAS & IBAÑEZ (1970) e RAMALHO (1997) citaram a presença de oito pares de papilas pedunculadas, entretanto esses pares de papilas são sésseis, como descrito nos demais estudos, e observado nos espécimes do presente estudo (Figs 150, 159 e 168). Dentre os diagramas dos espículos disponíveis na literatura, os que se aproximam da morfologia observada nos espécimes examinados no presente estudo, estão os espículos representados por PEREIRA *et al.* (1936), entretanto a bifurcação agora observada na extremidade distal nunca havia sido descrita para a espécie.

As medidas realizadas estão próximas das encontradas na literatura (VAZ & PEREIRA 1934, PEREIRA *et al.* 1936, PINTO & NORONHA 1976, RODRIGUES *et al.* 1991, FREITAS & IBAÑEZ 1970, RAMALHO 1997), entretanto, os machos e as fêmeas agora medidos (7,58 e 15,69 respectivamente) são maiores com exceção das fêmeas medidas por FREITAS & IBAÑEZ (1970). Nas fêmeas medidas por FREITAS & IBAÑEZ (1970), a vulva localiza-se a 2,4 mm da extremidade posterior, medida na qual comparada, está abaixo do valor encontrado no presente estudo (6,82 mm) e demais estudos.

Na Região Neotropical, *Pr. (Spi.) hilarii* foi registrada no Peru em *Pygidium punctulatum* (= *Trichomycterus piurae* (Eigenmann, 1922) (FREITAS & IBAÑEZ 1970), na Argentina em *A. abramis*, *A. bimaculatus*, *A. fasciatus*, *Hoplias malabaricus*

malabaricus (= *H. malabaricus*), *Leporinus obtusidens* (Valenciennes, 1836), *Oligosarcus jenynsii* (Günther, 1864), *Pimelodus albicans* (Valenciennes, 1840) e *Salminus maxillosus* (= *Salminus brasiliensis* (Cuvier, 1816)), (RAMALHO 1997, 2005b).

No Brasil, *Pr. (Spi.) hilarii* foi registrada nos Estados do Ceará em *A. bimaculatus* e *Steindachnerina elegans* (Steindachner, 1874) (PEREIRA *et al.* 1936); do Rio de Janeiro em *A. bimaculatus* e *A. parahybae* (ABDALLAH *et al.* 2004); de São Paulo em *A. bimaculatus* (KLOSS 1966), *Astyanax bimaculatus schubarti* (= *A. bimaculatus*) (KOHN & FERNANDES 1987), *Salminus hilarii* Valenciennes, 1850 (VAZ & PEREIRA 1934), em lambaris indeterminados (PINTO & NORONHA 1976); do Paraná, em *Astyanax fasciatus fasciatus* (= *A. fasciatus*) (KOHN *et al.* 1988), *A. fasciatus* e lambaris indeterminados (PINTO & NORONHA 1976); do Rio Grande do Sul em *Acestrorhynchus microlepis* (Schomburgk, 1841), *Astyanax bimaculatus schubarti* (= *A. jacuhiensis*), *Astyanax fasciatus fasciatus* (= *A. aff. fasciatus*), *Hoplias lacerdae* Miranda Ribeiro, 1908, *Hoplias malabaricus malabaris* (= *H. malabaricus*) e *Rhamdia quelen* (Quoy & Gaimard, 1824) (KOHN *et al.* 1989).

A espécie de caracídeo *Oligosarcus macrolepis* (Steindachner, 1877) aparece na lista de LUQUE *et al.* (2011) como hospedeira de *Pr. (Spi.) hilarii* mas sem referência ao local de coleta. Segundo LIMA *et al.* (2003) e BUCKUP *et al.* (2007), *O. macrolepis* ocorre na bacia do Rio Jequitinhonha, nos Estados da Bahia e Minas Gerais, e os registros apresentados por LUQUE *et al.* (2011) compreendem os Estados do Ceará, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná e Rio Grande do Sul.

Os parâmetros ecológicos das infecções encontrados foram: prevalência de 68,6% e 18,33%, intensidade média de 2,33 e 4,82 helmintos/hospedeiro e abundância média de 1,60 e 0,88 helmintos/hospedeiro em *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis*, respectivamente. Na Argentina, RAMALHO (2005b) registrou prevalência de 52% com

intensidade média de 2,70 em *A. abramis* (n = 228) prevalência de 45% com intensidade média de 2,8 e prevalência de 40% com intensidade média de 1,8 em *A. bimaculatus* (n = 124, 37) do Rio Hondo e Dique Escaba, respectivamente; e prevalência de 56% com intensidade média de 2,4 em *A. fasciatus* (n = 412).

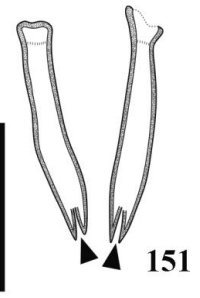
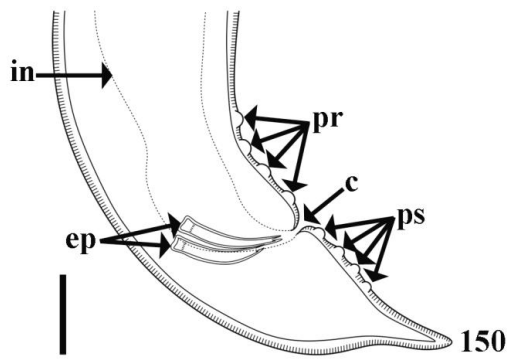
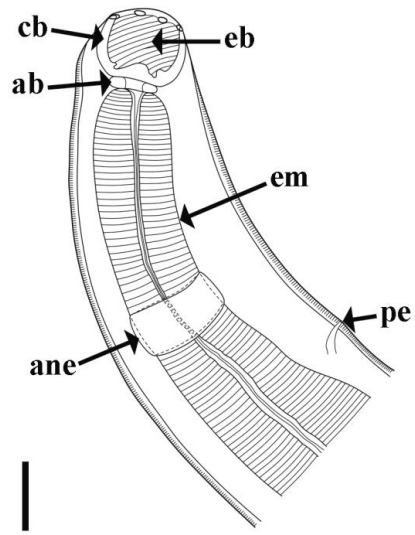
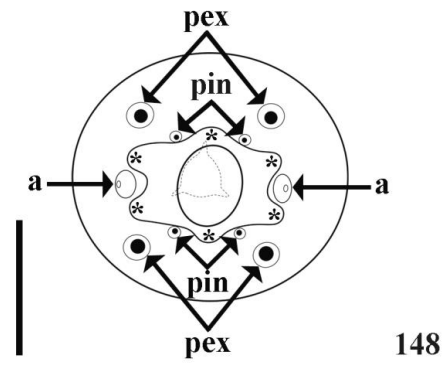
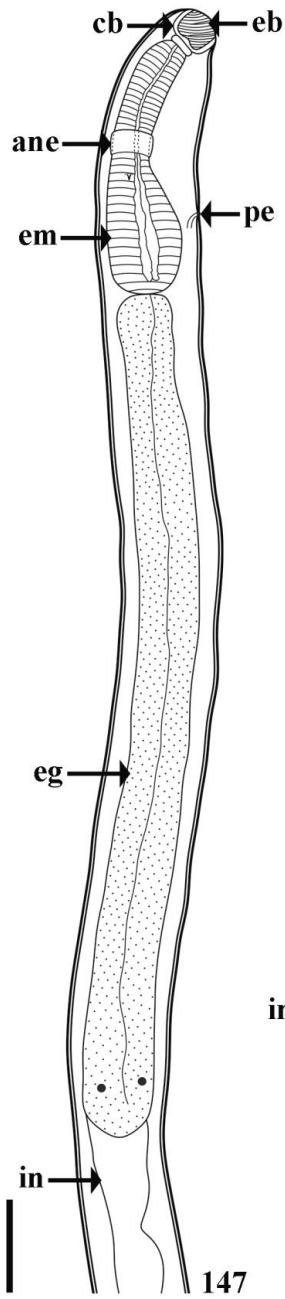
No Brasil, KOHN & FERNANDES (1987) registraram prevalência de 4,35% em *A. bimaculatus schubarti* (= *A. bimaculatus*) (n = 23) para o Estado de São Paulo. Para *A. fasciatus fasciatus* (= *A. fasciatus*) (n = 16) coletados no Paraná, KOHN *et al.* (1988) registraram uma prevalência de 6,25%, com intensidade média de 1 e abundância média de 0,06. KOHN *et al.* (1989) registraram prevalência de 64,71%, intensidade média de 1,82 e abundância média de 1,18 em *A. bimaculatus schubarti* (= *A. jacuhiensis*) (n = 17); prevalência de 25%, intensidade média de 1 e abundância média de 0,25 em *A. fasciatus* (= *A. aff. fasciatus*) (n = 8); prevalência de 45,45%, intensidade de 3 e abundância de 1,36 em *A. macrolepis* (n = 11); prevalência de 33,33%, intensidade média de 1 e abundância de 0,33 em *H. lacerdae* (n = 3); e prevalência de 17%, intensidade média de 2 e abundância média de 0,17 em *H. malabaricus* (n = 6); prevalência de 12%, intensidade média de 2 e abundância média de 0,12 em *R. quelen* (n = 8). No Rio de Janeiro, ABDALLAH *et al.* (2004) registraram uma prevalência de 2,5%, intensidade média de 1 e abundância média de 0,02 em *A. bimaculatus* (n = 40); prevalência de 5%, intensidade média de 1 e abundância média de 0,05 em *A. parahybae* (n = 40).

Com exceção aos estudos de RAMALHO (2005b) e KOHN *et al.* (1989) (considerando o baixo número amostral e os parâmetros de *A. bimaculatus schubarti* (= *A. jacuhiensis*), *A. fasciatus* (= *A. aff. fasciatus*), *A. macrolepis* e *H. lacerdae*), os valores encontrados foram menores que os observados em *A. aff. fasciatus* no presente estudo. No ciclo de vida das espécies de *Procamallanus*, copépodes são considerados

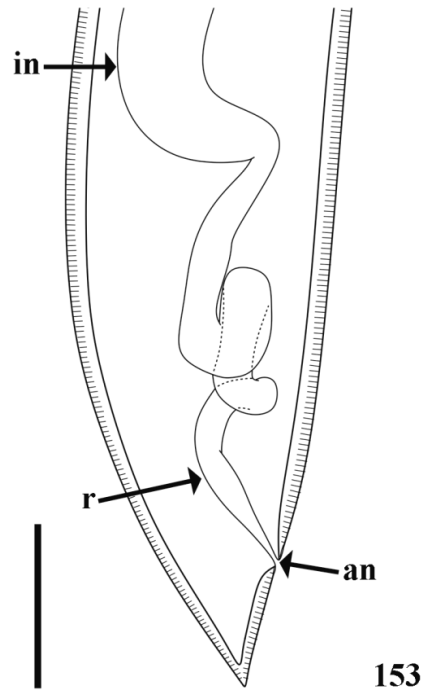
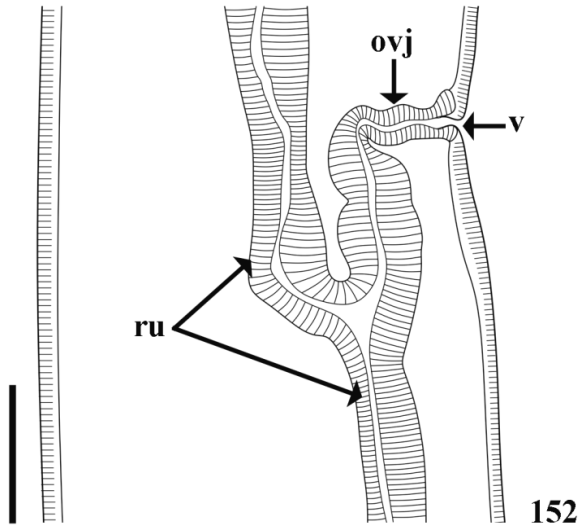
como primeiro hospedeiro intermediário e peixes predadores são considerados hospedeiros definitivos (ANDERSON 2000). A diferença encontrada nos parâmetros ecológicos de *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* pode ser explicada pela baixa ingestão de copépodes por *A. jacuhiensis*, reflexo da dieta mais herbívora desta espécie. A variação nos parâmetros ecológicos de *Pr. (Spi.) hilarii* pode também estar associada com a dieta (baixa ingestão de copépodes), ou ainda com a disponibilidade de copépodes infectados no ambiente.

Apesar de *Pr. (Spi.) hilarii* ter sido registrada por KOHN *et al.* (1989) em *Astyanax bimaculatus schubarti* (= *A. jacuhiensis*) e *Astyanax fasciatus fasciatus* (= *A. aff. fasciatus*) de Passo Fundo, RS, não existem estudos comparativos sobre a morfologia e os parâmetros ecológicos desta espécie de nematoíde. Este é o primeiro registro de *Pr. (Spi.) hilarii* para o Lago Guaíba, RS.

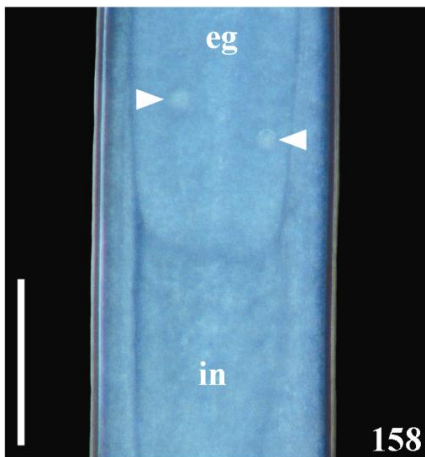
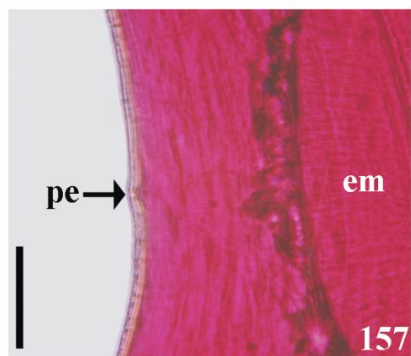
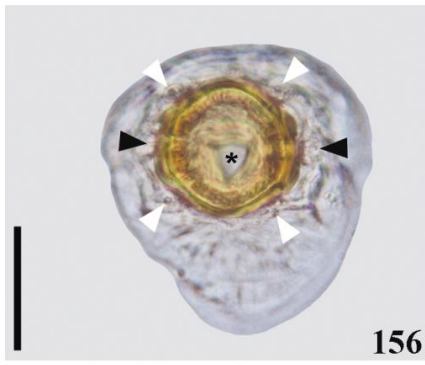
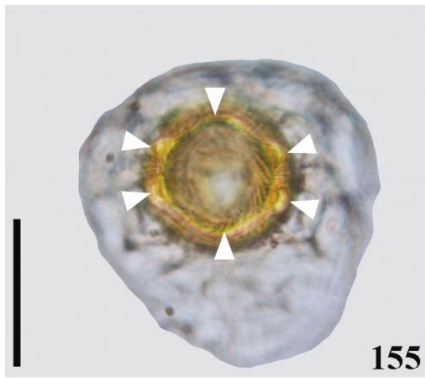
Figuras 147-151. Diagramas incompletos dos machos de *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *hilarii*. (147) extremidade anterior. Barra = 150 µm; (148) corte *en face*. Barra = 50 µm; (149) detalhe da região anterior. Barra = 50 µm; (150) extremidade posterior. Barra = 50 µm; (151) detalhe em vista ventral dos espículos mostrando a bifurcação distal (cabeça de seta preta). Barra = 50 µm. Cápsula bucal (cb), espessamentos em espiral (eb), anel nervoso (ane), poro excretor (pe), esôfago muscular (em), esôfago glandular (eg), intestino (in), papilas externas (pex), papilas internas (pin), anfídios (a), elevações cuticulares (asterisco), anel basal (ab), espículos (ep), papilas pré-cloacais (pr), cloaca (c) e papilas pós-cloacais (ps).



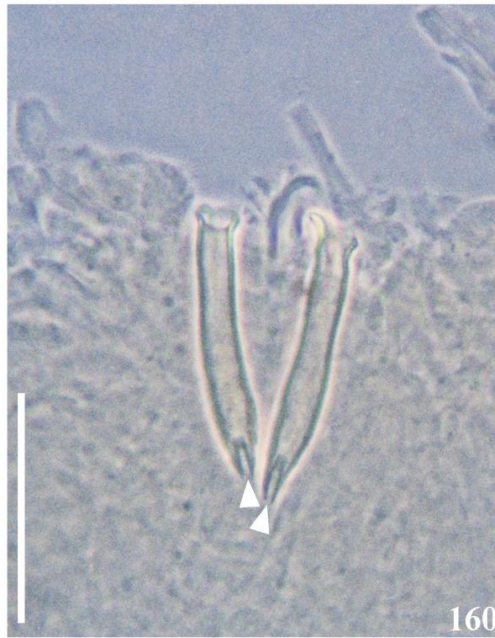
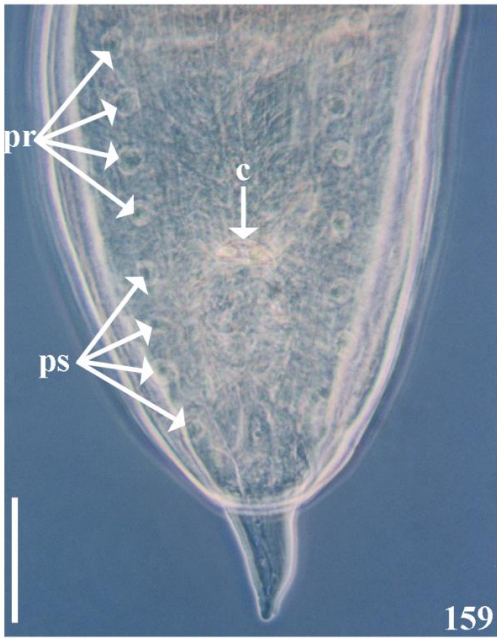
Figuras 152 e 153. Diagramas incompletos das fêmeas de *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *hilarii*. **(152)** região da vulva. Barra = 100 µm; **(153)** extremidade posterior de uma fêmea jovem. Barra = 150 µm. Vulva (v), ovojector (ovj), ramos uterinos (ru), intestino (in), reto (r) e ânus (an).



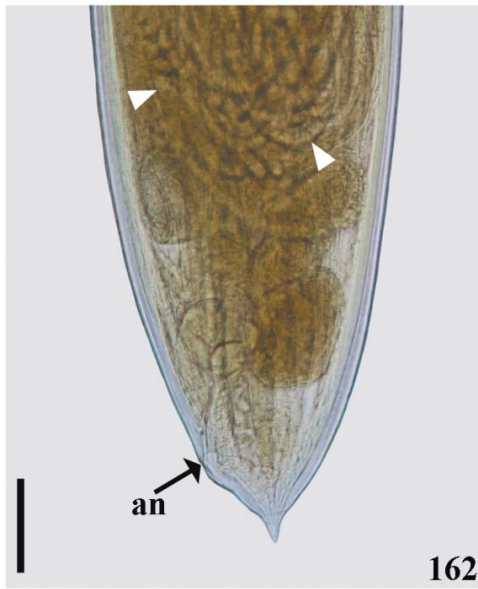
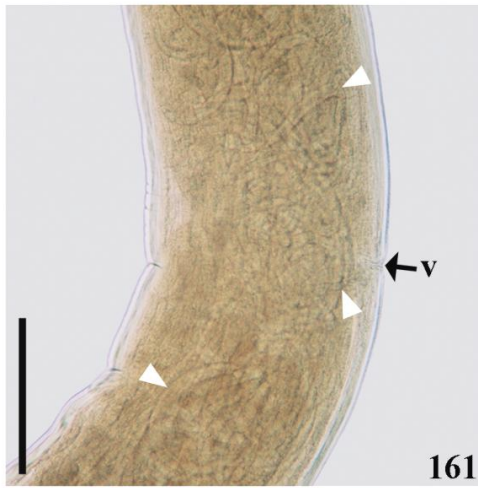
Figuras 154-158. Fotomicrografias de *Procamallanus (Spirocamallanus) hilarii*. **(154)** fotomicrografia feita com contraste de fase da extremidade anterior. Barra = 100 μm ; **(155)** corte *en face* mostrando as elevações cuticulares (cabeça de seta branca). Barra = 50 μm ; **(156)** corte *en face* mostrando papilas externas (cabeça de seta branca), anfíbios (cabeça de seta preta) e a porção proximal da cápsula bucal (asterisco). Barra = 50 μm ; **(157)** detalhe de estruturas em espécime corado com rosa de Bengala. Barra = 50 μm ; **(158)** fotomicrografia em campo escuro mostrando os núcleos de células (cabeça de seta branca). Barra = 100 μm . Cápsula bucal (cb), espessamentos em espiral (eb), anel basal (ab), esôfago muscular (em) e esôfago glandular (eg), poro excretor (pe) e intestino (in).



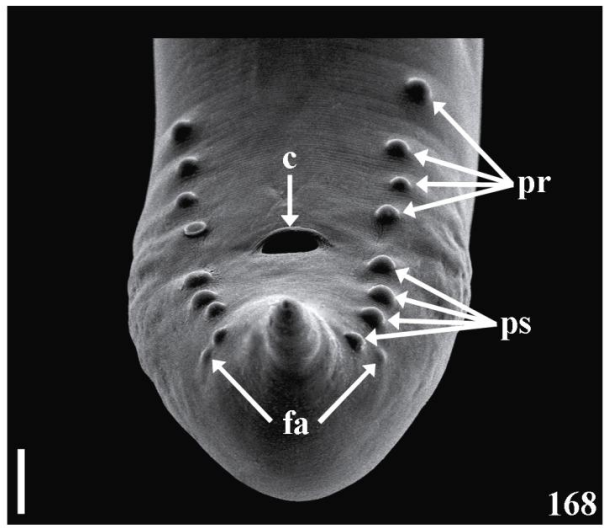
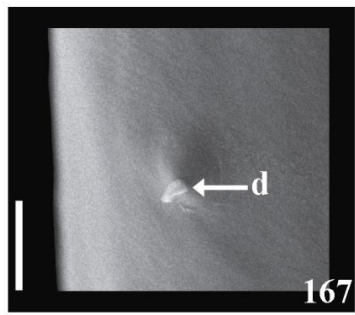
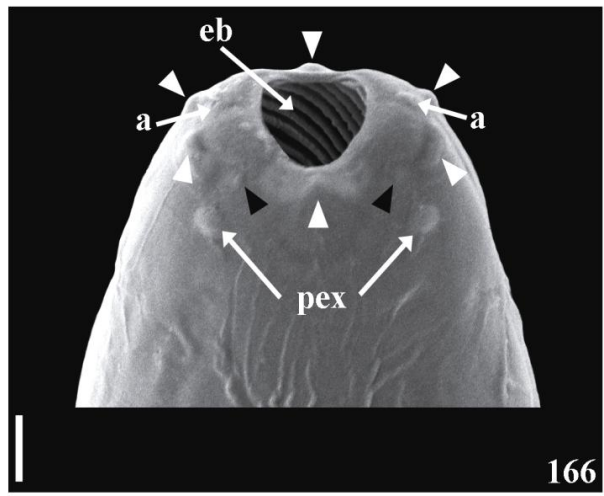
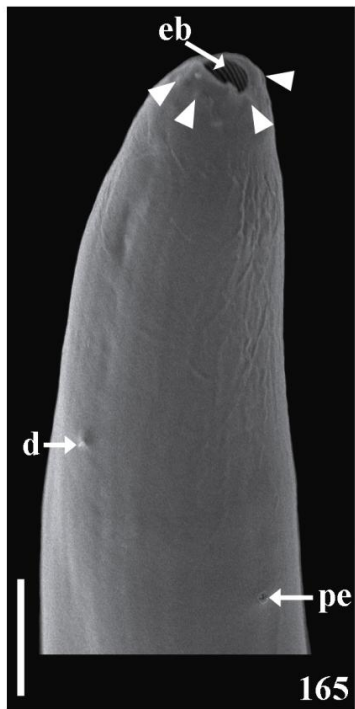
Figuras 159 e 160. Fotomicrografias feitas com contraste de fase dos machos de *Procamallanus (Spirocamallanus) hilarii*. **(159)** extremidade posterior. Barra = 50 μm ; **(160)** detalhe em vista ventral dos espículos com bifurcação distal (cabeça de seta branca). Barra = 50 μm . Papilas pré-cloacais (pr), cloaca (c) e papilas pós-cloacais (ps).



Figuras 161-164. Fotomicrografias das fêmeas de *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *hilarii*. **(161)** região da vulva (v) e larvas L1 (cabeça de seta branca). Barra = 250 μm ; **(162)** extremidade posterior de uma fêmea grávida. Barra = 100 μm ; **(163)** fotomicrografia feita com contraste de fase de uma larva L1 mostrando cauda (cabeça de seta branca). Barra = 100 μm ; **(164)** larva L1 corada com rosa de Bengala mostrando a cauda (cabeça de seta branca). Barra = 100 μm . Ânus (an)



Figuras 165-168. Microscopia eletrônica de varredura de *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *hilarii*. **(165)** extremidade anterior com elevações cuticulares (cabeça de seta branca). Barra = 50 μm ; **(166)** detalhe da extremidade anterior com elevações cuticulares (cabeça de seta branca) e papilas internas (cabeça de seta preta). Barra = 10 μm ; **(167)** detalhe do deirídeo. Barra = 10 μm ; **(168)** extremidade posterior do macho. Barra = 20 μm . Espessamentos em espirais (eb), deirídeos (d), poro excretor (pe), papilas externas (pex), anfídios (a), papilas pré-cloacais (pr), cloaca (c), papilas pós-cloacais (ps) e fasmídeos (fa).



Thelazioidea Skrjabin, 1915**Rhabdochonidae** Travassos, Artigas & Pereira, 1928***Rhabdochona*** Railliet, 1916***Rhabdochona (Rhabdochona) acuminata*** (Molin, 1860)

Figuras 169-181

Descrição. Thelazioidea, Rhabdochonidae. Baseada em 10 espécimes (três machos e sete fêmeas) montados em lactofenol. Nematoides de tamanho médio, com cutícula estriada transversalmente. Abertura bucal oval, com quatro papilas, duas ventrais e duas dorsais (Fig. 169). Vestíbulo com prostômio em formato de funil armado anteriormente com 14 projeções longitudinais parecidas com dentes na superfície interna (Figs 169, 176, 177 e 178). Prostômio com dente basal (Fig. 169). Deirídeos simples, anteriores ao anel nervoso e ao poro excretor (Figs 169, 177 e 178). Esôfago dividido em partes muscular e glandular, sendo a muscular com menor comprimento. Cauda terminando pontiaguda em ambos os sexos.

Machos (n = 3). Corpo com 16,46 a 18,18 mm ($17,6 \pm 0,99$ mm; n = 3) de comprimento, 0,1 a 0,21 mm ($0,14 \pm 0,06$ mm; n = 3) de largura. Prostômio com 40 a 42,5 ($40,83 \pm 1,44$; n = 3) de comprimento, 27,5 a 30 ($29,17 \pm 1,44$; n = 3) de largura. Vestíbulo (incluindo prostômio) com 127,5 a 137,5 ($134,17 \pm 5,78$; n = 3) de comprimento, 12,5 a 15 ($14,17 \pm 1,44$; n = 3) de largura. Deirídeos 40 a 45 ($42,5 \pm 2,5$; n = 3) distantes da extremidade anterior. Anel nervoso e poro excretor 192,5 a 232,5 ($205,83 \pm 23,1$; n = 3) e 330 a 350 ($339,17 \pm 10,1$; n = 3) distantes da extremidade anterior, respectivamente. Esôfago muscular com 480 a 600 ($500 \pm 91,65$; n = 3) de comprimento, 50 de largura; esôfago glandular com 4,73 a 5,02 mm ($4,9 \pm 0,15$ mm; n = 3) de comprimento, 0,12 a 0,17 mm ($0,15 \pm 0,03$ mm; n = 3) de largura. Comprimento

do esôfago representando 28,12% do comprimento total do corpo, porção muscular correspondendo a 10,1% da porção glandular. Extremidade posterior do corpo com 16 pares de papilas: 10 pares de papilas pré-cloacais, sendo o quarto par (da cloaca em direção à extremidade anterior) mais lateral e seis pares de papilas pós-cloacais, sendo o segundo par (da cloaca em direção à extremidade posterior) mais lateral (Figs 170 e 175). Espículos desiguais, o direito menor com 130 a 142,5 ($135,83 \pm 6,3$; $n = 3$) de comprimento (Figs 170, 171 e 175) e o esquerdo com 395 a 445 (420 ± 25 ; $n = 3$) de comprimento (Figs 170, 172 e 175). Cloaca 320 a 440 ($390,83 \pm 25$; $n = 3$) distante da extremidade posterior (Figs 170 e 175).

Fêmeas ($n = 7$). Corpo com 35,3 a 41,78 mm ($37,95 \pm 2,02$ mm; $n = 7$) de comprimento, 0,34 a 0,42 mm ($0,36 \pm 0,03$ mm; $n = 7$) de largura. Prostômio com 45 a 52,5 ($49,29 \pm 2,38$; $n = 7$) de comprimento, 22,5 a 37,5 ($29,64 \pm 5,67$; $n = 7$) de largura. Vestíbulo (incluindo prostômio) com 135 a 160 ($145,36 \pm 9,29$; $n = 7$) de comprimento, 12,5 a 20 ($15,36 \pm 3,04$; $n = 7$) de largura. Deirídeos 32,5 a 42,5 ($38,21 \pm 3,13$; $n = 7$) distantes da extremidade anterior. Anel nervoso e poro excretor 170 a 270 ($206,07 \pm 32,08$; $n = 7$) e 272,5 a 312,5 ($299,5 \pm 16,53$; $n = 5$) distantes da extremidade anterior, respectivamente. Esôfago muscular com 550 a 610 ($575,71 \pm 25,73$; $n = 7$) de comprimento, 50 a 60 ($54,29 \pm 5,35$; $n = 7$) de largura; esôfago glandular com 2,78 a 5,89 mm ($5,23 \pm 1,01$ mm; $n = 7$) de comprimento, 0,1 a 0,22 mm ($0,18 \pm 0,04$ mm; $n = 7$) de largura. Comprimento do esôfago representando 15,36% do comprimento total do corpo, porção muscular correspondendo a 10,93% da porção glandular. Útero anfidélfico e vulva na região pós-equatorial do corpo, 18,44 a 22,4 mm ($20,8 \pm 1,7$ mm; $n = 5$) da extremidade anterior (Figs. 173 e 179). Ovos lisos, sem filamentos e embrionados, 32,5 a 37,5 ($36 \pm 1,55$; $n = 30$) de comprimento e 17,5 a 22,5 ($19,42 \pm$

1,42; n = 30) de largura (Figs 173, 179 e 181). Ânus 340 a 420 ($370 \pm 30,55$; n = 7) distante da extremidade posterior (Figs 174 e 180).

Resenha taxonômica

Sinônimos: *Spiroptera acuminata* Molin, 1860, *Rhabdochona elegans* Travassos, Artigas & Pereira, 1928, *Rhabdochona fasciata* Kloss, 1966, *Rhabdochona australis* Kloss, 1966, *Rhabdochona siluriformis* Kloss, 1966.

Hospedeiro: *Astyanax* aff. *fasciatus* (Cuvier, 1819).

Localidade: Praia da Alegria, Guaíba.

Local de infecção: intestino.

Prevalência: 1,43%

Intensidade da infecção: 13 helmintos.

Abundância média da infecção: 0,19 helminto/hospedeiro.

Amplitude da intensidade de infecção: 13 helmintos.

Espécimes depositados: CHIOC n° XXXX- macho, XXXX- fêmea.

Comentários

TRAVASSOS *et al.* (1928) propuseram a subfamília Rhabdochoninae para agrupar nematoides pertencentes aos gêneros *Rhabdochona* Railliet, 1916, *Cystidicola* Fischer, 1798 e *Spinitectus* Fuorment, 1883. Na sistemática mais atual do grupo, esta subfamília foi elevada ao nível de família (GIBBONS 2010, MORAVEC 2010).

O gênero *Rhabdochona* foi proposto por RAILLIET (1916) para acomodar *Dispharagus denudatus* Dujardin, 1845 (= *Rhabdochona denudata* (Dujardin, 1845) Railliet, 1916) parasito de *Scardinius erythrophthalmus* (Linnaeus, 1758). Até o momento, foram descritas de 98 a 104 espécies apresentando ampla distribuição geográfica (MEJÍA-MADRID *et al.* 2007, MORAVEC *et al.* 2013). Segundo MORAVEC

(2010) as espécies de *Rhabdochona* originaram-se de ancestrais marinhos no período Cretáceo, onde regiões limites entre mares e rios se alteravam incessantemente e formaram rios, provocando uma rápida especiação nos peixes hospedeiros e nos parasitos.

Na sistemática do gênero *Rhabdochona*, já foram propostos os subgêneros *Filochona* Saidov, 1953, *Rhabdochona* Railliet, 1916 e *Globochona* Moravec, 1972 (MORAVEC 1972). Entretanto, atualmente muitos estudos concordam com a proposta de MORAVEC (1975) que reconheceu quatro subgêneros: *Rhabdochona*, *Globochona*, *Globochonoides* Moravec, 1975 e *Sinonema* Moravec, 1975. Esses subgêneros são diferenciados principalmente pelo número de projeções em forma de dentes no prostômio, presença ou ausência de asa lateral, forma dos deirídeos e forma da cauda na fêmea (MORAVEC 1975, MORAVEC 2010).

Na Região Neotropical foram registradas as seguintes espécies no subgênero *Rhabdochona*: *Rhabdochona (Rhabdochona) acuminata* (Molin, 1860), *Rhabdochona (Rhabdochona) ahuehuellensis* Mejía-Madrid & Pérez-Ponce de León, 2003, *Rhabdochona (Rhabdochona) cubensis* Moravec & Coy Otero, 1987, *Rhabdochona (Rhabdochona) fabianae* Ramalho, 2005, *Rhabdochona (Rhabdochona) guerreroensis* Caspeta-Mandujano, Aguilar-Aguilar & Salgado-Maldonado, 2002, *Rhabdochona (Rhabdochona) kidderi kidderi* Pearse, 1936, *Rhabdochona (Rhabdochona) kidderi texensis* Moravec & Huffman, 1988, *Rhabdochona (Rhabdochona) lichtenfeldsi* Sánchez-Alvarez, García-Prieto & Pérez-Ponce de León, 1998, *Rhabdochona (Rhabdochona) mexicana* Caspeta-Mandujano, Moravec & Salgado-Maldonado, 2000, *Rhabdochona (Rhabdochona) salgadoi* Caspeta-Mandujano & Moravec, 2000, *Rhabdochona (Rhabdochona) uruyeni* Diaz-Ungria, 1968 e *Rhabdochona*

(*Rhabdochona xiphophori* Caspeta-Mandujano, Moravec & Salgado-Maldonado, 2001 (MORAVEC 1998, RAMALHO 2005a, MORAVEC 2010).

Dentre estas espécies, somente *Rh. (Rh.) acuminata*, *Rh. (Rh.) fabianae* e *Rh. (Rh.) uruyeni* foram registradas para a América do Sul. Segundo MORAVEC (2010), as espécies de *Rhabdochona* encontradas na América do Sul, possivelmente, originaram-se das espécies encontradas na América do Norte, pois nenhuma das espécies sul-americanas se assemelha com as espécies congênericas encontradas na África. A baixa diversidade de espécies de *Rhabdochona* na América do Sul pode ser reflexo da ausência de peixes Cypriniformes (que hospedam muitas das espécies de *Rhabdochona*) nesta região (MEJÍA-MADRID *et al.* 2007, MORAVEC 2010). Além disso, a distribuição dos hospedeiros explica a diferença morfológica e, a ausência de relação filogenética entre as espécies sul-americanas e africanas de *Rhabdochona* (MORAVEC 2010).

A espécie *Rh. (Rh.) acuminata* foi descrita por Molin em 1860 como *Spiroptera acuminata* em *Brycon falcatus* Müller & Troschel, 1844 a partir de espécimes coletados por Natterer em 1826 no Estado do Mato Grosso, Brasil (MORAVEC 1972, CREMONTE *et al.* 2002). De acordo com MORAVEC (2010), *Rh. (Rh.) acuminata* é a única dentre as espécies de *Rhabdochona* registrada na América do Sul que também é encontrada no sul do México. A referida espécie já foi registrada em *Tetragonopterus argenteus* Cuvier, 1816, *Leporinus pearsoni* Fowler, 1940, *Pimelodella* sp. e uma espécie indeterminada de Ciclidae no Equador (PETTER 1987); em *Percichthys trucha* (Valenciennes, 1833) (SZIDAT 1956), *Diplomystes mesembrinus* (= *Olivaichthys mesembrinus* (Ringuelet, 1982)) e *Pe. trucha* (CREMONTE *et al.* 2002), *Jenynsia multidentata* (Jenyns, 1842) (RAMALHO 2005a) na Argentina. No Brasil, *Ra. (Ra.) acuminata* foi registrada em *Bardus* sp., *B. falcatus* e *Tetragonopterus* sp. (TRAVASSOS *et al.* 1928); *Pimelodella lateristriga* (Lichtenstein, 1823) e *Glanidium neivai* (= *Tatia neivai* (Ihering, 1930))

(VAZ & PEREIRA 1934); *A. bimaculatus*, *A. fasciatus* e *A. schubarti* (KLOSS 1966); em *Leporellus vittatus* (Valenciennes, 1850) (KOHN & FERNANDES 1987); em *Geophagus brasiliensis* (Quoy & Gaimard, 1824) (PARAGUASSÚ *et al.* 2005); em *A. bimaculatus* e *A. fasciatus* (PARAGUASSÚ & LUQUE 2007); em *Auchenipterus osteomystax* Miranda-Ribeiro, 1918 (TAVERNARI *et al.* 2009); em *Acestrorhynchus britskii* Menezes, 1969 e *Ac. lacustris* (COSTA *et al.* 2011).

As medidas morfométricas de *Rh. (Rh.) acuminata* encontradas na literatura, até 2002, foram reunidas e comparadas por CREMONTE *et al.* (2002). Posteriormente, RAMALHO (2005a) realizou um estudo morfométrico desta espécie na Argentina e COSTA *et al.* (2011) para o Brasil. Os espécimes examinados no presente estudo apresentaram medidas morfométricas similares quando comparadas com as tabelas fornecidas por CREMONTE *et al.* (2002), entretanto, tanto os machos quanto as fêmeas de *Rh. (Rh.) acuminata* encontradas em *A. aff. fasciatus* no Lago Guaíba apresentaram comprimentos maiores em relação às medidas encontradas em CREMONTE *et al.* (2002), RAMALHO (2005a) e COSTA *et al.* (2011). A tabela fornecida por CREMONTE *et al.* (2002), possivelmente, apresenta um erro de escala, pois as medidas das larguras dos machos e das fêmeas que aparecem em milímetros (82 a 300 mm) são muito superiores em relação à variação das medidas do comprimento (4,54 a 22,3 mm).

Segundo CREMONTE *et al.* (2002), o maior comprimento registrado para *Rh. (Rh.) acuminata* foi 13 mm para os machos e 22,3 mm para as fêmeas. No presente estudo foram encontrados espécimes machos com 16,46 a 18,18 mm e fêmeas com 35,3 a 41,78 mm, constituindo no maior valor encontrado até a presente data. Além disso, os deirídeos foram observados em uma posição mais superior (próximos do dente basal no prostômio) (Figs 169 e 177), contudo diferente dos demais estudos, onde os deirídeos foram observados abaixo do dente basal (MORAVEC 1972, CREMONTE *et al.* 2002 e

RAMALHO 2005a). Essa diferença na posição dos deirídeos pode estar associada ao comprimento maior dos espécimes examinados, ou então a uma variação morfológica até agora não registrada.

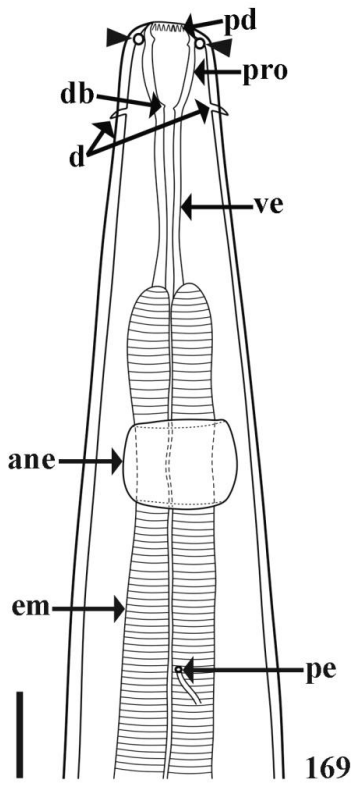
De acordo com MORAVEC (2010), a morfologia da região distal do espículo esquerdo nas espécies de *Rhabdochona* é complexa e pode apresentar diferenças de acordo com a posição em que é examinada. No presente estudo, a morfologia dos espículos nos espécimes (Figs 171 e 172) foi similar ao encontrado por CREMONTE *et al.* (2002) e TRAVASSOS *et al.* (1928). Nas espécies reunidas no subgênero *Rhabdochona* o espículo direito possivelmente é associado com a função de um gubernáculo, que está ausente nessas espécies (MORAVEC 2010).

A prevalência de *Rh. (Rh.) acuminata* em *A. aff. fasciatus* foi extremamente baixa (1,43%) quando comparada com as prevalências em *A. bimaculatus* (41%) e *A. fasciatus* (36,7%) no Estado do Rio de Janeiro (PARAGUASSÚ & LUQUE 2007). Esta diferença pode estar associada ao hábito alimentar dos peixes nos diferentes ambientes e ao ciclo biológico de *Rh. (Rh.) acuminata*. Segundo MORAVEC (2010), o ciclo das espécies de *Rhabdochona* que ocorrem na América do Sul ainda é desconhecido, contudo devem apresentar similaridades com as demais espécies que possuem insetos aquáticos (efemerópteros, tricópteros e plecópteros) como hospedeiros intermediários. A baixa prevalência encontrada em *A. aff. fasciatus* no RS pode estar associada à dieta deste caracídeo no Lago Guaíba, onde a disponibilidade e/ou a ingestão dos insetos considerados hospedeiros intermediários é menor em relação aos lambaris examinados no RJ (PARAGUASSÚ & LUQUE 2007).

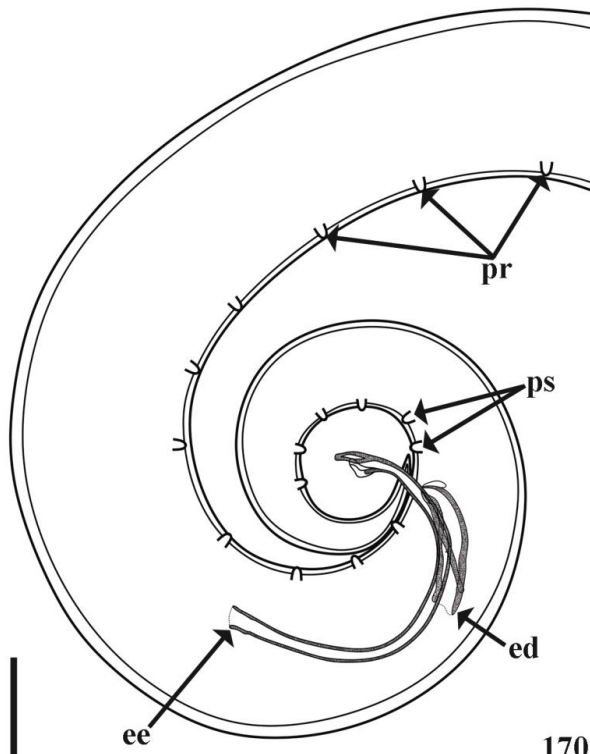
Os registros de *Rh. (Rh.) acuminata* nas espécies de *Astyanax* ocorreram para o Estado de São Paulo (*A. bimaculatus*, *A. fasciatus* e *A. schubarti* (KLOSS 1966)) e para o

Rio de Janeiro (*A. bimaculatus* e *A. fasciatus* (PARAGUASSÚ & LUQUE 2007)). Este é o primeiro registro de *Rh. (Rh.) acuminata* em *A. aff. fasciatus* para o Lago Guaíba, RS.

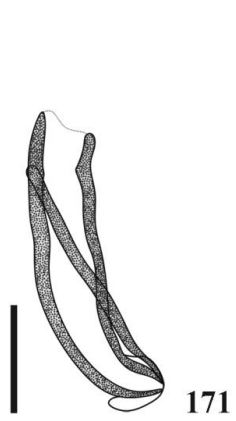
Figuras 169-172. Diagramas incompletos dos machos de *Rhabdochona* (*Rhabdochona*) *acuminata*. (169) extremidade anterior com papilas (cabeça de seta preta). Barra = 50 μm ; (170) extremidade posterior. Barra = 100 μm ; (171) espículo direito Barra = 50 μm ; (172) espículo esquerdo. Barra = 100 μm . Prostômio (pro), projeções em forma de dentes (pd), vestíbulo (ve), dente basal (db), deirídeos (d), anel nervoso (ane), esôfago muscular (em), poro excretor (pe), papilas pré-cloacais (pr), papilas pós-cloacais (ps), espículo direito (ed) e espículo esquerdo (ee).



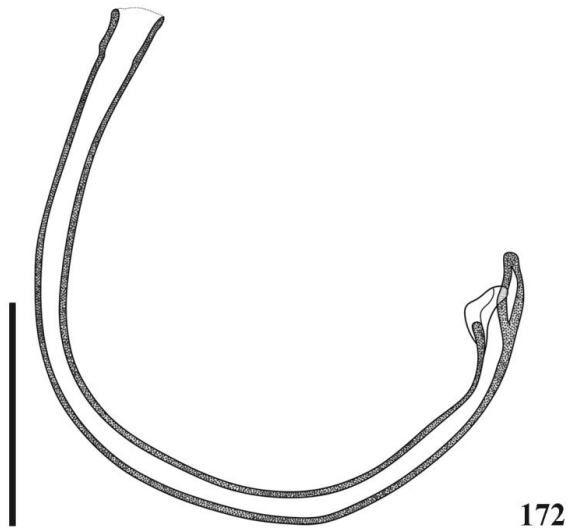
169



170



171



172

Figuras 173 e 174. Diagramas incompletos das fêmeas de *Rhabdochona* (*Rhabdochona*) *acuminata*. (173) detalhe da região da vulva. Barra = 350 µm; (174) extremidade posterior. Barra = 150 µm. Vulva (v), ovojector (ovj), ramos uterinos (ru), ovos (o), intestino (in) e ânus (an).

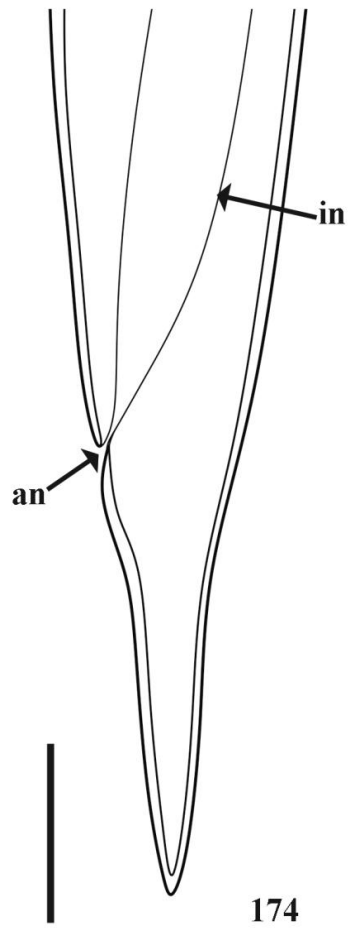
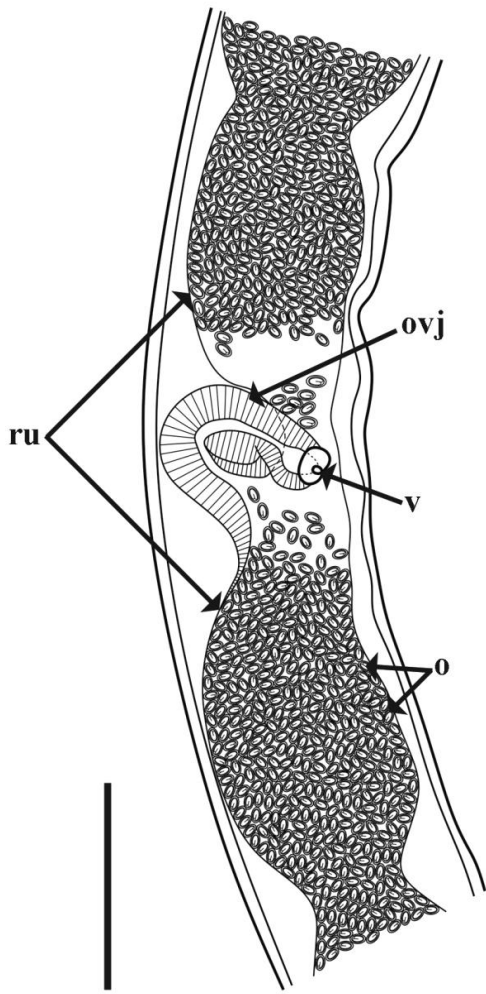
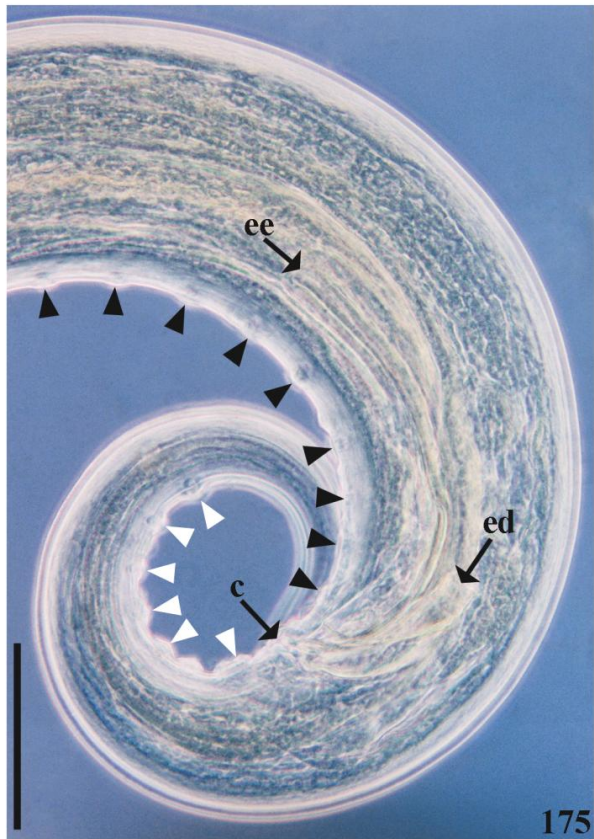
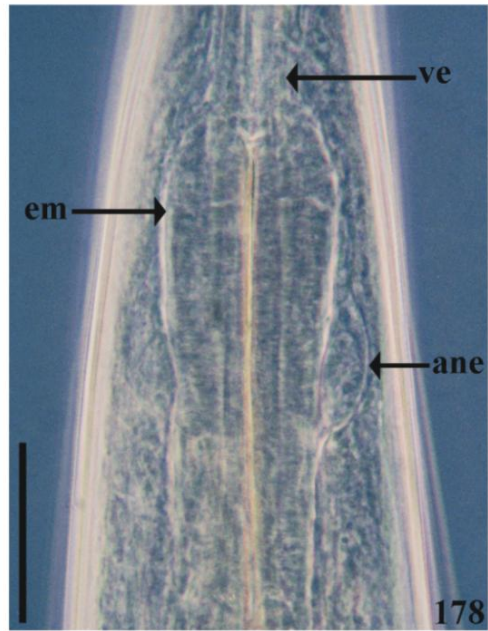
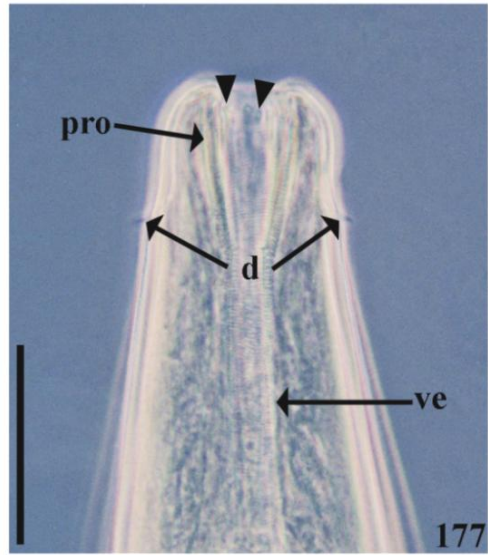
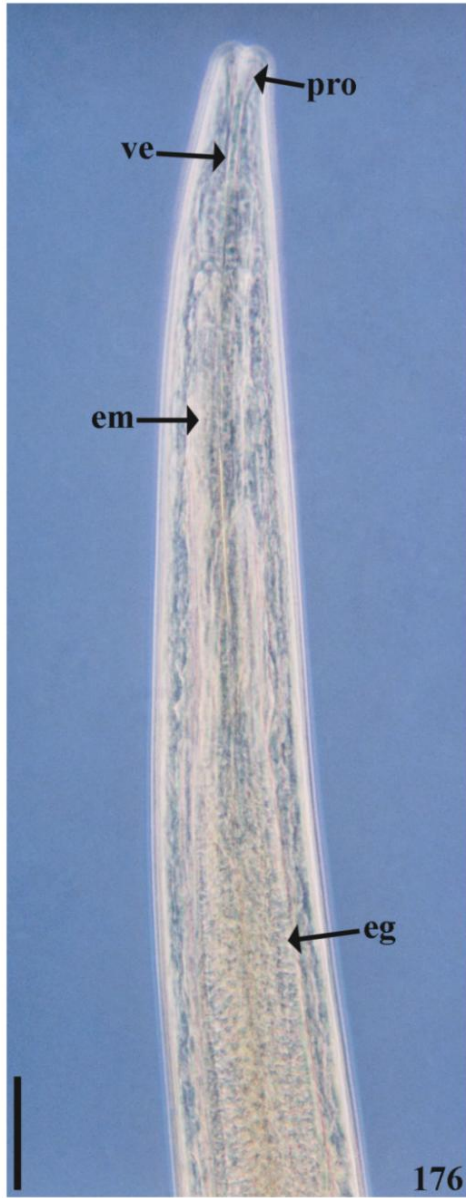


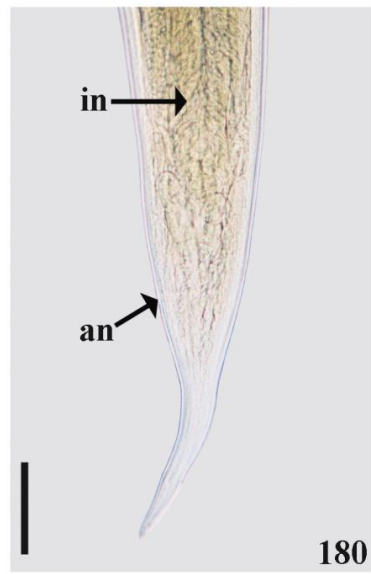
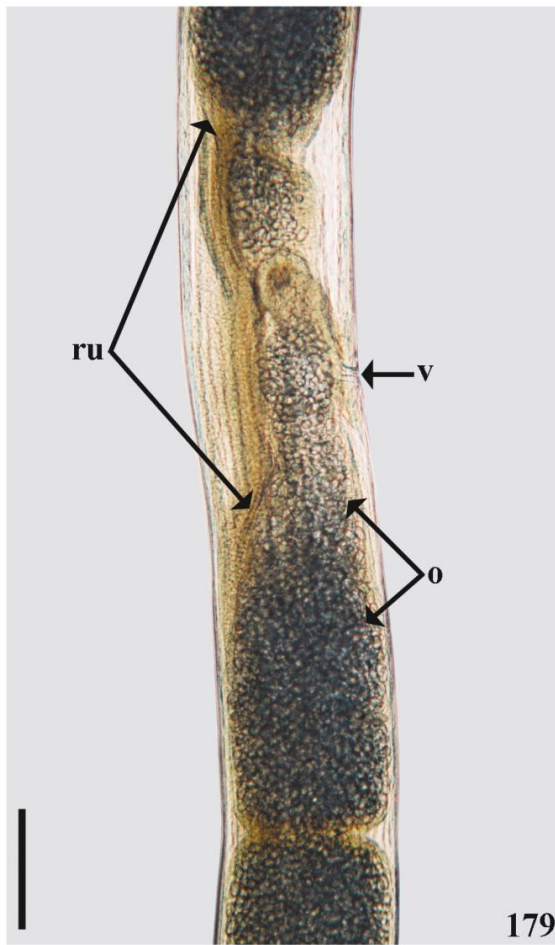
Figura 175. Fotomicrografia feita com contraste de fase da extremidade posterior de um espécime macho de *Rhabdochona (Rhabdochona) acuminata*, mostrando espículo esquerdo (ee), espículo direito (ed), cloaca (c), papilas pré-cloacais (cabeça de seta preta) e papilas pós-cloacais (cabeça de seta branca). Barra = 100 µm.



Figuras 176-178. Fotomicrografias feitas com contraste de fase das fêmeas de *Rhabdochona (Rhabdochona) acuminata*. **(176)** extremidade anterior. Barra = 100 µm. **(177)** detalhe da extremidade anterior com projeções em forma de dentes (cabeça de seta preta). Barra = 50 µm. **(178)** detalhe da região da junção do vestíbulo com o esôfago. Barra = 50 µm. Prostômio (pro), vestíbulo (ve), esôfago muscular (em), esôfago glandular (eg), deirídeos (d) e anel nervoso (ane).



Figuras 179-181. Fotomicrografias das fêmeas de *Rhabdochona* (*Rhabdochona*) *acuminata*. **(179)** região da vulva. Barra = 250 µm; **(180)** extremidade posterior. Barra = 100 µm; **(181)** ovos corados com rosa de Bengala. Barra = 50 µm. Vulva (v), ramos uterinos (ru), ovos (o), intestino (in) e ânus (an).



4.2. Análise da comunidade componente dos helmintos de *Astyanax aff. fasciatus* e *Astyanax jacuhiensis*

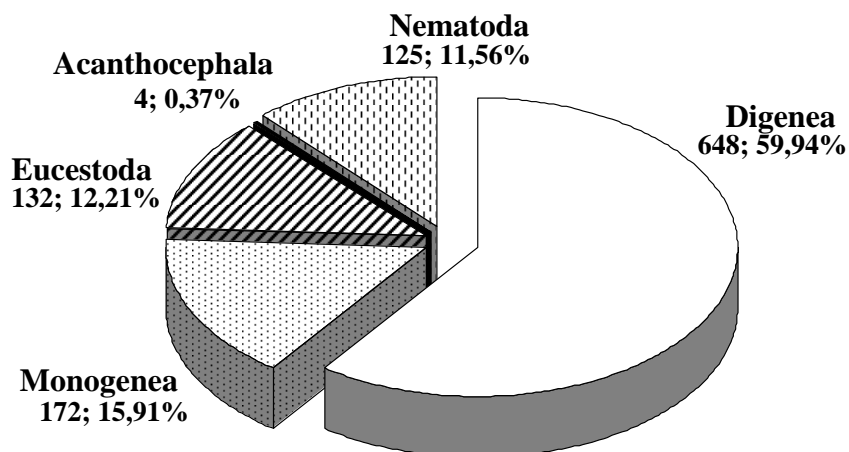
4.2.1. Comunidade componente de *Astyanax aff. fasciatus* e *Astyanax jacuhiensis*

Do total de 70 lambaris-do-rabo-vermelho (36 machos e 34 fêmeas) examinados, 67 (95,71%) estavam parasitados por pelo menos uma espécie parasita. Um total de 1.081 helmintos foi coletado, representando uma intensidade média de 16,13 helmintos/hospedeiros e abundância média de 15,44 helmintos/hospedeiro. Um maior número de helmintos foi coletado nas fêmeas (662) quando comparado com os machos (419). Quanto aos grupos de helmintos, foram coletados espécimes pertencentes aos seguintes grupos (em ordem de contribuição): digenéticos, monogenéticos, cestoides, nematoides e acantocéfalos (Fig. 182a).

A riqueza encontrada foi de 20 espécies, sendo nove monogenéticos, seis digenéticos, dois cestoides, dois nematoides e um acantocéfalo (Tab. III). A figura 182b mostra a distribuição da riqueza de helmintos segundo os grupos nos *A. aff. fasciatus* examinados.

A curva de suficiência amostral indicou que a riqueza da helmintofauna encontrada para *A. aff. fasciatus* ainda não foi representativa com os 70 lambaris necropsiados, pois embora tenha alcançado uma certa estabilidade após o 12º hospedeiro examinado, o número de parasitos aumentou em quatro pontos da curva (Fig. 183).

a



b

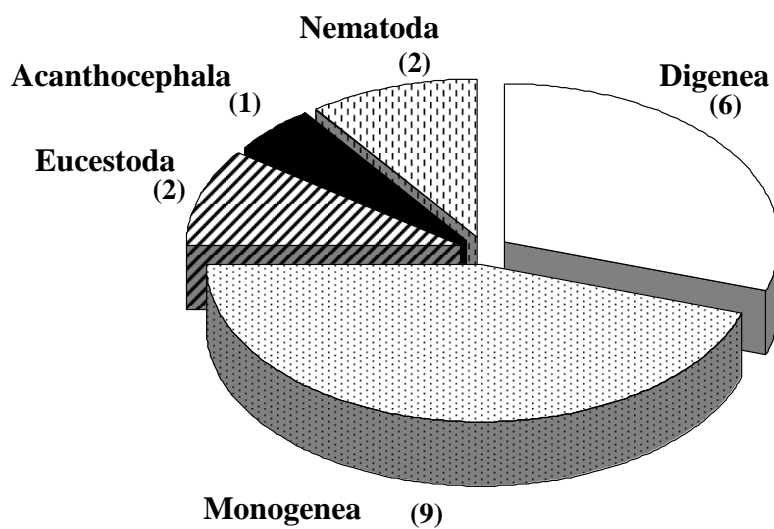


Figura 182. Distribuição dos grupos de helmintos parasitos (número e porcentagem) (a) e distribuição da riqueza parasitária em relação aos grupos de helmintos (entre parênteses aparece o número de espécies encontradas no grupo) (b) coletados em *Astyanax aff. fasciatus* no Lago Guaíba, RS.

Tabela III. Parâmetros ecológicos das infecções/infestações nos *Astyanax aff. fasciatus* coletados no Lago Guaíba, RS.

Espécies de helmintos	Peixes inf.	Prevalência (%)	Parâmetros ecológicos		
			Intensidade média ± DP	Abundância média ± DP	Amplitude
Digenea					
<i>Saccocoelioides octavus</i>	5	7,14	4,4 ± 3,78	0,31 ± 1,46	1–9
<i>Dendrochis retrobiloba</i>	1	1,43	1	0,01 ± 0,12	1
<i>Antorchis lintoni</i>	2	2,86	2 ± 1,41	0,06 ± 0,38	1–3
<i>Ascocotyle</i> sp.	20	28,57	30,25 ± 51,35	8,64 ± 30,26	1–182
‘Metacercária indeterminada sp. 1’	5	7,14	3 ± 2,12	0,21 ± 0,93	1–6
‘Metacercária indeterminada sp. 2’	1	1,43	1	0,01 ± 0,12	1
Monogenea					
<i>Gyrodactylus</i> sp.	1	1,43	1	0,01 ± 0,12	1
<i>Cacatuocotyle</i> sp.	17	24,29	1,76 ± 0,83	0,43 ± 0,86	1–3
<i>Characithecium</i> sp.	40	57,14	1,90 ± 1,09	1,09 ± 1,22	1–5
<i>Diaphorocleidus kabatai</i>	2	2,86	1	0,03 ± 0,17	1
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 1	22	31,43	1,23 ± 0,4	0,39 ± 0,6	1–2
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 2	1	1,43	1	0,01 ± 0,12	1
<i>Jainus hexops</i>	3	4,29	1,33 ± 0,58	0,06 ± 0,29	1–2
<i>Trinibaculum</i> sp.	10	14,29	1,20 ± 0,42	0,17 ± 0,44	1–2
<i>Urocleidoides trinidadensis</i>	12	17,14	1,58 ± 0,79	0,27 ± 0,68	1–3
Eucestoda					
‘Metacestode indeterminado 1’	1	1,43	1	0,01 ± 0,12	1
‘Metacestode indeterminado 2’	3	4,29	43,67 ± 28,43	1,87 ± 10,14	12–67
Acanthocephala					
<i>Quadrigyrus torquatus</i>	4	5,71	1	0,06 ± 0,23	1
Nematoda					
<i>Procamallanus (S.) hilarii</i>	48	68,57	2,33 ± 1,12	1,60 ± 1,42	1–5
<i>Rhabdochona (R.) acuminata</i>	1	1,43	13	0,19 ± 1,55	13

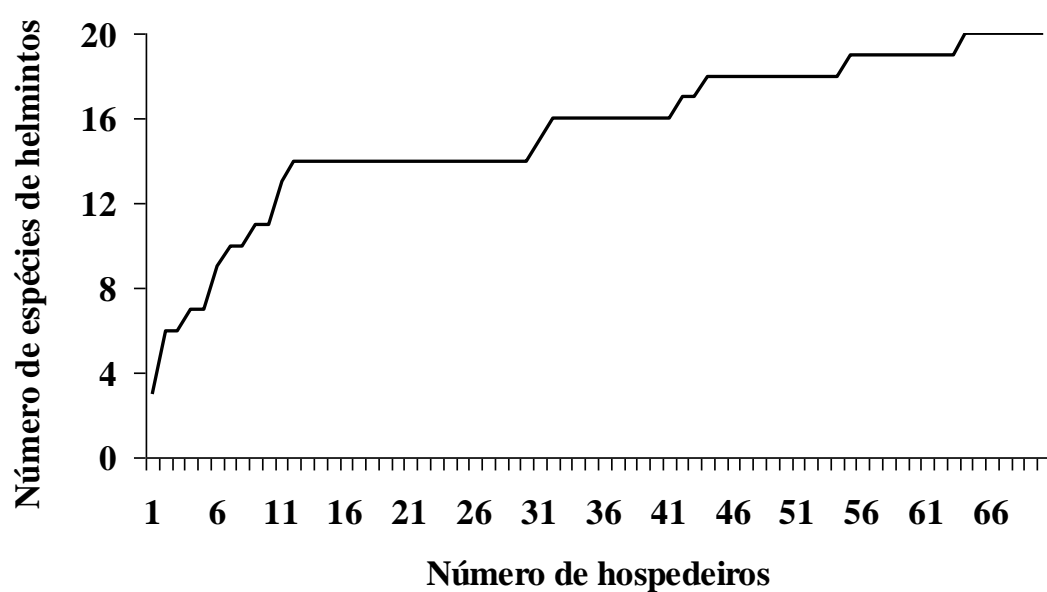


Figura 183. Curva de suficiência amostral dos helmintos parasitos de *Astyanax* aff. *fasciatus* coletados no Lago Guaíba, RS.

A variação na riqueza de parasitos de *A. aff. fasciatus* foi de uma a seis espécies/lambari ($2,86 \pm 1,39$; $n = 70$) (Fig. 184a). Essa variação foi igual nos machos e nas fêmeas, contudo nos machos, a riqueza média foi menor ($2,75 \pm 1,34$; $n = 36$) do que nas fêmeas ($2,97 \pm 1,44$ $n = 34$) (Fig. 184b). A riqueza parasitária nos machos e nas fêmeas também não apresentou diferença significativa ($U = 557,5$; $p = 0,52$), quando as médias das riquezas foram comparadas ($t = -0,78$; $gl = 68$; $p = 0,43$).

Em relação à *A. jacuhiensis*, foram coletados 60 espécimes (33 machos e 27 fêmeas), sendo que 51 (85%) estavam parasitados por pelo menos uma espécie parasita. Um total de 341 helmintos foi coletado, representando uma intensidade média de 6,69 helmintos/hospedeiros e abundância média de 5,68 helmintos/hospedeiro. Um número maior de helmintos foi coletado nos machos (187) quando comparado às fêmeas (154). Quanto aos grupos de helmintos, foram coletados espécimes pertencentes aos seguintes grupos (em ordem de contribuição): monogenéticos, digenéticos, nematoides e acantocéfalos (Fig. 185a).

A riqueza encontrada em *A. jacuhiensis* foi de 18 espécies, sendo 10 monogenéticos, seis digenéticos, um acantocéfalo e um nematoide (Tab. IV). A figura 185b mostra a distribuição da riqueza de helmintos segundo os grupos nos *A. jacuhiensis* examinados.

A curva de suficiência amostral indicou que a riqueza da helmintofauna encontrada para *A. jacuhiensis* ainda não foi representativa com os 60 lambaris necropsiados. A curva encontrada tendeu a estabilização, porém o número de parasitos encontrados aumentava em intervalos de sete a 10 hospedeiros necropsiados (Fig. 186).

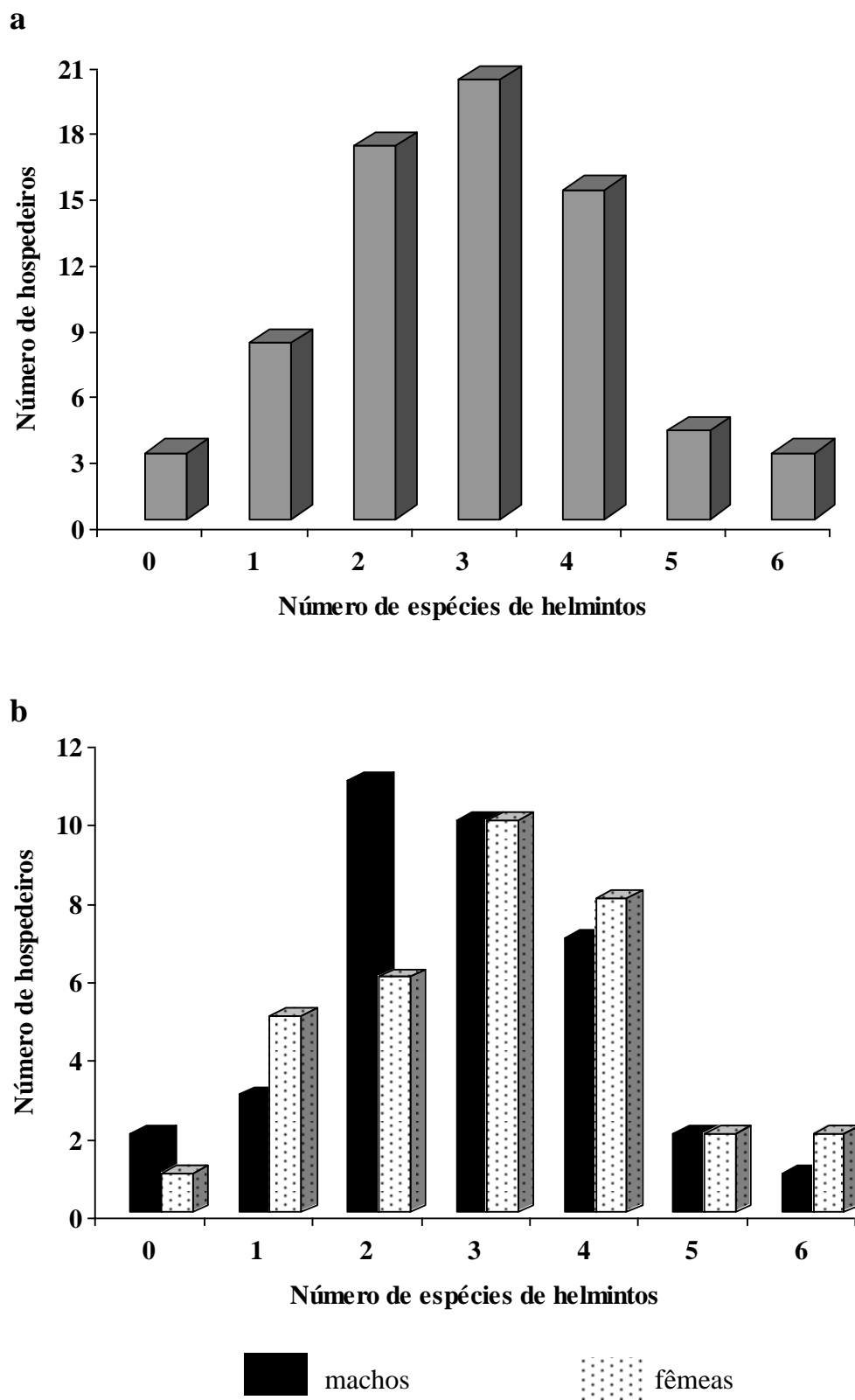
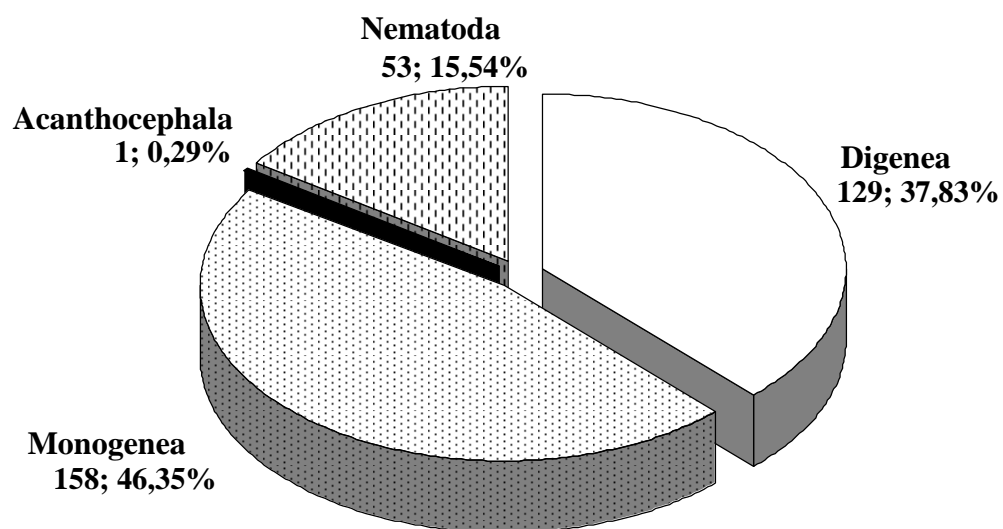


Figura 184. Distribuição da frequência da riqueza parasitária independente do sexo (a); e em relação ao sexo (b) de *Astyanax* aff. *fasciatus* no Lago Guaíba, RS.

a



b

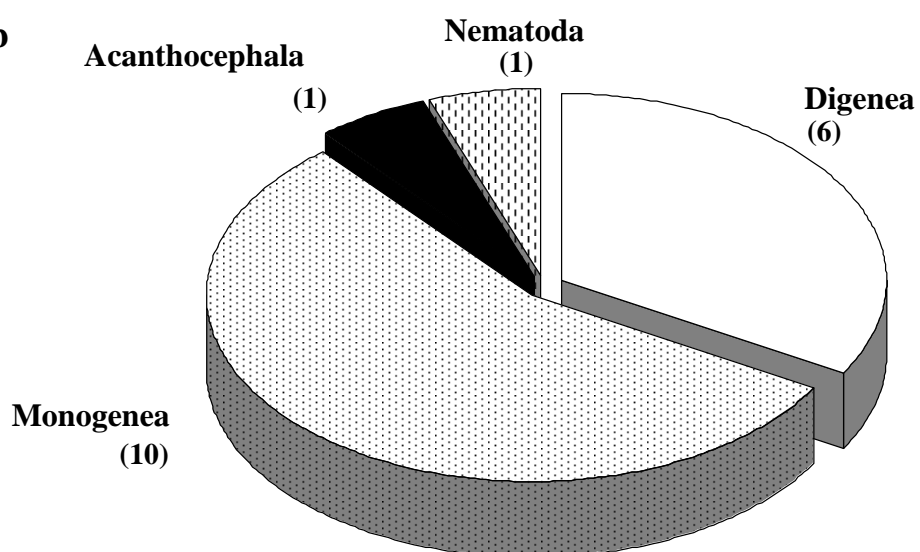


Figura 185. Distribuição dos grupos de helmintos parasitos (número e percentagem) (a) e distribuição da riqueza parasitária em relação aos grupos de helmintos (entre parênteses aparece o número de espécies encontradas no grupo) (b) coletados em *Astyanax jacuhiensis* no Lago Guaíba, RS.

Tabela IV. Parâmetros ecológicos das infecções/infestações nos *Astyanax jacuhiensis* coletados no Lago Guaíba, RS.

Espécies de helmintos	Parâmetros ecológicos				
	Peixes inf.	Prevalência (%)	Intensidade média ± DP	Abundância média ± DP	Amplitude
Digenea					
<i>Chalcinotrema</i> sp.	4	6,67	1,25 ± 0,5	0,08 ± 0,33	1–2
<i>Saccocoelioides octavus</i>	2	3,33	1	0,03 ± 0,18	1
Haploporídeo indeterminado	1	1,67	2	0,03 ± 0,26	1–2
<i>Genarchella parva</i>	1	1,67	1	0,02 ± 0,13	1
<i>Ascocotyle</i> sp.	7	11,67	14,57 ± 16,67	1,7 ± 7,1	1–40
‘Metacercária indeterminada 1’	4	6,67	4,25 ± 5,78	0,28 ± 1,6	1–12
Monogenea					
<i>Cacatuocotyle</i> sp.	7	11,67	1,14 ± 0,38	0,13 ± 0,39	1–2
<i>Characithecium costaricensis</i>	1	1,67	1	0,02 ± 0,13	1
<i>Characithecium</i> sp.	28	46,67	1,82 ± 1,12	0,85 ± 1,19	1–5
<i>Diaphorocleidus kabatai</i>	12	20	1,75 ± 1,42	0,35 ± 0,93	1–6
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 1	9	15	1,11 ± 0,33	0,17 ± 0,42	1–2
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 2	8	13,33	1	0,13 ± 0,34	1
<i>Jainus hexops</i>	1	1,67	1	0,02 ± 0,13	1
<i>Trinibaculum</i> sp.	6	10	1	0,10 ± 0,3	1
<i>Urocleidoides trinidadensis</i>	22	36,67	2 ± 1,19	0,73 ± 1,2	1–5
‘Ancyrocephalinae indeterminado’	6	10	1,33 ± 0,52	0,13 ± 0,43	1–2
Acanthocephala					
<i>Corynosoma</i> sp.	1	1,67	1	0,02 ± 0,13	1
Nematoda					
<i>Procamallanus (S.) hilarii</i>	11	18,33	4,82 ± 9,42	0,88 ± 4,31	1–33

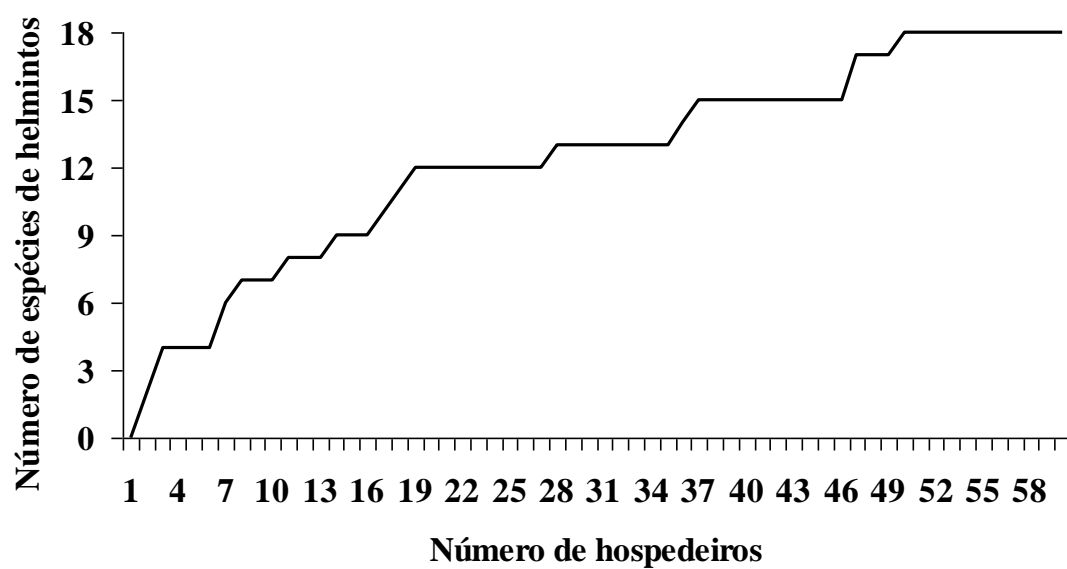


Figura 186. Curva de suficiência amostral dos helmintos parasitos de *Astyanax jacuhiensis* coletados no Lago Guaíba, RS.

A variação na riqueza de parasitos de *A. jacuhiensis* foi de uma a sete espécies/lambari ($2,18 \pm 1,6$; $n = 60$) (Fig. 187a). Os machos apresentaram uma variação maior de parasitos em relação às fêmeas, ou seja, de uma a sete espécies/hospedeiro ($2,3 \pm 1,74$; $n = 33$), e de uma a cinco espécies/hospedeiro ($2,04 \pm 1,43$; $n = 27$), respectivamente (Fig. 187b). A diferença entre essa riqueza parasitária não foi significativa ($U = 422$; $p = 0,73$) nem quando testada considerando a riqueza média ($t = 0,79$; $gl = 58$; $p = 0,43$).

Os índices de diversidade e equitabilidade de Shannon, calculados para os helmintos das comunidades componentes de *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis*, mostraram que nas duas espécies de hospedeiros, as diversidades dos machos foram significativamente maiores em relação às fêmeas (Tab. V).

O índice de Berger-Parker (d) indicou a dominância de *Ascocotyle* sp. ($d = 0,56$) na comunidade componente de *A. aff. fasciatus*, no entanto essa dominância foi maior nas fêmeas ($d = 0,72$) em relação aos machos ($d = 0,30$). Em relação à *A. jacuhiensis*, a dominância encontrada nos machos foi representada por *Ascocotyle* sp. ($d = 0,34$), e nas fêmeas por *Pr. (Spi.) hilarii* ($d = 0,25$).

Os resultados obtidos do coeficiente de Jaccard (C_j) e do coeficiente de Sørensen (C_s) estão apresentados na tabela VI. Os machos e as fêmeas de *A. aff. fasciatus* compartilharam 13 espécies parasitas e a similaridade entre as helmintofaunas foi de $C_j = 0,65$ e $C_s = 0,79$. Os machos e as fêmeas de *A. jacuhiensis* compartilharam 12 espécies parasitas, e a similaridade entre as helmintofaunas foi de $C_j = 0,67$ e $C_s = 0,80$ (Tab. VI).

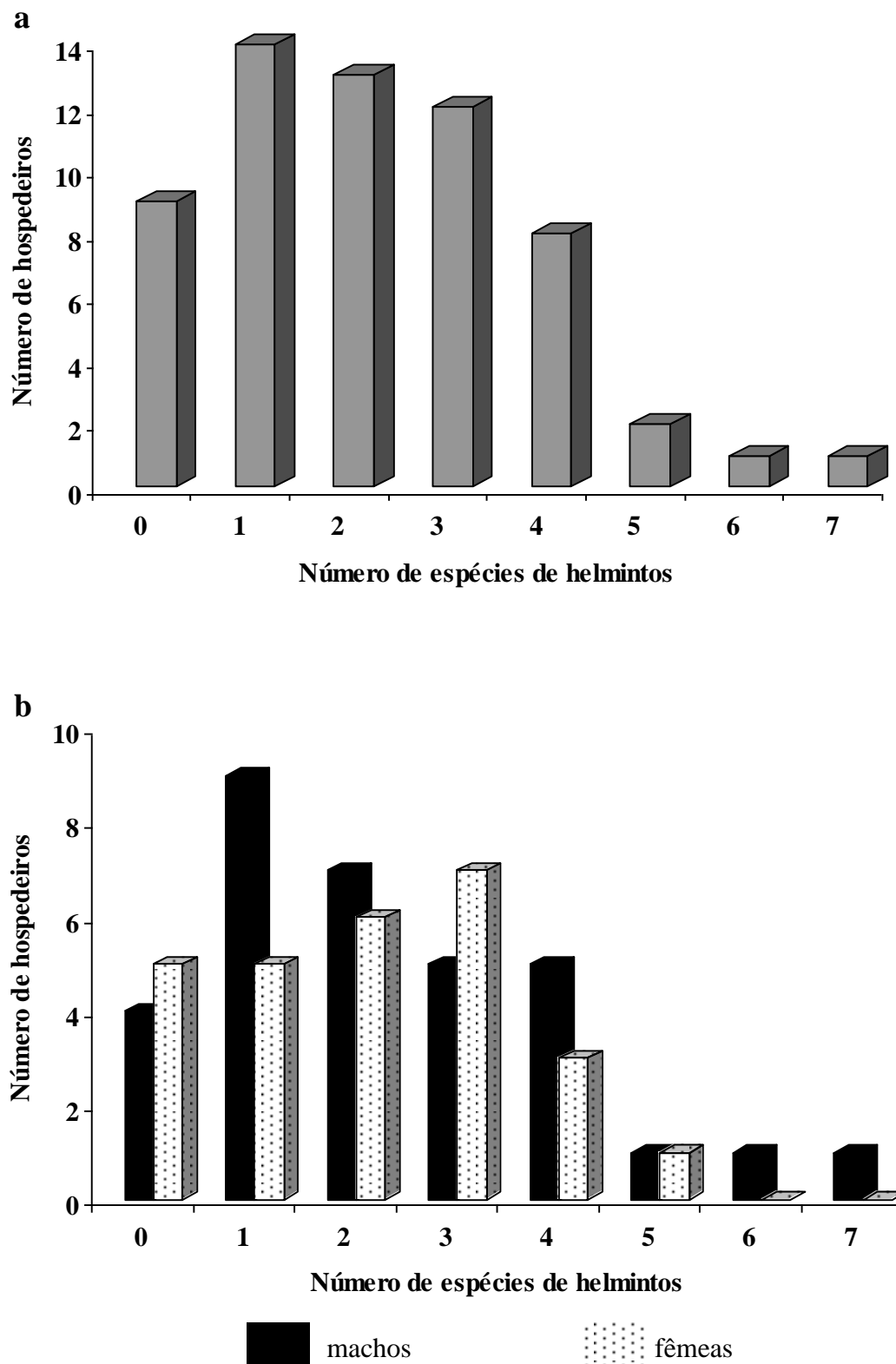


Figura 187. Distribuição da frequência da riqueza parasitária independente do sexo (a); e em relação ao sexo (b) de *Astyanax jacuhiensis* no Lago Guaíba, RS.

Tabela V. Índices de diversidade e equitabilidade de Shannon determinados para machos e fêmeas de *Astyanax aff. fasciatus* e *Astyanax jacuhiensis* coletados no Lago Guaíba, RS.

Hospedeiros	H'	J'	$t (p)$
MAF	1,95	0,70	10,84 ($p < 0,0001$)
FAF	1,17	0,41	
MAJ	2,19	0,76	2,46 ($p = 0,01$)
FAJ	1,92	0,77	

Legenda:

H' = índice de diversidade de Shannon; J' = equitabilidade de Shannon; t = teste t de Shannon com respectivo valor p ; **MAF** = machos de *Astyanax aff. fasciatus*; **FAF** = fêmeas de *Astyanax aff. fasciatus*; **MAJ** = machos de *Astyanax jacuhiensis*; **FAJ** = fêmeas de *Astyanax jacuhiensis*.

Tabela VI. Coeficientes de similaridade (Jaccard e Sørensen) obtidos de acordo com o sexo de *Astyanax aff. fasciatus* e *Astyanax jacuhiensis* no Lago Guaíba, RS (acima da diagonal aparece o número de espécies de helmintos compartilhadas (entre parênteses) junto com o coeficiente de Jaccard e abaixo da diagonal aparece o coeficiente de Sørensen).

	MAF	FAF	MAJ	FAJ
		(13)	(11)	(9)
MAF		0,65	0,47	0,47
FAF	0,79		(12)	(10)
			0,52	0,53
MAJ	0,64	0,68		(12)
				0,67
FAJ	0,64	0,69	0,80	

Legenda:

MAF = machos de *Astyanax aff. fasciatus*; **FAF** = fêmeas de *Astyanax aff. fasciatus*;
MAJ = machos de *Astyanax jacuhiensis*; **FAJ** = fêmeas de *Astyanax jacuhiensis*.

Os parâmetros ecológicos das infecções em *A. aff. fasciatus* estão apresentados na tabela III. As espécies mais prevalentes encontradas foram *Pr. (Spi.) hilarii* (68,57%), seguida por *Characithecium* sp. (57,14%) e *Diaphorocleidus* sp. 1 (31,43%). Quando comparadas em relação ao sexo, as espécies mais prevalentes foram *Pr. (Spi.) hilarii* (63,89 e 73,53%) e *Characithecium* sp. (50 e 64,71%) nos machos e nas fêmeas, respectivamente (Tab. VII), seguidas por *Ascocotyle* sp. e *Diaphorocleidus* sp. 1 (30,56%) nos machos e *Diaphorocleidus* sp. 1 (35,29%) nas fêmeas.

As maiores intensidades médias de infecção foram observadas para o ‘metacestoide indeterminado 2’ (43,67 helmintos) e *Ascocotyle* sp. (30,25 helmintos). Quando relacionados ao sexo, as intensidades do ‘metacestoide indeterminado 2’ foram elevadas em ambos os sexos, apesar da baixa prevalência nas fêmeas (2,94%); e *Ascocotyle* sp. apresentou uma intensidade elevada nos machos e nas fêmeas (11,55 e 53,11 respectivamente) (Tab. VII).

Quando comparados os parâmetros ecológicos entre os sexos de *A. aff. fasciatus*, não foram encontradas diferenças significativas para nenhum dos parâmetros: prevalência ($U = 194$; $p = 0,87$), intensidade média ($U = 184$; $p = 0,66$) e abundância média ($U = 187$; $p = 0,72$).

Em relação à *A. jacuhiensis*, as espécies mais prevalentes foram *Characithecium* sp. (46,67%), *U. trinidadensis* (36,67%) e *D. kabatai* (20%) (Tab. IV). Quando comparadas entre os sexos de *A. jacuhiensis*, as espécies parasitas apresentaram diferenças quanto à prevalência (Tab. VIII). Nos machos, as espécies com maior prevalência foram *Characithecium* sp. (45,45%), *U. trinidadensis* (27,3%) e *D. kabatai* (24,24%), enquanto que nas fêmeas as espécies mais prevalentes foram *Characithecium*

sp. e *U. trinidadensis* (21,67%), seguidas por *Cacatuocotyle* sp., *D. kabatai*, ‘Ancyrocephalinae indeterminado’ e *Pr. (Spi.) hilarii* (ambas com 6,67%) (Tab. VIII).

Tabela VII. Parâmetros ecológicos das infecções/infestações separados por sexo de *Astyanax* aff. *fasciatus* coletados no Lago Guaíba, RS.

Espécies de helmintos	Peixes inf.	Prev. (%)	Machos (n = 36)			Amplit.	Peixes inf.	Prev. (%)	Fêmeas (n = 34)		
			Int. média ± DP	Abun. média ± DP	Amplit.				Int. média ± DP	Abun. média ± DP	Amplit.
Digenea											
<i>Saccocoelioides octavus</i>	2	5,56	5,50 ± 4,95	0,31 ± 1,52	2–9	3	8,82	3,67 ± 3,8	0,32 ± 1,41	1–8	
<i>Dendrorchis retrobiloba</i>	0	—	—	—	—	1	2,94	1	0,03 ± 0,17	1	
<i>Antorchis lintoni</i>	2	5,56	2 ± 1,41	0,11 ± 0,52	1–3	0	—	—	—	—	
<i>Ascocotyle</i> sp.	11	30,56	11,55 ± 16	3,53 ± 10,11	1–42	9	26,47	53,11 ± 69,8	14,06 ± 41,8	1–182	
‘Metacercária indeterminada sp. 1’	2	5,56	2,5 ± 2,12	0,14 ± 0,68	1–4	3	8,82	3,33 ± 2,52	0,29 ± 1,14	1–6	
‘Metacercária indeterminada sp. 2’	0	—	—	—	—	1	2,94	1	0,03 ± 0,17	1	
Monogenea											
<i>Gyrodactylus</i> sp.	0	—	—	—	—	1	2,94	1	0,03 ±	1	
<i>Cacatuocotyle</i> sp.	8	22,22	2 ± 0,83	0,44 ± 0,88	1–3	8	23,53	1,75 ± 0,9	0,41 ± 0,86	1–3	
<i>Characithecium</i> sp.	18	50	1,94 ± 1,02	0,97 ± 1,23	1–5	22	64,71	1,86 ± 1,04	1,21 ± 1,22	1–4	
<i>Diaphorocleidus kabatai</i>	1	2,78	1	0,03 ± 0,17	1	1	2,94	1	0,03 ±	1	
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 1	11	30,56	1,18 ± 0,4	0,36 ± 0,6	1–2	12	35,29	1,17 ± 0,4	0,41 ± 0,6	1–2	
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 2	0	—	—	—	—	1	2,94	1	0,03 ±	1	
<i>Jainus hexops</i>	2	5,56	1,5 ± 0,71	0,08 ± 0,37	1–2	1	2,94	1	0,03 ±	1	
<i>Trinibaculum</i> sp.	4	11,11	1	0,11 ± 0,32	1	6	17,65	1,33 ± 0,52	0,24 ± 0,55	1–2	
<i>Urocleidoides trinidadensis</i>	7	19,44	1,29 ± 0,49	0,25 ± 0,55	1–2	5	14,71	2 ± 1	0,29 ± 0,8	1–3	
Eucestoda											
‘Metacestoide indeterminado 1’	1	2,78	1	0,03 ± 0,17	1	0	—	—	—	—	
‘Metacestoide indeterminado 2’	2	5,56	59,5 ± 10,61	3,31 ± 13,94	52–67	1	2,94	12	0,35 ± 0,17	12	
Acanthocephala											
<i>Quadrigyrus torquatus</i>	3	8,33	1	0,08 ± 0,28	1	1	2,94	1	0,03 ± 0,17	1	
Nematoda											
<i>Procamallanus (S.) hilarii</i>	23	63,89	2,39 ± 1,3	1,53 ± 1,54	1–5	25	73,53	2,28 ± 0,94	1,68 ± 1,3	1–4	
<i>Rhabdochona (R.) acuminata</i>	1	2,78	13	0,36 ± 2,17	13	0	—	—	—	—	

Tabela VIII. Parâmetros ecológicos das infecções/infestações separados por sexo de *Astyanax jacuhiensis* coletados no Lago Guaíba, RS.

Espécies de helmintos	Peixes inf.	Prev. (%)	Machos (n = 33)			Peixes inf.	Prev. (%)	Fêmeas (n = 27)		
			Int. média ± DP	Abun. média ± DP	Amplit.			Int. média ± DP	Abun. média ± DP	Amplit.
Digenea										
<i>Chalcinotrema</i> sp.	3	9,1	1,33 ± 0,58	0,07 ± 0,41	1–2	1	3,7	1	0,02 ± 0,19	1–2
<i>Saccocoelioides octavus</i>	2	6,06	1	0,03 ± 0,24	1	0	—	—	—	—
‘Haploporídeo indeterminado’	1	3,03	2	0,03 ± 0,35	1–2	0	—	—	—	—
<i>Genarchella parva</i>	1	3,03	1	0,02 ± 0,17	1	0	—	—	—	—
<i>Ascocotyle</i> sp.	4	12,12	15,75 ± 18,71	1,05 ± 7,75	1–40	3	5	13 ± 17,35	0,65 ± 6,36	2–33
‘Metacercária indeterminada 1’	3	9,1	5,33 ± 5,78	0,27 ± 2,12	1–12	1	1,67	1	0,02 ± 0,19	1
Monogenea										
<i>Cacatuocotyle</i> sp.	7	21,21	0,43	0,05 ± 0,3	1	4	6,67	1,25 ± 0,5	0,08 ± 0,48	1–2
<i>Characithecium costaricensis</i>	1	3,03	1	0,02 ± 0,17	1	0	—	—	—	—
<i>Characithecium</i> sp.	15	45,45	1,93 ± 1,33	0,48 ± 1,32	1–5	13	21,67	1,69 ± 0,85	0,37 ± 1,04	1–3
<i>Diaphorocleidus kabatai</i>	8	24,24	1,88 ± 1,73	0,25 ± 1,15	1–6	4	6,67	1,5 ± 0,58	0,1 ± 0,58	1–2
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 1	6	18,2	1,17 ± 0,41	0,12 ± 0,48	1–2	3	5	1	0,05 ± 0,32	1
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 2	5	15,15	1	0,08 ± 0,36	1	3	5	1	0,05 ± 0,32	1
<i>Jainus hexops</i>	1	3,03	1	0,02 ± 0,17	1	0	—	—	—	—
<i>Trinibaculum</i> sp.	4	12,12	1	0,07 ± 0,33	1	2	3,33	1	0,03 ± 0,27	1
<i>Urocleidoides trinidadensis</i>	9	27,3	1,78 ± 0,83	0,27 ± 0,91	1–3	13	21,67	2,15 ± 1,4	0,47 ± 1,45	1–5
‘Ancyrocephalinae indeterminado’	2	6,06	1	0,03 ± 0,24	1	4	6,67	1,5 ± 0,58	0,1 ± 0,58	1–2
Acanthocephala										
<i>Corynosoma</i> sp.	1	3,03	1	0,02 ± 0,17	1	0	—	—	—	—
Nematoda										
<i>Procamallanus (S.) hilarii</i>	7	21,21	2,14 ± 1,46	0,25 ± 1,1	1–5	4	6,67	9,5 ± 15,67	0,63 ± 6,34	1–4

As maiores intensidades médias de infecção foram encontradas para *Ascocotyle* sp. (14,57 helmintos), seguidas de *Pr. (Spi.) hilarii* (4,82 helmintos) e ‘metacercária indeterminada 1’ (4,25 helmintos) (Tab. VIII). Em relação ao sexo de *A. jacuhiensis*, as espécies com as maiores intensidades nos machos foram *Ascocotyle* sp. (15,75 helmintos), ‘metacercária indeterminada 1’ (5,33 helmintos) e *Pr. (Spi.) hilarii* (2,14 helmintos); já nas fêmeas as maiores intensidades foram observadas nas espécies *Ascocotyle* sp. (13 helmintos), *Pr. (Spi.) hilarii* (9,5 helmintos) e *U. trinidadensis* (2,15 helmintos).

Os machos de *A. jacuhiensis* apresentaram prevalências maiores em relação às fêmeas, consideradas significativas ($U = 83$; $p = 0,01$). A intensidade média ($U = 118$; $p = 0,16$) e a abundância média ($U = 123$; $p = 0,22$) não apresentaram diferenças significativas.

4.2.2. Estrutura da comunidade componente de *Astyanax* aff. *fasciatus* e *Astyanax jacuhiensis*

As espécies de helmintos encontradas em *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* foram classificadas em autogênicas (maturam em peixes) ou alogênicas (maturam em aves ou mamíferos) (ESCH *et al.* 1988). As espécies de monogenéticos foram consideradas autogênicas, pois apresentam ciclo direto e infestam os lambaris através da larva (oncomiracídio) livre natante. Para *A. aff. fasciatus*, as espécies consideradas autogênicas foram: *S. octavus*, *De. retrobiloba*, *An. lintoni*, ‘metacestóide indeterminado 1’, *Q. torquatus*, *Pr. (Spi.) hilarii* e *Rh. (Rh.) acuminata*. A única espécie alogênica encontrada foi *Ascocotyle* sp.. Dentre as espécies parasitas de *A. jacuhiensis*, foram classificadas como autogênicas: *Chalcinotrema* sp., *S. octavus*, haploporídeo

indeterminado, *G. parva* e *Pr. (Spi.) hilarii*. As espécies consideradas como alogênicas foram *Ascocotyle* sp. e *Corynosoma* sp. As espécies ‘metacercária indeterminada 1’, ‘metacercária indeterminada 2’ e ‘metacestoide indeterminado 2’ não foram classificadas, pois não foi possível inferir quem são os hospedeiros definitivos e quais são os hábitos (aquático ou terrestre) desses hospedeiros.

De acordo com a proposta de HANSKI (1982) e BUSH & HOLMES (1986) as espécies de helmintos foram classificadas em central, secundária e satélite (Fig. 188). Nesta classificação, nenhuma das espécies de *A. aff. fasciatus* foi considerada central, e com exceção de *Pr. (Spi.) hilarii* (68,6%) e *Characithecium* sp. (57,14%) consideradas espécies secundárias, as demais espécies foram classificadas como satélites (Fig. 188a). Na comunidade componente de *A. jacuhiensis* somente *Characithecium* sp. (46,67%) foi considerada secundária e as demais foram classificadas como satélites (Fig. 188b).

Os valores de importância de Thul (I) para as espécies parasitas de *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* estão apresentados na tabela IX. Na comunidade componente de *A. aff. fasciatus*, cinco espécies foram consideradas dominantes, sendo *Pr. (Spi.) hilarii* (I = 23,75) e *Characithecium* sp. (I = 13,43) com os valores mais altos. As demais foram classificadas como co-dominantes (seis espécies), subordinadas (três espécies) e, pioneiras ou sem sucesso (seis espécies). Na comunidade componente de *A. jacuhiensis* as espécies foram consideradas dominantes (oito espécies), co-dominantes (sete espécies) e pioneiras sem sucesso (três espécies) (Tab. IX). Assim como na comunidade componente de *A. aff. fasciatus*, as espécies *Characithecium* sp. (I = 32,92) e *Pr. (Spi.) hilarii* (I = 13,44) foram consideradas como dominantes.

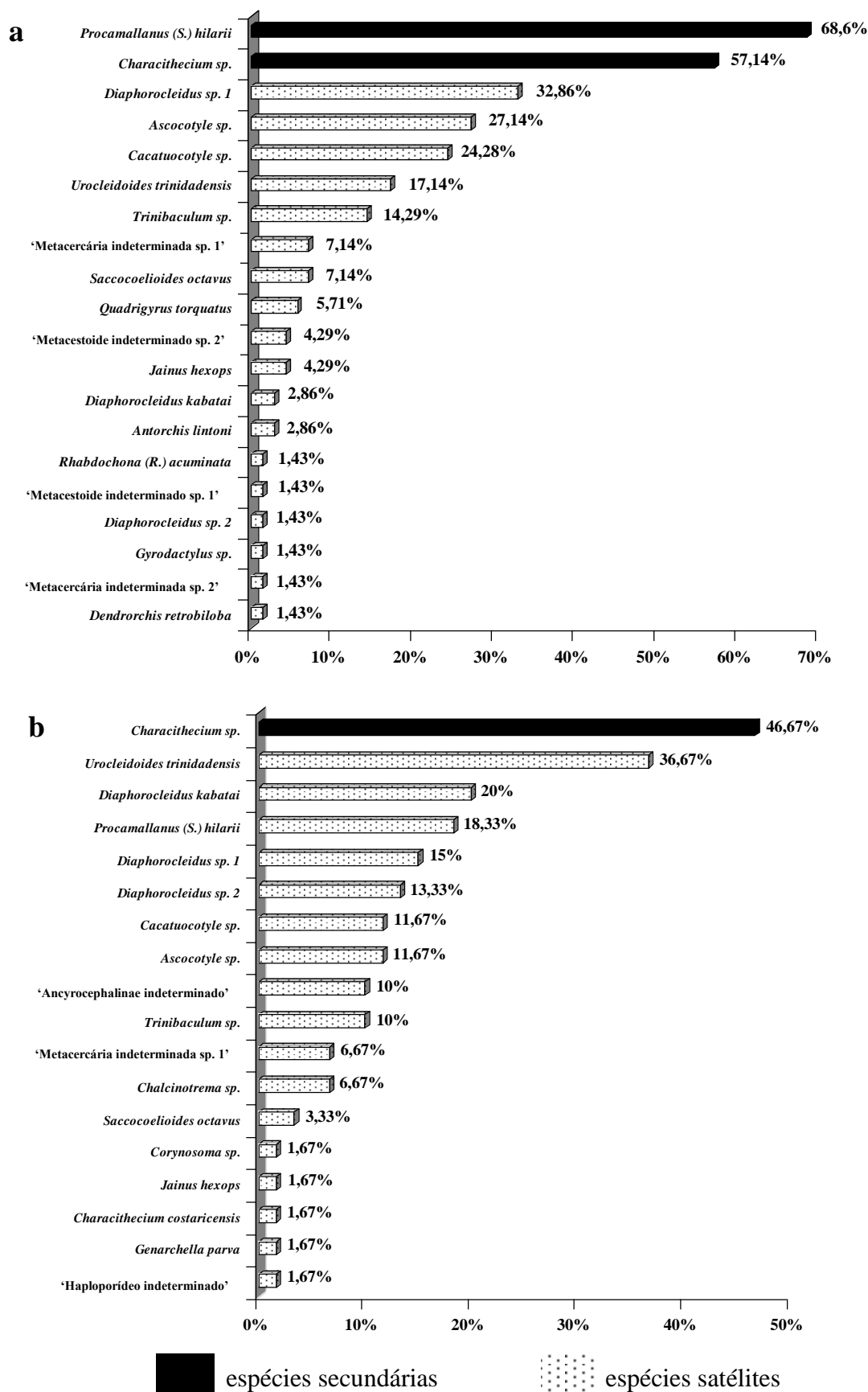


Figura 188. Classificação das espécies de helmintos de acordo com HANSKI (1982) e BUSH & HOLMES (1986) nas comunidades componentes de *Astyanax aff. fasciatus* (a) e *Astyanax jacuhiensis* (b).

Tabela IX. Classificação das espécies de helmintos parasitas na comunidade componente das espécies de hospedeiros (*Astyanax aff. fasciatus* e *Astyanax jacuhiensis*) de acordo com o valor de importância de Thul (os asteriscos indicam que a classificação daquela espécie variou nas duas espécies de hospedeiros).

Classificação das espécies de helmintos	Valor de importância de Thul (I)	
	<i>Astyanax. aff. fasciatus</i>	<i>Astyanax jacuhiensis</i>
Dominantes		
<i>Procamallanus (S.) hilarii</i>	23,75	13,44
<i>Characithecium</i> sp.	13,43	32,92
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 1	2,74	2,07
<i>Cacatuocotyle</i> sp.	2,25	1,29
<i>Urocleidoides trinidadensis</i>	1,00	22,31
<i>Diaphorocleidus kabatai</i>	*	5,81
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 2	*	1,47
‘Ancyrocephalinae indeterminado’	—	1,1
Co-dominantes		
<i>Trinibaculum</i> sp.	0,53	0,83
<i>Saccocoelioides octavus</i>	0,49	0,09
<i>Rhabdochona (Rhabdochona) acuminata</i>	0,06	—
<i>Jainus hexops</i>	0,05	0,02
<i>Antorchis lintoni</i>	0,03	—
<i>Diaphorocleidus kabatai</i>	0,02	*
<i>Chalcinotrema</i> sp.	—	0,46
‘Haploporideo indeterminado’	—	0,04
<i>Genarchella parva</i>	—	0,02
<i>Characithecium costaricensis</i>	—	0,02
Subordinadas		
<i>Dendrochis retrobiloba</i>	0,004	—
<i>Gyrodactylus</i> sp.	0,004	—
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 2	0,004	*
Pioneiras		
<i>Ascocotyle</i> sp.	0	0
‘Metacercária indeterminada sp. 1’	0	0
‘Metacercária indeterminada sp. 2’	0	—
‘Metacestoide indeterminado 1’	0	—
‘Metacestoide indeterminado 2’	0	—
<i>Quadrigyrus torquatus</i>	0	—
<i>Corynosoma</i> sp.	—	0

4.2.3. Análise entre a helmintofauna e o sexo de *Astyanax aff. fasciatus* e *Astyanax jacuhiensis*

O número de espécimes de todas as infrapopulações de parasitos encontradas nos machos ($11,64 \pm 17,17$; $n = 36$) e nas fêmeas ($19,47 \pm 42,28$; $n = 34$) não diferiu estatisticamente ($U = 577$; $p = 0,68$). O comprimento total dos machos ($8,04 \pm 1,95$ cm; $n = 36$) e das fêmeas ($8,55 \pm 2,12$ cm; $n = 34$) de *A. aff. fasciatus* não diferiu estatisticamente ($t = -1,05$; $gl = 68$; $p = 0,29$). Em relação à massa corporal, fêmeas apresentaram peso maior ($10,33 \pm 10,4$; $n = 34$) do que os machos ($7,39 \pm 7,52$; $n = 36$), no entanto esta diferença não foi significativa ($t = -1,36$; $gl = 68$; $p = 0,18$).

Em relação à prevalência, não foram encontradas diferenças significativas entre os sexos em *A. aff. fasciatus* (Tab. X). A intensidade e o comprimento total dos lambaris apresentou associação significativa para *Ascocotyle* sp. ($r_s = -0,46$; $p = 0,04$) e *Trinibaculum* sp. ($r_s = 0,71$; $p = 0,02$). Nessas duas espécies, foram observadas associações significativas entre a intensidade e a massa corporal ($r_s = -0,44$; $p = 0,05$ em *Ascocotyle* sp. e $r_s = 0,69$; $p = 0,02$ em *Trinibaculum* sp.) (Tab. XI).

Quando comparada a abundância dos helmintos e o comprimento total dos hospedeiros, duas espécies apresentaram correlação significativa: *U. trinidadensis* ($r_s = 0,3$; $p = 0,01$) e *Pr. (Spi.) hilarii* ($r_s = -0,39$; $p = 0,0008$) (Tab. XI). A mesma associação ocorreu entre a massa corporal e a abundância em *U. trinidadensis* ($r_s = 0,29$; $p = 0,01$) e *Pr. (Spi.) hilarii* ($r_s = -0,37$; $p = 0,001$). As intensidades e as abundâncias das infecções não apresentaram valor significativo quando comparadas com o sexo de *A. aff. fasciatus* (Tab. XII).

Em *A. jacuhiensis*, o comprimento total das fêmeas ($8,72 \pm 1,39$ cm; $n = 27$) foi significativamente maior em relação aos machos ($7,76 \pm 1,5$ cm; $n = 33$) ($t = -2,54$; $gl =$

58; $p = 0,01$). A massa corporal das fêmeas ($12,53 \pm 7,5$; $n = 27$) também foi significativamente maior do que nos machos ($8,46 \pm 5,04$; $n = 33$) ($t = -2,41$; $gl = 43,91$; $p = 0,02$). O número de espécimes de parasitos em todas as infrapopulações, nos machos ($5,66 \pm 8,89$; $n = 33$) e nas fêmeas ($5,7 \pm 9,42$; $n = 27$), não diferiu estatisticamente ($U = 426,5$; $p = 0,77$). Essa relação entre o número de espécimes das infrapopulações de helmintos e o sexo dos hospedeiros também foi observada em *A. aff. fasciatus*, no entanto nessa espécie, os machos e as fêmeas não apresentaram diferença significativa quanto ao comprimento total e à massa corporal.

A prevalência das espécies parasitas não diferiu entre os sexos de *A. jacuhiensis* (Tab. XIII). Quando comparados o comprimento total e/ou massa corporal dos hospedeiros em relação à intensidade e à abundância das infecções das espécies parasitas, foi encontrada uma associação significativa entre *U. trinidadensis* com o comprimento total e a intensidade de infestação ($r_s = 0,44$; $p = 0,03$), comprimento total e abundância de infestação ($r_s = 0,29$; $p = 0,02$), bem como para massa corporal e abundância ($r_s = 0,25$; $p = 0,04$); entre *D. kabatai* com o comprimento total e a intensidade de infestação ($r_s = -0,56$; $p = 0,05$) e massa corporal e a intensidade de infestação ($r_s = -0,56$; $p = 0,05$); entre *Pr. (Spi.) hilarii* com o comprimento total e a intensidade de infecção ($r_s = 0,61$; $p = 0,04$) (Tab. XIV). As intensidades e as abundâncias das infecções não apresentaram valor significativo quando comparadas com o sexo de *A. jacuhiensis* (Tab. XV).

Tabela X. Teste *G* para comparação da helmintofauna e o número de lambaris (*Astyanax* aff. *fasciatus*) infectados/infestados (positivos) e não infectados/infestados (negativos) conforme o sexo do hospedeiro.

Espécies de helmintos	Machos		Fêmeas		Teste <i>G</i>
	Positivo	Negativo	Positivo	Negativo	
<i>Saccocoelioides octavus</i>	2	34	3	31	0,28 ($p = 0,60$)
<i>Dendrorchis retrobiloba</i>	0	36	1	33	1,46 ($p = 0,23$)
<i>Antorchis lintoni</i>	2	34	0	34	2,71 ($p = 0,09$)
<i>Ascocotyle</i> sp.	8	28	8	26	0,02 ($p = 0,89$)
‘Metacercária indeterminada sp. 1’	2	34	3	31	0,28 ($p = 0,59$)
‘Metacercária indeterminada sp. 2’	0	36	1	33	1,46 ($p = 0,23$)
<i>Gyrodactylus</i> sp.	0	36	1	33	1,46 ($p = 0,23$)
<i>Cacatuocotyle</i> sp.	9	27	8	26	0,02 ($p = 0,88$)
<i>Characithecium</i> sp.	18	18	22	12	1,55 ($p = 0,21$)
<i>Diaphorocleidus kabatai</i>	1	35	1	33	0,002 ($p = 0,97$)
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 1	11	25	12	22	0,18 ($p = 0,67$)
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 2	0	36	1	33	1,46 ($p = 0,23$)
<i>Jainus hexops</i>	2	34	1	33	0,29 ($p = 0,58$)
<i>Trinibaculum</i> sp.	4	32	6	28	0,61 ($p = 0,43$)
<i>Urocleidoides trinidadensis</i>	7	29	5	29	0,28 ($p = 0,6$)
‘Metacestoide indeterminado 1’	1	35	0	34	1,34 ($p = 0,25$)
‘Metacestoide indeterminado 2’	2	34	1	33	0,3 ($p = 0,58$)
<i>Quadrigyrus torquatus</i>	3	33	1	33	0,99 ($p = 0,32$)
<i>Procamallanus</i> (<i>S.</i>) <i>hilarii</i>	23	13	25	9	0,76 ($p = 0,38$)
<i>Rhabdochona</i> (<i>R.</i>) <i>acuminata</i>	1	35	0	34	1,34 ($p = 0,25$)

Tabela XI. Correlação de Spearman (r_s) entre o comprimento total e/ou massa corporal de *Astyanax aff. fasciatus* com a intensidade e/ou a abundância das infecções/infestações das espécies parasitas com prevalência $\geq 10\%$ (valores significativos em negrito).

Espécies de helmintos	Comprimento total				Massa corporal			
	Intensidade		Abundância		Intensidade		Abundância	
	r_s	valor p	r_s	valor p	r_s	valor p	r_s	valor p
<i>Ascocotyle</i> sp.	-0,46	0,04	-0,04	0,75	-0,44	0,05	-0,04	0,75
<i>Cacatuocotyle</i> sp.	0,13	0,61	0,03	0,78	0,09	0,72	-0,005	0,97
<i>Characithecium</i> sp.	-0,03	0,84	-0,1	0,42	-0,01	0,93	-0,06	0,63
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 1	0,01	0,94	0,02	0,86	0,03	0,87	0,003	0,98
<i>Trinibaculum</i> sp.	0,71	0,02	-0,09	0,44	0,69	0,02	-0,06	0,6
<i>Urocleidoides trinidadensis</i>	0,35	0,27	0,3	0,01	0,37	0,23	0,29	0,01
<i>Procamallanus (S.) hilarii</i>	-0,06	0,67	-0,39	0,0008	-0,1	0,51	-0,37	0,001

Tabela XII. Teste *U* de Mann-Whitney para comparação entre o sexo de *Astyanax* aff. *fasciatus* com a intensidade e/ou a abundância das infecções/infestações das espécies parasitas com prevalência $\geq 10\%$.

Espécies de helmintos	Intensidade		Abundância	
	<i>U</i>	valor <i>p</i>	<i>U</i>	valor <i>p</i>
<i>Ascocotyle</i> sp.	30,5	0,15	606	0,94
<i>Cacatuocotyle</i> sp.	35	0,92	602	0,91
<i>Characithecium</i> sp.	187	0,76	533	0,35
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 1	65	0,95	584	0,74
<i>Trinibaculum</i> sp.	8	0,39	568	0,61
<i>Urocleidoides trinidadensis</i>	10	0,22	590,5	0,8
<i>Procamallanus</i> (<i>S.</i>) <i>hilarii</i>	285,5	0,97	551	0,47

Tabela XIII. Teste *G* para comparação da helmintofauna e o número de lambaris (*Astyanax jacuhiensis*) infectados/infestados (positivos) e não infectados/infestados (negativos) conforme o sexo do hospedeiro.

Espécies de helmintos	Machos		Fêmeas		Teste <i>G</i>
	Positivo	Negativo	Positivo	Negativo	
<i>Chalcinotrema</i> sp.	3	30	1	26	0,73 ($p = 0,39$)
<i>Saccocoelioides octavus</i>	2	31	0	27	0,28 ($p = 0,60$)
Haploporídeo indeterminado	1	32	0	27	1,21 ($p = 0,27$)
<i>Genarchella parva</i>	1	32	0	27	1,20 ($p = 0,27$)
<i>Ascocotyle</i> sp.	4	29	3	24	0,01 ($p = 0,9$)
'Metacercária indeterminada 1'	3	30	1	26	0,73 ($p = 0,39$)
<i>Cacatuocotyle</i> sp.	3	30	4	23	0,46 ($p = 0,49$)
<i>Characithecium costaricensis</i>	1	32	0	27	1,2 ($p = 0,27$)
<i>Characithecium</i> sp.	15	18	13	14	0,04 ($p = 0,83$)
<i>Diaphorocleidus kabatai</i>	8	25	4	23	0,84 ($p = 0,35$)
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 1	6	27	3	24	0,3 ($p = 0,57$)
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 2	5	28	3	24	0,21 ($p = 0,64$)
<i>Jainus hexops</i>	1	32	0	27	1,2 ($p = 0,27$)
<i>Trinibaculum</i> sp.	4	29	2	25	0,37 ($p = 0,54$)
<i>Urocleidoides trinidadensis</i>	9	24	13	14	2,79 ($p = 0,09$)
'Ancyrocephalinae indeterminado'	2	31	4	23	1,26 ($p = 0,26$)
<i>Corynosoma</i> sp.	1	32	0	27	1,20 ($p = 0,27$)
<i>Procamallanus (S.) hilarii</i>	7	26	4	23	0,41 ($p = 0,52$)

Tabela XIV. Correlação de Spearman (r_s) entre o comprimento total e/ou massa corporal de *Astyanax jacuhiensis* com a intensidade e/ou a abundância das infecções/infestações das espécies parasitas com prevalência $\geq 10\%$ (valores significativos em negrito).

Espécies de helmintos	Comprimento total				Massa corporal			
	Intensidade		Abundância		Intensidade		Abundância	
	r_s	valor p	r_s	valor p	r_s	valor p	r_s	valor p
<i>Ascocotyle</i> sp.	0,59	0,15	0,14	0,27	0,59	0,15	0,13	0,29
<i>Cacatuocotyle</i> sp.	0,3	0,5	0,11	0,39	0,2	0,66	0,1	0,41
<i>Characithecium</i> sp.	0,15	0,43	0,12	0,32	0,18	0,34	0,11	0,38
<i>Diaphorocleidus kabatai</i>	-0,56	0,05	-0,2	0,11	-0,56	0,05	-0,21	0,09
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 1	0,2	0,59	-0,15	0,22	0,27	0,47	-0,13	0,3
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 2	—	—	0,09	0,46	—	—	0,07	0,54
<i>Urocleidoides trinidadensis</i>	0,44	0,03	0,29	0,02	0,38	0,07	0,25	0,04
<i>Procamallanus (S.) hilarii</i>	0,61	0,04	-0,2	0,11	0,56	0,07	-0,2	0,1

Tabela XV. Teste U de Mann-Whitney para comparação entre o sexo de *Astyanax jacuhiensis* com a intensidade e/ou a abundância das infecções/infestações das espécies parasitas com prevalência $\geq 10\%$.

Espécies de helmintos	Intensidade		Abundância	
	U	valor p	U	valor p
<i>Ascocotyle</i> sp.	—	—	442	0,95
<i>Cacatuocotyle</i> sp.	—	—	418,5	0,68
<i>Characithecium</i> sp.	94,5	0,89	436,5	0,89
<i>Diaphorocleidus kabatai</i>	15	0,86	404,5	0,54
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 1	—	—	412,5	0,62
<i>Diaphorocleidus</i> sp. 2	—	—	427,5	0,78
<i>Urocleidoides trinidadensis</i>	53,5	0,73	347,5	0,14
<i>Procamallanus</i> (S.) <i>hilarii</i>	11,5	0,63	419,5	0,69

5. DISCUSSÃO

5.1. Comunidades componentes

No Brasil, existem estudos sobre as comunidades componentes de helmintos de *A. altiparanae* (AVEZEDO *et al.* 2007, LIZAMA *et al.* 2008), *A. bimaculatus* (ABDALLAH *et al.* 2004, PARAGUASSÚ & LUQUE 2007, VASCONCELOS *et al.* 2013), *A. fasciatus* (PARAGUASSÚ & LUQUE 2007), *A. parahybae* (ABDALLAH *et al.* 2004) e *A. aff. paranae* (RIBEIRO *et al.* 2013). Em *A. altiparanae*, as riquezas encontradas foram de 19 espécies parasitas (nove digenéticos, quatro monogenéticos, um cestóide, um acantocéfaló e quatro nematóides) no Estado do Paraná (n = 190) (LIZAMA *et al.* 2008) e seis espécies (um digenético, um monogenético, dois cestóides e dois nematóides) no Estado de São Paulo (n = 67) (AVEZEDO *et al.* 2007). Em *A. bimaculatus*, as riquezas de parasitos encontradas foram: duas espécies (um digenético e um nematóide) no Rio Guandu (n = 40) (ABDALLAH *et al.* 2004); uma espécie de nematóide no reservatório de Lajes, ambos no Estado do Rio de Janeiro (n = 39) (PARAGUASSÚ & LUQUE 2007) e seis espécies (três digenéticos, um monogenético e dois nematóides) no Estado de Sergipe (n = 102) (VASCONCELOS *et al.* 2013). Em *A. parahybae* (n = 40), a riqueza de parasitos também é baixa: duas espécies (um digenético e um nematóide) no Rio Guandu (ABDALLAH *et al.* 2004). Em *A. fasciatus* (n = 79) do reservatório de Lajes, a riqueza parasitária também foi extremamente baixa, representada por uma espécie de nematóide (PARAGUASSÚ & LUQUE 2007). Em *A. aff. paranae* (n = 114) a riqueza encontrada foi quatro espécies de nematóides no Estado do Paraná (RIBEIRO *et al.* 2013).

As riquezas de parasitos encontradas em *A. aff. fasciatus* (20 espécies) e em *A. jacuhiensis* (18 espécies) são similares quando comparadas com a riqueza encontrada

em *A. altiparanae* (19 espécies) no Estado do Paraná (LIZAMA *et al.* 2008), contudo essas riquezas são muito elevadas em relação aos demais estudos (ABDALLAH *et al.* 2004, AVEZEDO *et al.* 2007, PARAGUASSÚ & LUQUE 2007, RIBEIRO *et al.* 2013, VASCONCELOS *et al.* 2013). Os monogenéticos representaram o grupo com a maior riqueza de espécies em *A. aff. fasciatus* (nove espécies) e em *A. jacuhiensis* (10 espécies). Este resultado difere em relação aos demais estudos: LIZAMA *et al.* (2008) encontraram uma riqueza maior de digenéticos (nove espécies), AVEZEDO *et al.* (2007) encontraram a riqueza maior de cestoides e nematoides (duas espécies cada grupo), e VASCONCELOS *et al.* (2013) encontraram a riqueza maior de digenéticos (três espécies). Nos demais estudos só foram encontrados digenéticos ou nematoides (ABDALLAH *et al.* 2004, PARAGUASSÚ & LUQUE 2007, RIBEIRO *et al.* 2013).

Segundo BUSH *et al.* (1990) e POULIN & MORAND (2004), hospedeiros com hábito aquático apresentam uma elevada riqueza de parasitos em relação aos vertebrados de hábito terrestre, pois muitos dos parasitos apresentam uma parte do ciclo biológico no meio aquático. Com relação aos parasitos de peixes de água doce, KENNEDY *et al.* (1986), afirmaram que a riqueza de parasitos é pobre devido a características dos hospedeiros como a complexidade do canal alimentar, a ectotermia, a vagilidade e a dieta dos hospedeiros. Entretanto segundo LUQUE & POULIN (2008), o número de parasitos na comunidade componente pode estar relacionado ao comprimento do hospedeiro, à temperatura e ao número de amostras obtidas.

Segundo HOLMES (1990), os peixes pertencentes a níveis tróficos intermediários apresentam uma riqueza elevada, pois podem abrigar formas larvais e adultas de parasitos, característica que explica as elevadas riquezas encontradas em *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* no presente estudo e *A. altiparanae* no Paraná (LIZAMA *et al.* 2008). Além disso, estes resultados diferem dos aspectos relacionados com a

comunidade de parasitos de peixes de água doce apresentados por KENNEDY *et al.* (1986). Segundo LUQUE & POULIN (2008), os estudos realizados em comunidades componentes de outras regiões (América do Norte e Europa) limitam e generalizam padrões que podem ser diferentes para a Região Neotropical.

De acordo com ABDALLAH *et al.* (2004) e PARAGUASSÚ & LUQUE (2007), a composição das comunidades componentes dos parasitos de lambaris está relacionada, principalmente, ao hábito alimentar e ao tipo de ambiente (lótico ou lêntico). Os lambaris são generalistas oportunistas (VILELLA *et al.* 2002) e a ingestão das larvas de digenéticos pode estar ocorrendo ao acaso, juntamente com outros itens alimentares. Os nematoides encontrados nas comunidades componentes dos lambaris apresentam geralmente, artrópodes como hospedeiros intermediários (ANDERSON 2000). Além disso, uma riqueza maior de endoparasitos em lambaris é encontrada, geralmente, em ambientes lóticos (ABDALLAH *et al.* 2004, PARAGUASSÚ & LUQUE 2007). O contrário parece ocorrer com os ectoparasitos, pois em um ambiente lêntico, as larvas desses helmintos encontram seus hospedeiros com mais facilidade (ABDALLAH *et al.* 2004), e esta característica pode ter favorecido a alta riqueza de monogenéticos encontrados no presente estudo, pois o Lago Guaíba é considerado um ambiente lêntico.

Nas comunidades componentes de *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis*, bem como nas comunidades de *A. altiparanae* (AVEZEDO *et al.* 2007, LIZAMA *et al.* 2008), *A. bimaculatus* (ABDALLAH *et al.* 2004, VASCONCELOS *et al.* 2013), *A. parahybae* (ABDALLAH *et al.* 2004) e *A. aff. paranae* (RIBEIRO *et al.* 2013) foram encontradas formas larvais de digenéticos. No presente estudo os nematoides foram encontrados somente na forma adulta, embora AVEZEDO *et al.* (2007), LIZAMA *et al.* (2008) e RIBEIRO *et al.* (2013) tenham registrado formas larvais desse grupo. A presença de larvas pertencentes aos diferentes grupos de helmintos nos lambaris é reflexo da posição

desses peixes nas teias alimentares, pois os lambaris são hospedeiros intermediários e/ou paratênicos de parasitos que maturam em vertebrados piscívoros, seus predadores (BARBIERI *et al.* 1996, ABDALLAH *et al.* 2004, LIZAMA *et al.* 2008).

As espécies parasitas encontradas em *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* que também foram encontradas nos demais estudos sobre comunidades componentes de lambaris foram: *U. astyanacis* (= *Cha. costaricensis*) em *A. altiparanae* (AZEVEDO *et al.* 2007); larvas indeterminadas de cestoides em *A. altiparanae* (LIZAMA *et al.* 2008); metacestoides de proteocefalídeo indeterminado em *A. altiparanae* (AZEVEDO *et al.* 2007); *Pr. (Spi.) hilarii* em *A. bimaculatus* (ABDALLAH *et al.* 2004, VASCONCELOS *et al.* 2013), e em *A. parahybae* (ABDALLAH *et al.* 2004); *Rh. (Rh.) acuminata* em *A. bimaculatus* e *A. fasciatus* (PARAGUASSÚ & LUQUE 2007).

No presente estudo a diversidade encontrada para *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* foi maior em relação à diversidade encontrada em *A. altiparanae* (LIZAMA *et al.* 2008). Muitas das espécies encontradas foram monogenéticos, e uma diversidade maior deste grupo pode estar associada à facilidade de fixação dos oncomiracídios em um ambiente lântico, como o Lago Guaíba e ao contato dos hospedeiros no ambiente elevando a riqueza de monogenéticos, devido ao ciclo de vida direto desse grupo. A diferença encontrada na diversidade entre as comunidades de *Astyanax* até agora estudadas, pode estar relacionada com as riquezas de espécies e sua capacidade de colonização nas comunidades componentes, e também com a uniformidade (como as abundâncias estão distribuídas entre as espécies parasitas nas comunidades) (LUDWIG & REYNOLDS 1988, GUÉGAN *et al.* 1992, MACHADO *et al.* 1996).

Os coeficientes de similaridade de Jaccard (C_j) e de Sørensen (C_s) obtidos mostraram que embora exista pouca diferença, a maior similaridade nas helmintofaunas entre o sexo dos hospedeiros foi observada em *A. jacuhiensis* ($C_j = 0,67$ e $C_s = 0,8$) em

relação à *A. aff. fasciatus* ($C_j = 0,65$ e $C_s = 0,79$). Quando comparados os coeficientes calculados para machos e fêmeas de *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis*, a maior similaridade encontrada ocorreu entre as fêmeas das duas espécies hospedeiras ($C_j = 0,53$ e $C_s = 0,69$), seguida pela similaridade entre os machos de *A. jacuhiensis* e as fêmeas de *A. aff. fasciatus* ($C_j = 0,52$ e $C_s = 0,68$). Esses valores indicam que muitas espécies parasitas são compartilhadas (12 espécies) entre as duas espécies de lambaris, possivelmente devido ao acesso desses parasitos a esses hospedeiros. Além disso, das 12 espécies compartilhadas, oito foram monogenéticos, característica que pode estar relacionada com o padrão de distribuição dessas espécies no ambiente e ao contato dos hospedeiros, que facilitaria a colonização das espécies de monogenéticos nos lambaris. Segundo GUÉGAN *et al.* (1992), quando hospedeiros de espécies diferentes, mas próximas, co-habitam um mesmo ambiente, podem ocorrer trocas de parasitos, característica que garante a sobrevivência e a riqueza dessas espécies parasitas.

Embora as espécies de lambaris sejam generalistas e oportunistas (VILELLA *et al.* 2002), o encontro de espécies de parasitos que não foram compartilhadas entre as duas espécies hospedeiras estudadas permite inferir que a diferença entre as helmintofaunas pode estar relacionada com a dieta dos lambaris. Possivelmente *A. aff. fasciatus* ingere mais artrópodes do que *A. jacuhiensis*, e este último ingere mais alimento ao acaso (larvas de parasitos livre natantes).

Quando comparados os parâmetros ecológicos entre *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis*, as espécies mais prevalentes diferiram nas duas comunidades componentes: *Characithecium* sp. apresentou alta prevalência tanto em *A. aff. fasciatus* (57,14%) quanto em *A. jacuhiensis* (46,67%), contudo *Pr. (Spi.) hilarii* foi a espécie mais prevalente em *A. aff. fasciatus* (68,57%), mas com menor prevalência em *A. jacuhiensis* (18,33%). Nas duas comunidades componentes, *Ascocotyle* sp. apresentou as maiores

intensidades médias de infecção (30,25 em *A. aff. fasciatus* e 14,57 helmintos em *A. jacuhiensis*).

A prevalência de *Pr. (Spi.) hilarii* nos lambaris examinados foi elevada (68,57% em *A. aff. fasciatus* e 18,33% em *A. jacuhiensis*) em relação ao estudo de ABDALLAH *et al.* (2004) com *A. bimaculatus* (2,5%) e *A. parahybae* (5%). No ciclo de vida de *Pr. (Spi.) hilarii*, copépodes são utilizados como hospedeiro intermediário e a infecção no peixe ocorre através da ingestão dos copépodes (ANDERSON 2000). Neste contexto, no presente estudo, possivelmente a ingestão de copépodes por *A. aff. fasciatus* foi maior em relação à *A. jacuhiensis*, bem como quando comparada com *A. bimaculatus* e *A. parahybae* no RJ.

Em *A. bimaculatus* e *A. fasciatus*, a espécie de nematoide *Rh. (Rh.) acuminata* apresentou prevalências de 41% e 36,7%, respectivamente (PARAGUASSÚ & LUQUE 2007). Esta espécie de nematoide apresentou prevalência menor (1,43%) em *A. aff. fasciatus* no Lago Guaíba, RS, diferença que pode estar relacionada com a baixa ingestão de insetos (efemerópteros, tricópteros ou plecópteros) considerados hospedeiros intermediários no ciclo biológico de *Rh. (Rh.) acuminata* (ANDERSON 2000).

No presente estudo, as intensidades e/ou abundâncias dos monogenéticos foram baixas nas duas comunidades componentes, resultados também encontrados em *A. altiparanae* por LIZAMA *et al.* (2008). Nas espécies ovíparas, os oncomiracídios eclodem e precisam se locomover até encontrar o hospedeiro, característica que pode explicar o baixo número de monogenéticos adultos nos peixes (VINOBAVA & VINOBAVA 1994). Altas intensidades de infecção nos monogenéticos podem ser o resultado de espécies de monogenéticos que se fixam sobre o hospedeiro logo após a eclosão, como ocorre com os girodactilídeos (VINOBAVA & VINOBAVA 1994, TINSLEY & JACKSON

2002). Hospedeiros de médio a grande porte também podem apresentar altas intensidades de monogenéticos, pois apresentam uma área maior para ocupação pelos monogenéticos (FERRARI-HOEINGHAUS *et al.* 2006).

As baixas intensidades e abundâncias das infecções e/ou infestações em todos os grupos de parasitos podem estar relacionadas ao padrão de dispersão (agregado) como observado no presente estudo, bem como, nos estudos de PARAGUASSÚ & LUQUE (2007) e LIZAMA *et al.* (2008). Além disso, os valores observados são reflexos das comunidades componentes de peixes de água doce, consideradas como isolacionistas. Nessas comunidades, as espécies parasitas têm uma baixa capacidade de colonização e as infrapopulações são menos numerosas (ESCH *et al.* 1990, CHOUDHURY & DICK 2000).

5.2. Estrutura das comunidades componentes

Em *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* a espécie considerada alogênica foi *Ascocotyle* sp. que tem, geralmente, aves piscívoras como hospedeiro definitivo (SANTOS *et al.* 2007). Além de *Ascocotyle* sp., em *A. jacuhiensis* foi encontrada uma larva de *Corynosoma* sp., que também foi considerada como espécie alogênica. Esta larva deve ter um mamífero marinho como hospedeiro definitivo (AZNAR *et al.* 2006). Segundo ESCH *et al.* (1990), as espécies alogênicas podem apresentar um grande potencial de dispersão quando comparada às autogênicas, que apresentam uma distribuição mais restrita.

As comunidades componentes dos helmintos de *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* do Lago Guaíba, RS, apresentaram um grande número de espécies satélites assim como

nos estudos de ABDALLAH *et al.* (2004), LIZAMA *et al.* (2008), RIBEIRO *et al.* (2013) e VASCONCELOS *et al.* (2013). As espécies satélites (com prevalência < 40%) constituem espécies localmente raras e seu encontro nas comunidades de helmintos de *Astyanax* podem estar relacionadas com o tipo de comunidade (isolacionista) e possivelmente à dieta dos caracídeos.

No presente estudo, *Pr. (Spi.) hilarii* foi considerada como espécie secundária (68,6%) na comunidade componente de *A. aff. fasciatus* e como espécie satélite na comunidade componente de *A. jacuhiensis* (46,67%). Em *A. bimaculatus* e *A. parahybae* no RJ, *Pr. (Spi.) hilarii* foi considerada satélite (2,5 e 5%, respectivamente) (ABDALLAH *et al.* 2004). Na mesma comunidade componente, *Clinostomum complanatum* Rudolphi, 1814 foi considerada satélite em *A. bimaculatus* e *A. parahybae* (25 e 20%, respectivamente).

Em *A. bimaculatus* e *A. fasciatus*, a espécie de nematoide *Rh. (Rh.) acuminata* foi considerada como espécie secundária (41% e 36,7%, respectivamente) (PARAGUASSÚ & LUQUE 2007), contudo no presente estudo foi considerada satélite (1,43%). Em *A. altiparanae*, do Estado de SP, três espécies foram consideradas como centrais (AZEVEDO *et al.* 2007), contudo para a mesma espécie de hospedeiro no Estado do Paraná, LIZAMA *et al.* (2008) encontraram somente espécies satélites. No estudo de RIBEIRO *et al.* (2013) todas espécies foram consideradas satélites. No estudo de VASCONCELOS *et al.* (2013) uma espécie indeterminada de Echinostomatidae foi considerada secundária (57,14%). As diferenças observadas nos estudos supracitados e o presente trabalho podem estar relacionadas com os hábitos de vida dos lambaris e com a dieta que influenciam na riqueza e na prevalência das espécies parasitas.

Quanto ao valor de importância de Thul (I), as duas espécies que apresentaram os maiores valores e foram consideradas dominantes nas comunidades componentes de

A. aff. fasciatus e *A. jacuhiensis* foram *Pr. (Spi.) hilarii* (I = 23,75 e 13,44, respectivamente) e *Characithecium* sp. (I = 13,43 e 32,92, respectivamente). Quando comparadas com a classificação de HANSKI (1982) e BUSH & HOLMES (1986), essas duas espécies de parasitos consideradas dominantes, também foram consideradas como localmente abundantes e bem distribuídas: *Characithecium* sp. (em *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis*) e, *Pr. (Spi.) hilarii* (em *A. aff. fasciatus*).

O valor de importância de Thul é calculado considerando o número de espécimes pertencentes às diferentes espécies e também considera o estado de maturidade do parasito (adulto ou larva). A partir desta classificação, as espécies *Ascocotyle* sp., ‘metacercária indeterminada 1’, ‘metacercária indeterminada 2’, ‘metacestoide indeterminado 1’, ‘metacestoide indeterminado 2’, *Q. torquatus* e *Corynosoma* sp. foram consideradas como pioneiras (I = 0), pois maturam em outro hospedeiro.

Em relação às demais comunidades componentes de lambaris, as que apresentaram pelo menos uma espécie pioneira foram: *A. altiparanae* em São Paulo, com três espécies (AZEVEDO *et al.* 2007); *A. altiparanae* no Paraná com 15 espécies (LIZAMA *et al.* 2008); *A. bimaculatus* e *A. parahybae* no Rio de Janeiro com uma espécie (ABDALLAH *et al.* 2004); *A. aff. paranae* com uma espécie no Paraná (RIBEIRO *et al.* 2013) e *A. bimaculatus* com duas espécies no Sergipe (VASCONCELOS *et al.* 2013). Neste contexto, nas localidades amostradas, as espécies de *Astyanax* constituem hospedeiras intermediárias e/ou paratênicas de diferentes espécies de helmintos. Para a comparação das espécies de parasitos nas demais categorias do valor de importância de Thul, seria necessário obter o número de espécimes encontrados em cada espécie, dado não apresentado nas publicações.

No presente estudo, muitas espécies de monogenéticos (*Gyrodactylus* sp., *Cha. costaricensis*, *Diaphorocleidus* sp. 2, *J. hexops* e Ancyrocephalinae indeterminado) foram encontradas com infrapopulações extremamente baixas. Esta característica pode ser resultado da perda dos espécimes devido à manipulação nos arrastos realizados para obtenção dos peixes, e do manuseio até o momento da necropsia. Portanto, os valores encontrados nos parâmetros ecológicos bem como a classificação dessas espécies na comunidade componente podem não refletir a verdadeira estrutura da comunidade componente.

5.3. Influência do sexo dos hospedeiros nas comunidades componentes

Em *A. aff. fasciatus*, os machos e as fêmeas não apresentaram diferenças entre o comprimento e a massa corporal. Entretanto em *A. jacuhiensis*, o comprimento e a massa corporal das fêmeas foram significativamente maiores em relação aos machos. Segundo GURGEL (2004), em estudo feito no Rio Grande do Norte, o peso das fêmeas de *A. fasciatus* pode ter influenciado a captura pela rede, o que pode ter também ocorrido no presente estudo.

A relação entre os parâmetros ecológicos e o sexo dos hospedeiros não apresentou diferença significativa em *A. aff. fasciatus* (prevalência: $U = 194$; $p = 0,87$, intensidade média: $U = 184$; $p = 0,66$ e abundância: $U = 187$; $p = 0,72$). Contudo nos machos de *A. jacuhiensis*, a prevalência foi maior do que nas fêmeas ($U = 83$; $p = 0,01$), enquanto que não foram observadas diferenças entre a intensidade média ($U = 118$; $p = 0,16$) e a abundância ($U = 123$; $p = 0,22$). Quando os parâmetros ecológicos foram

comparados entre as comunidades componentes de *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis*, nenhum apresentou diferença significativa: prevalência ($U = 337$; $p = 0,98$), intensidade média ($U = 290$; $p = 0,38$) e abundância média ($U = 322$; $p = 0,77$). Estes resultados sugerem que os parasitos infectam e/ou infestam os hospedeiros independentemente da espécie e do sexo do hospedeiro. No entanto, nos machos de *A. jacuhiensis* parece ocorrer um consumo maior de itens alimentares resultando num aumento das prevalências dos endoparasitos, bem como um contato maior no ambiente que elevariam as prevalências dos ectoparasitos em relação às fêmeas.

Nas duas espécies de *Astyanax* estudadas no presente estudo, as espécies parasitas não apresentaram diferença em termos de prevalência. No entanto, as espécies que apresentaram correlação entre a intensidade e o comprimento dos lambaris diferiram nas duas comunidades componentes: *Ascocotyle* sp. ($r_s = -0,46$; $p = 0,04$) e *Trinibaculum* sp. ($r_s = 0,71$; $p = 0,02$) em *A. aff. fasciatus*; *D. kabatai* ($r_s = -0,56$; $p = 0,05$), *U. trinidadensis* ($r_s = 0,44$; $p = 0,03$) e *Pr. (Spi.) hilarii* ($r_s = 0,61$; $p = 0,04$) em *A. jacuhiensis*. As associações entre abundância e/ou comprimento e massa corporal foram significativas nas espécies *U. trinidadensis* (comprimento: $r_s = 0,3$; $p = 0,01$ e massa corporal: $r_s = 0,29$; $p = 0,01$) e *Pr. (Spi.) hilarii* (comprimento: $r_s = -0,39$; $p = 0,0008$ e massa corporal: $r_s = -0,37$; $p = 0,001$) na comunidade componente de *A. aff. fasciatus*, enquanto que em *A. jacuhiensis* somente *U. trinidadensis* apresentou associação significativa da abundância com o comprimento ($r_s = 0,29$; $p = 0,02$) e com a massa corporal ($r_s = 0,25$; $p = 0,04$). A massa corporal e a intensidade somente foi significativa em *Ascocotyle* sp. ($r_s = -0,44$; $p = 0,05$) e *Trinibaculum* sp. ($r_s = 0,69$; $p = 0,02$) em *A. aff. fasciatus*; e *D. kabatai* ($r_s = -0,56$; $p = 0,05$) em *A. jacuhiensis*.

A associação positiva entre a intensidade e/ou abundância dos monogenéticos *Trinibaculum* sp. e *U. trinidadensis* com o comprimento e/ou massa corporal dos

hospedeiros pode estar relacionada com o microhábitat ocupado por essas espécies nas lamelas branquiais, onde hospedeiros com tamanhos maiores apresentariam mais espaços para as infrapopulações (FERRARI-HOEINGHAUS *et al.* 2006). Segundo HOBERG (2005), o efeito cumulativo, a densidade do hospedeiro no ambiente e outros fatores também podem estar relacionados com o aumento do número de parasitos. Com relação à abundância nos monogenéticos, POULIN & JUSTINE (2008) encontraram uma relação positiva entre monogenéticos com corpo maior e baixas abundâncias. Nessas espécies, o uso de recursos é maior, portanto no mesmo microhábitat, muitos espécimes não conseguem coexistir, acarretando em um número pequeno de indivíduos nas infrapopulações. Em *A. altiparanae*, AVEZEDO *et al.* (2007) também encontraram uma associação positiva entre a intensidade de *U. astyanactis* (= *Cha. costaricensis*) e o tamanho (comprimento total e a massa corporal) do peixe. No entanto, mais estudos sobre a dinâmica populacional dos monogenéticos serão necessários para confirmar essas hipóteses.

LIZAMA *et al.* (2008) encontraram uma correlação positiva entre a abundância de *As. tenuicollis* (= *As. felipei*) e o comprimento de *A. altiparanae*, que segundo os autores, resultou em efeito acumulativo. Esta característica também foi visualizada no presente estudo, onde o bulbo do coração apresentava com frequência muitas metacercárias encistadas, contudo nos lambaris examinados do Lago Guaíba, RS, as associações da intensidade de *Ascocotyle* sp. com o comprimento ($r_s = -0,46$) e com a massa corporal ($r_s = -0,44$) foram negativas, significando que este parasito infecta lambaris independentemente do tamanho do hospedeiro. Neste contexto, o parasito vem infectando hospedeiros de tamanhos diferentes, entretanto a predação de peixes menores elevará a chance para a transmissão das larvas de *Ascocotyle* para as aves piscívoras, consideradas hospedeiras definitivas deste helminto.

A análise da helmintofauna de *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis* do Lago Guaíba, RS, representa o primeiro estudo comparativo entre duas espécies de lambaris no RS. Além das espécies novas de monogenéticos, pela primeira vez são registradas espécies pertencentes a diferentes grupos de helmintos em *A. aff. fasciatus* e *A. jacuhiensis*. A similaridade na helmintofauna sugere uma relação próxima entre as duas espécies de hospedeiros, contudo as diferenças encontradas podem estar relacionadas com a dieta desses lambaris. O presente estudo contribui com o conhecimento da biodiversidade de parasitos em lambaris do Lago Guaíba, bem como das relações ecológicas existentes entre esses parasitos e seus hospedeiros.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

(segundo as normas da revista Zoologia)

- ABDALLAH, V.D.; R.K. AZEVEDO & J.L. LUQUE. 2004. Metazoários parasitos dos lambaris *Astyanax bimaculatus* (Linnaeus, 1758), *A. parahybae* Eigenmann, 1908 e *Oligosarcus hepsetus* (Cuvier, 1829) (Osteichthyes: Characidae), do Rio Guandu, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária** **13** (2): 57-63.
- ABDALLAH, V.D.; R.K. AZEVEDO & R.J. SILVA. 2013. *Trinibaculum altiparanae* sp. n., a new dactylogyrid species (Monogenea) of the *Astyanax altiparanae* (Osteichthyes: Characidae) in the Peixe river, southeastern Brazil. **Neotropical Helminthology** **7** (2): 211-217.
- ACOSTA, A.A.; J. QUEIROZ; H. BRANDÃO; E.D. CARVALHO & R. J. SILVA. 2013. Helminths of *Steindachnerina insculpta* in two distinct stretches of the Taquari River, state of São Paulo, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária** **22** (4): 539-547.
- AGARWAL, N. & D.C. KRITSKY. 1998. Neotropical Monogenoidea. 33. Three new species of *Ancistrohaptor* n. g. (Dactylogyridae, Ancyrocephalinae) on *Triportheus* spp. (Teleostei, Characidae) from Brazil, with checklists of ancyrocephalines recorded from neotropical characiform fishes. **Systematic Parasitology** **39**: 59-69.
- AGOSTINHO, A.A.; G. BARBIERI; J.R. VERANI & C.S. AGOSTINHO. 1986. Ciclo reprodutivo e primeira maturação de *Rhinelepis aspera* (Agassiz 1829), (Teleostei, Loricariidae). **Revista UNIMAR** **8** (1): 17-27.
- AGOSTINHO, A.A.; S.M. THOMAZ & L.C. GOMES. 2005. Conservação da biodiversidade em águas continentais do Brasil. **Megadiversidade** **1** (1): 70-78.

- AGUIRRE-MACEDO, M.L. & J. VIOLANTE-GONZÁLEZ. 2008. *Saccocoelioides lamothei* n. sp. from *Dormitator latifrons* (Pisces: Eleotridae) from coastal lagoons of Guerrero, Mexico. **Revista Mexicana de Biodiversidad** **79** (suplem. agosto): 33-40
- AGUIRRE-MACEDO, M.L.; T. SCHOLZ; D. GONZÁLEZ-SOLÍS; V.M. VIDAL-MARTÍNEZ; P. POSEL; G. ARJONA-TORRES; E. SIU-ESTRADA & S. DUMAILO. 2001a. Larval Helminths Parasitizing Freshwater Fishes from the Atlantic Coast of Nicaragua. **Comparative Parasitology** **68** (1): 42-51.
- AGUIRRE-MACEDO, M.L.; T. SCHOLZ; D. GONZÁLEZ-SOLÍS; V.M. VIDAL-MARTÍNEZ; P. POSEL; G. ARJONA-TORRES; S. DUMAILO & E. SIU-ESTRADA. 2001b. Some Adult Endohelminths Parasitizing Freshwater Fishes from the Atlantic Drainages of Nicaragua. **Comparative Parasitology** **68** (2): 190-195.
- ALBERTO, A.; A.F.M. CAMARGO; J.R. VERANI; O.F.T. COSTA & M.N. FERNANDES. 2005. Health variables and Gill morphology in the tropical fish *Astyanax fasciatus* from a sewage-contaminated river. **Ecotoxicology and Environmental Safety** **61**: 247-255.
- ALMEIDA, K.S.S. & S.C. COHEN. 2011. Diversidade de Monogenea (Platyhelminthes) parasitos de *Astyanax altiparanae* do reservatório da Usina Hidrelétrica de Itaipu. **Saúde & Ambiente em Revista** **6** (1): 31-41.
- AMATO, J.F.R. 1994. *Pseudobicotylophora atlantica* n. gen., n. sp. (Monogenea: Bicotylophoridae n. fam.), parasite of *Trachinotus* spp. (Osteichthyes: Carangidae) and redescription of *Bicotylophora trachinoti*. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária** **3** (2): 99-108.
- AMATO, J.F.R. & S.B. AMATO. 2010. Técnicas gerais para coleta e preparação de helmintos endoparasitos de aves, p. 369-393. In: S. VON MATTER; F.C. STRAUBE; I.A. ACCORDI; V.Q. PIACENTINI & J.F. CÂNDIDO-JR (Orgs.). **Ornitologia e**

- Conservação: Ciência Aplicada, Técnicas de Pesquisa e Levantamento.** Rio de Janeiro, Technical Books, 516p.
- 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.
- AMIN, O.M. 2003. Classification of the Acanthocephala. **Folia Parasitologica** **60** (4): 273-305.
- ANDERSON, R.C. 1958. Méthode pour l'examen des Nématodes en vue apicale. **Annales de Parasitologie Humaine et Comparée** **33** (1-2): 171-172.
- ANDERSON, R.C. 2000. **Nematode parasites of vertebrates: their development and transmission.** Wallingford, CABI Publishing, 2nd ed., XX+650p.
- ANDERSON, R.C.; A.G. CHABAUD & S. WILLMOTT (Eds). 2009. **Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates. Archival volume.** Wallingford, CAB International, X+463p.
- ARTIOLI, L.G.S.; J.P. VIEIRA; A.M. GARCIA & M.A. BEMVENUTI. 2009. Distribuição, dominância e estrutura de tamanhos da assembléia de peixes da lagoa Mangueira, sul do Brasil. **Iheringia, Série Zoologia** **99** (4): 409-418.
- ARTIOLI, L.G.S.; P.H.S. PRATES-JÚNIOR; F. DIEFENTHAELER & N.F. FONTOURA. 2003. Período reprodutivo e alimentação de *Astyanax alburnus* no canal Cornélios, Capão da Canoa, Rio Grande do Sul (Teleostei, Characiformes, Characidae). **Biociências** **11** (2): 115-122.
- ARTONI, R.F.; O.A. SHIBATTA; M.C. GROSS; C.H. SCHNEIDER; M.C. ALMEIDA; M.R. VICARI & L.A.C. BERTOLLO. 2006. *Astyanax aff. fasciatus* Cuvier, 1819 (Teleostei;

- Characidae) evidences of a species complex in the upper rio Tibagi basin (Paraná, Brazil). **Neotropical Ichthyology** 4 (2): 197-202.
- AYRES, M.; M. AYRES JÚNIOR; D.L. AYRES & A.S. dos SANTOS. 2005. **BioEstat: aplicações estatísticas nas áreas das ciências biomédicas**. Belém, Sociedade Civil Mamirauá, 334p.
- AZEVEDO, G.B.; R.R. MADI & M.T. UETA. 2007. Metazoários parasitas de *Astyanax altiparanae* (Pisces: Characidae) na Fazenda Rio das Pedras, Campinas, SP, Brasil. **Bioikos** 21 (2): 89-96.
- AZEVEDO, R.K.; V.D. ABDALLAH & J.L. LUQUE. 2010. Acanthocephala, Annelida, Arthropoda, Myxozoa, Nematoda and Platyhelminthes parasites of fishes from the Guandu river, Rio de Janeiro, Brazil. **Check List** 6 (4): 659-667.
- AZUAR, F.J.; G. PÉREZ-PONCE DE LEÓN & J.A. RAGA. 2006. Status of *Corynosoma* (Acanthocephala: Polymorphidae) based on anatomical, ecological, and phylogenetic evidence, with the erection of *Pseudocorynosoma* n. gen. **Journal of Parasitology** 92 (3): 548-564.
- BARBIERI, G. & M.C. BARBIERI. 1988. Curva de maturação, tamanho de primeira maturação gonadal e fecundidade de *Astyanax bimaculatus* e *Astyanax fasciatus*, da represa do Lobo, Estado de São Paulo (Osteichthyes, Characidae). **Revista Ceres** 37 (197): 64-77.
- BARBIERI, G.; A.C. PERET & J.R. VERANI. 1994. Notas sobre a adaptação do trato digestivo ao regime alimentar em espécies de peixes da região de São Carlos (SP). I. Quociente intestinal. **Revista Brasileira de Biologia** 54 (1): 63-69.
- BARBIERI, G.; S.M. HARTZ & J.R. VERANI. 1996. O fator de condição e índice hepatossomático como indicadores do período de desova de *Astyanax fasciatus* da

- Represa do Lobo, São Paulo (Osteichthyes, Characidae). **Iheringia, Série Zoologia** **81**: 97-100.
- BARBOSA, P.M.M. & T. MATSUMURA-TUNDISI. 1984. Consumption of zooplanktonic organisms by *Astyanax fasciatus* Cuvier, 1819 (Osteichthyes, Characidae) in Lobo (Broa) Reservoir, São Carlos, SP, Brazil. **Hydrobiologia** **113**: 171-181.
- BAYLIS, H.A. 1923. Report on a collection of parasitic nematodes, mainly from Egypt. Part III. Camallanidae, etc. With a note on *Probstmatria* and an appendix on Acanthocephala. **Parasitology** **15** (1): 24-38.
- BERTACO, V.A. & C.A.S. LUCENA. 2010. Redescription of *Astyanax obscurus* (Hensel, 1870) and *A. laticeps* (Cope, 1894) (Teleostei: Characidae): two valid freshwater species originally described from rivers of Southern Brazil. **Neotropical Ichthyology** **8** (1): 7-20.
- BOEGER W.A.; M. V. DOMINGUES & D.C. KRITSKY. 1997. Neotropical Monogenoidea. 32. *Cacatuocotyle paranaensis* n. g., n. sp. (Dactylogyridae, Ancyrocephalinae) from *Characidium* spp. (Teleostei, Characidae) from the State of Paraná, Brazil. **Systematic Parasitology** **36**: 75-78.
- BOWEN, S.H. 1983. Detritivory in neotropical fish communities. **Environmental Biology of Fishes** **9** (2): 137-144.
- BRAY R.A. 2008. Family Faustulidae Poche, 1926, p. 509-522. In: R.A. BRAY; D.I. GIBSON & A. JONES (Eds). **Keys to the Trematoda. Volume 3**. Wallingford, CABI Publishing, XV+824p.
- BRAY R.A.; D.I. GIBSON & A. JONES (Eds). 2008. **Keys to the Trematoda. Volume 3**. Wallingford, CAB International, XV+824p.

- BROOKS, D.R. 1977. A new genus and two new species of trematodes from characid fishes in Colombia. **Transactions of the American Microscopical Society** **96** (2): 267-270.
- BROOKS, D.R. 1978. Evolutionary history of the cestode order Proteocephalidea. **Systematic Zoology** **27**: 312-323.
- BROOKS, D.R. 2000. Parasite Systematics in the 21st Century: Opportunities and Obstacles. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **95** (supl. 1): 99-107.
- BROOKS, D.R. & C.A. MACDONALD. 1986. A new species of *Phyllodistomum* Braun, 1899 (Digenea: Gorgoderidae) in a Neotropical catfish, with discussion of the generic relationships of the Gorgoderidae. **Canadian Journal of Zoology** **64** (6): 1326-1330.
- BUCKNER, R.L. & D.R. BROOKS. 1980. Occurrence of *Quadrigyrus torquatus* Van Cleave, 1920 (Acanthocephala) in North-central Colombia, South America. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington** **47** (1): 139-140.
- BUCKUP, P.A.; N.A. MENEZES & M.S. GHAZZI (Eds). 2007. **Catálogo das espécies de peixes de água doce do Brasil**. Rio de Janeiro, Museu Nacional, 195p.
- BUSH, A.O.; J.M. AHO & C.R. KENNEDY. 1990. Ecological versus phylogenetic determinants of helminth parasite community richness. **Evolutionary Ecology** **4**: 1-20.
- BUSH, A.O. & J.C. HOLMES. 1986. Intestinal helminths of lesser scaup ducks: patterns of association. **Canadian Journal of Zoology** **64** (1): 132-141.
- 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** (4): 575-583.

- CAMPBELL, R.A. 2008. Family Gorgoderidae Looss, 1899, p. 191-213. *In*: R.A. BRAY; D.I. GIBSON & A. JONES (Eds). **Keys to the Trematoda. Volume 3**. Wallingford, CABI Publishing, XV+824p.
- CARVALHO, F.R.; L.R. MALABARBA; A.L. LENZ; C.K. FUKAKUSA; T.F.R. GUIMARÃES; J.A. SANABRIA & A.C. MORAES. 2012. Ictiofauna da Estação Experimental Agronômica da Universidade Federal do Rio Grande do Sul, sul do Brasil: composição e diversidade. **Revista Brasileira de Biociências** **10** (1): 26-47.
- CARVALHO, S.; G.M. GUIDELLI; R.M. TAKEMOTO & G.C. PAVANELLI. 2003. Ecological aspects of endoparasite fauna of *Acestrorhynchus lacustris* (Lütken, 1875) (Characiformes, Acestrorhynchidae) on the Upper Paraná River floodplain, Brazil. **Acta Scientiarum. Biological Sciences** **25** (2): 479-483.
- CASPETA-MANDUJANO, J.M.; F. MORAVEC & G. SALGADO-MALDONADO. 2000. *Rhabdochona mexicana* sp. n. (Nematoda: Rhabdochonidae) from the intestine of characid fishes in Mexico. **Folia Parasitologica** **47** (3): 211-215.
- CEZAR, A.D. & J.F.R. AMATO. 1998. *Corynosoma* sp. (Acanthocephala: Polymorphidae) em *Umbrina canosal* (Osteichthyes: Sciaenidae), do litoral do estado do Rio Grande do Sul, Brasil. **Parasitologia al día** **22** (1-2): 45-48.
- CHOUDHURY, A.; R.H. DAVERDIN & D.R. BROOKS. 2002. *Wallinia chavarriae* n. sp. (Trematoda: Macroderoididae) in *Astyanax aeneus* (Günther, 1860) and *Bryconamericus scleroparius* (Regan, 1908) (Osteichthyes: Characidae) from the Área de Conversación Guanacaste, Costa Rica. **Journal of Parasitology** **88** (1): 107-112.
- CHOUDHURY, A. & T.A. DICK. 2000. Richness and diversity of helminth communities in tropical freshwater fishes: empirical evidence. **Journal of Biogeography** **27**: 935-956.

- COHEN, S.C.; M.C.N. JUSTO & A. KOHN. 2013. **South American Monogenoidea parasites of fishes, amphibians and reptiles**. Rio de Janeiro, Oficina de Livros, 663p.
- COSTA, D.P.C.; M.C. ALBUQUERQUE & M.C. BRASIL-SATO. 2011. *Rhabdochona (Rhabdochona) acuminata* (Nematoda) em peixes (Characiformes, Acestrorhynchidae) do reservatório de Três Marias, Rio São Francisco, Brasil. **Neotropical Helminthology** 5 (1): 16-23.
- CREMONTE, F.; G.T. NAVONE; A.E. GOSZTONYI & L. KUBA. 2002. Redescription of *Rhabdochona (Rhabdochona) acuminata* (Nematoda: Rhabdochonidae) from freshwater fishes from Patagônia (Argentina), the geographical implications. **Journal of Parasitology** 88 (5): 934-941.
- CRIBB, T.H. 1987. A new species of *Phyllodistomum* (Digenea: Gorgoderidae) from Australian and New Zeland freshwater fishes with notes on the taxonomy of *Phyllodistomum* Braun, 1899. **Journal of Natural History** 21 (6): 1525-1538.
- CRIBB, T.H.; G.R. ANDERSON & R.A. BRAY. 1999. Faustulid trematodes (Digenea) from marine fishes of Australia. **Systematic Parasitology** 44: 119-138.
- CROMPTON, D.W.T. 1985. Reproduction, p. 213-271. *In*: D.W.T. CROMPTON & B.B. NICKOL. **Biology of the Acanthocephala**. Cambridge, Cambridge University Press, 519p.
- CUTMORE, S.C.; T.L. MILLER; S.S. CURRAN; M.B. BENNETT & T.H. CRIBB. 2013. Phylogenetic relationships of the Gordoderidae (Platyhelminthes: Trematoda), including the proposal of a new subfamily (Derogeneriinae n. subfam.). **Parasitology Research** 112: 3063-3074.

- DITRICH, O.; T. SCHOLZ; & J. VARGAS-VÁZQUEZ. 1996. Life-cycle of *Echinochasmus macrocaudatus* n. sp. (Trematoda: Echinostomatidae). **Systematic Parasitology** **33**: 225-235.
- DITRICH, O.; T. SCHOLZ; L. AGUIRRE-MACEDO & J. VARGAS-VÁZQUEZ. 1997. Larval stages of trematodes from freshwater molluscs of the Yucatán Peninsula, Mexico. **Folia parasitologica** **44**: 109-127.
- DUNN, R.R.; N.C. HARRIS; R.K. COLWELL; L.P. KOH & N.S. SODHI. 2009. The sixth mass coextinction: are most endangered species parasites and mutualists? **Proceedings of the Royal Society B-Biological Sciences** **276**: 3037-3045.
- EIRAS, J.C.; R.M. TAKEMOTO & G.C. PAVANELLI. 2006. **Métodos de estudo e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes**. Maringá, Eduem, 2nd ed., 199p.
- EIRAS, J.C.; R.M. TAKEMOTO & G.C. PAVANELLI. 2010. **Diversidade dos parasitas de peixes de água doce do Brasil**. Maringá, Clichetec, 333p.
- EMYGDIO, D.V. 2008. **Lagoa dos Patos: um oceano dentro de nossa terra**. Pelotas, Editora Universitária UFPel, 469p.
- 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*: ESCH, G.W.; A.O. BUSH & J.M. AHO (Eds). **Parasite communities: patterns and processes**. London, Chapman and Hall, 335p.
- ESCH, G.W.; C.R. KENNEDY; A.O. BUSH & J.M. AHO. 1988. Patterns in helminth communities in freshwater fish in Great Britain: alternative strategies for colonization. **Parasitology** **96**: 519-532.
- ESCHMEYER, W.N. & R. FRICKE (Eds). 2012. **Catalog of Fishes electronic version** (15 Mar 2012). California Academy of Sciences. Disponível em:

<http://research.calacademy.org/research/ichthyology/catalog/fishcatmain.asp>

[Acessado 17/04/2012].

- ESPINAL-CARRIÓN, T. & E. LÓPEZ-LÓPEZ. 2010. Helminths and lípido peroxidation in *Astyanax aeneus* (Pisces: Characidae) from a river in the humid subtropics of southeastern Mexico. **Diseases of aquatic organisms** **88**: 215-224.
- FABIO, S.P. 1983. Sobre alguns Acanthocephala parasitos de *Hoplias malabaricus*. **Arquivos da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro** **6** (2): 173-180.
- FERRARI-HOEINGHAUS, A.P.; R.M. TAKEMOTO; L.C. OLIVEIRA; M.C. MAKRAKIS & G. BAUMGARTNER. 2006. Host-parasite relationships of monogeneans in gills of *Astyanax altiparanae* and *Rhamdia quelen* of the São Francisco Verdadeiro River, Brazil. **Parasite** **13**: 315-320.
- FLORES-LOPES, F.; M. CETRA & L.R. MALABARBA. 2010. Utilização de índices ecológicos em assembléias de peixes como instrumento de avaliação da degradação ambiental em programas de monitoramento. **Biota Neotropica** **10** (4): 183-193.
- FLORES-LOPES, F. & A.T. THOMAZ. 2011. Assessment of environmental quality through analysis of frequency of the black spot disease in an assemblage of fish, Guaíba lake, RS, Brazil. **Brazilian Journal of Biology** **71** (4): 915-923.
- FONTOURA, N.F.; A.S. JESUS; G.G. LARRE & J.R. PORTO. 2010. Can weight/length relationship predict size at first maturity? A case study with two species of Characidae. **Neotropical Ichthyology** **8** (4): 835-840.
- FORTES, E. & R. P. HOFFMANN. 1999. Trematódeos gastrintestinais de *Astyanax fasciaatus* (Cuvier, 1819), lambaris do lago Guaíba, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil. **A Hora Veterinária** **18** (108): 55-56.
- FREITAS, J.F.T. 1947. "*Chalcinotrema salobrensis*" n. g., n. sp. (Trematoda, Waretrematidae). **Revista Brasileira de Biologia** **7** (4): 461-464.

- FREITAS, J.F.T. & H.N. IBAÑEZ. 1970. Fauna helmintológica del Peru. Nuevo nematodo camalanideo parasito de pez. **Archivos Peruanos de Patologia y Clinica** **24**: 205-210.
- FUJIMOTO, R.Y.; Z.M.N. BARROS; A.N. MARINHO-FILHO; D.G. DINIZ & J.C. EIRAS. 2013. Parasites of four ornamental fish from the Chumucuí River (Bragança, Pará, Brazil). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária** **22** (1) 34-38.
- FULLER, C.A.; P. ROCK & T. PHILIPS. 2003. Behavior, color changes and predation risk induced by acanthocephalan parasitism in the Caribbean termite *Nasutitermes acajutlae*. **Caribbean Journal of Science** **39** (1): 128-135.
- GEIST, J. 2011. Integrative freshwater ecology and biodiversity conservation. **Ecological Indicators** **11**: 1507-1516.
- GÉRY, J. 1977. **Characoids of the World**. Neptune City, T.F.H. Publications, 672p.
- GIBBONS, L.M. 2010. **Keys to the nematode parasites of Vertebrates. Supplementary volume**. Wallingford, CABI Publishing, VIII+416p.
- GIBSON, D.I. 2002. Family Derogenidae Nicoll, 1970, p. 351-368. *In*: GIBSON, D.I.; A. JONES & R.A. BRAY (Eds). 2002. **Keys to the Trematoda. Volume 1**. Wallingford, CABI Publishing, XIV+521p.
- GIBSON, D.I.; A. JONES & R.A. BRAY (Eds). 2002. **Keys to the Trematoda. Volume 1**. Wallingford, CABI Publishing, XIV+521p.
- GIBSON, D.I. & R.A. BRAY. 1979. The Hemiuroidea: terminology, systematic and evolution. **Bulletin of the British Museum (Natural History) (Zoology series)** **36** (2): 35-146.
- GIOIA, I.; N.S. CORDEIRO & P.T. ARTIGAS. 1988. *Urocleidoides astyanacis* n. sp. (Monogenea Ancyrocephalinae) from freshwater characidians of the genus *Astyanax*. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **83** (1): 13-15.

- GUÉGAN, J.F.; A. LAMBERT; C. LÉVÊQUE; C. COMBES & L. EUZET. 1992. Can host body size explain the parasite species richness in tropical freshwater fishes? **Oecologia** **90**: 197-204.
- GUIDELLI, G.; W.L.G. TAVECHIO; R.M. TAKEMOTO & G.C. PAVANELLI. 2006. Fauna parasitária de *Leporinus lacustris* e *Leporinus friderici* (Characiformes, Anostomidae) da planície de inundação do alto rio Paraná, Brasil. **Acta Scientiarum. Biological Sciences** **28** (3): 281-290.
- GURGEL, H.C.B. 2004. Estrutura populacional e época de reprodução de *Astyanax fasciatus* (Cuvier) (Characidae, Tetragonopterinae) do Rio Ceará Mirim, Poço Branco, Rio Grande do Norte, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia** **21** (1): 131-135.
- HAMMER, Ø.; D.A.T. HARPER & P.D. RYAN. 2001. PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis. **Palaeontologia Electronica** **4** (1): 1-9.
- HANSKI, I. 1982. Dynamics of regional distribution: the core and satellite species hypothesis. **Oikos** **38**: 210-221.
- HARRIS, P.D.; A.P. SHINN; J. CABLE & T.A. BAKKE. 2004. Nominal species of the genus *Gyrodactylus* von Nordmann, 1832 (Monogenea: Gyrodactylidae), with a list of principal host species. **Systematic Parasitology** **59**: 1-27.
- HIRT, L.M.; P.R. ARAYA & S.A. FLORES. 2011. Population structure, reproductive biology and feeding of *Astyanax fasciatus* (Cuvier, 1819) in an Upper Paraná River tributary, Misiones, Argentina. **Acta Limnologica Brasiliensia** **23** (1): 1-12.
- HOBERG, E.P. Marine birds and their helminth parasites, p. 414-420. *In*: K. ROHDE (Ed.). **Marine Parasitology**. Melbourne, CSIRO Publishing, XXIII+565p.

- HOLMES, J.C. 1990. Competition, contacts, and others factors restricting niches of parasitic helminths. **Annales de Parasitologie Humaine et Comparée** **65**: 69-72.
- HUGHES, D.P.; J. BRODEUR & F. THOMAS. 2012. **Host Manipulation by Parasites**. Oxford, Oxford University Press, 224p.
- HUMASON, G.L. 1979. **Animal tissue techniques**. São Francisco, W. H. Freeman and Company, 4th ed., 661p.
- JONES, A.; R.A. BRAY & D.I. GIBSON (Eds). 2005. **Keys to the Trematoda. Volume 2**. Wallingford, CABI Publishing, XVI+745p.
- JONES, A.; R.A. BRAY & L.F. KHALIL. 1994. Order Cyclophyllidea van Beneden in Braun, 1900, p. 305-307. *In*: L.F. KHALIL; A. JONES & R.A. BRAY (Eds). **Keys to the Cestode Parasites of Vertebrates**. Wallingford, CAB International, XIII+751p.
- JOGUNOORI, W.; D.C. KRITSKY & V. VENKATANARASIAH. 2004. Neotropical Monogenoidea. 46. Three new species from the gills of introduced aquarium fishes in India, the proposal of *Heterotylus* n. g. and *Diaphorocleidus* n. g., and the reassignment of some previously described species of *Urocleidoides* Mizelle & Price, 1964 (Polyonchoinea: Dactylogyridae). **Systematic Parasitology** **58**: 115-124.
- KANTEK D.L.Z.; M.R. VICARI; W.A.M. PERES; M.M. CESTARI; R.F. ARTONI; L.A.C. BERTOLLO & O. MOREIRA-FILHO. 2009. Chromosomal location and distribution of As51 satellite DNA in five species of the genus *Astyanax* (Teleostei, Characidae, *Incertae sedis*). **Journal of Fish Biology** **75**: 408-421.
- KENNEDY, C.R. 2009. The ecology of parasites of freshwater fishes: the search for patterns. **Parasitology** **136**: 1653-1662.
- KENNEDY, C.R.; A.O. BUSH & J.M. AHO. 1986. Patterns in helminth communities: why are birds and fish different? **Parasitology** **93**: 205-215.

- KHALIL, L.F.; A. JONES & R.A. BRAY (Eds). 1994. **Keys to the Cestode Parasites of Vertebrates**. Wallingford, CAB International, XIII+751p.
- KLOSS, G.R. 1966. Helmintos parasitos de espécies simpátricas de *Astyanax* (Pisces, Characidae). **Papéis avulsos do Departamento de Zoologia de São Paulo** 18 (17): 189-219.
- KNOFF, M.; S.C. SÃO CLEMENTE; R.M. PINTO & D.C. GOMES. 2001. Digenea and Acanthocephala of Elasmobranch Fishes from the Southern Coast of Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 96 (8): 1095-1101.
- KOHN, A. & B.M.M. FERNANDES. 1987. Estudo comparativo dos helmintos parasitos de peixes do Rio Mogi Guassu, coletados nas excursões realizadas entre 1927 e 1985. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 82 (4): 483-500.
- KOHN, A & B.M.M. FERNANDES. 1988. Revision of the Brazilian species of the genus *Halipegus* Looss, 1899 (Trematoda: Derogenidae). **Systematic Parasitology** 11: 129-137.
- KOHN, A.; B.M.M. FERNANDES; D.I. GIBSON & O.M. FRÓES. 1990. On the Brazilian species of halipegine genera (Trematoda: Derogenidae) from fishes, with new morphological data, hosts and synonyms. **Systematic Parasitology** 16: 201-211.
- KOHN, A.; B.M.M. FERNANDES; H.V. PIPOLO & M.P. GODOY. 1988. Helmintos parasitos de peixes das Usinas Hidrelétricas da Eletrosul (Brasil). II. Reservatórios de Salto Osório e de Salto Santiago, Bacia do Rio Iguaçu. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 83 (3): 299-303.
- KOHN, A.; B.M.M. FERNANDES; H.V. PIPOLO & M.P. GODOY. 1989. List of helminth parasites of fishes from the Passo Fundo reservoir, Uruguay river basin, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 84 (3): 427-428.

- KOHN, A.; B.M.M. FERNANDES & S.C. COHEN. 2007. **South American Trematodes Parasites of Fishes**. Rio de Janeiro, Imprinta Express, 318p.
- KOHN, A.; F. MORAVEC; S.C. COHEN; C. CANZI; R.M. TAKEMOTO & B.M.M. FERNANDES. 2011. Helminths of freshwater fishes in the reservoir of the Hydroelectric Power Station of Itaipu, Paraná, Brazil. **Check List** 7 (5): 681-690.
- KOHN, A.; S.C. COHEN & G. SALGADO-MALDONADO. 2006. Checklist of Monogenea parasites of freshwater and marine fishes, amphibians and reptiles from Mexico, Central America and Caribbean. **Zootaxa** 1289: 1-114.
- KOHN, A. & O.M. FRÓES. 1986. *Saccocoelioides godoyi* n. sp. (Haploporidae) and other trematodes parasites of fishes from the Guaíba estuary, RS, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 81 (1): 67-72.
- KRITSKY D.C. & P.D. LEIBY. 1972. Dactylogyridae (Monogenea) from the freshwater fish, *Astyanax fasciatus* (Cuvier), in Costa Rica, with descriptions of *Jainus hexops* sp. n., *Urocleidoides costaricensis*, and *U. heteroancistrum* combs. n. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington** 39 (2): 227-230.
- KRITSKY, D.C.; P.D. LEIBY & R.J. KAYTON. 1978. A Rapid Stain Technique for the Haptor Bars of *Gyrodactylus* Species (Monogenea). **Journal of Parasitology** 64 (1): 172-174.
- KRITSKY, D.C. & T.H. FRITTS. 1970. Monogenetic Trematodes from Costa Rica with the Proposal of *Anacanthocotyle* gen. n. (Gyrodactylidae: Isancistrinae). **Proceedings of the Helminthological Society of Washington** 37 (1): 63-68.
- KRITSKY, D.C. & V.E. THATCHER. 1974. Monogenetic trematodes (Monopisthocotylea: Dactylogyridae) from freshwater fishes of Colombia, South America. **Journal of Helminthology** 48 (1): 59-66.

- KRITSKY, D.C.; V.E. THATCHER & R.J. KAYTON. 1980. Neotropical Monogenoidea. 3. Five new species from South America with the proposal of *Tereancistrum* gen. n. and *Trinibaculum* gen. n. (Dactylogyridae: Ancyrocephalinae). **Acta Amazonica** **10** (2): 411-417.
- KRITSKY, D.C.; V.E. THATCHER & W.A. BOEGER. 1986. Neotropical Monogenea. 8. Revision of *Urocleidoides* (Dactylogyridae, Ancyrocephalinae). **Proceedings of the Helminthological Society of Washington** **53** (1): 1-37.
- KRITSKY, D.C.; W.A. BOEGER & V.E. THATCHER. 1985. Neotropical Monogenea. 7. Parasites of the pirarucu, *Arapaima gigas* (Cuvier), with descriptions of two new species and redescription of *Dawestrema cycloancistrum* Price and Nowlin, 1967 (Dactylogyridae: Ancyrocephalinae). **Proceedings of the Biological Society of Washington** **98** (2): 321-331.
- LAMOTHE-ARGUMEDO, R. 1974. Estudio helmintológico de los animales silvestres de la Estación de Biología Tropical “Los Tuxtlas”, Veracruz. Trematoda I. Una especie nueva de *Saccocoelioides* Szidat, 1954, parasita de *Astyanax fasciatus aeneus* Günther. **Anales del Instituto de Biología Universidad Nacional Autónoma de México** **45** (1): 39-44.
- LANGEANI, F.; P.A. BUCKUP; L.R. MALABARBA; L.H.R. PY-DANIEL; C.A.S. LUCENA; R.S. ROSA; J.A.S. ZUANON; Z.M.S. LUCENA; M.R. BRITO; O.T. OYAKAWA & G. GOMES-FILHO. 2009. Peixes de água doce. In: R.M. ROCHA & W.A. BOEGER (Orgs). **Estado da Arte e Perspectivas para a Zoologia no Brasil**. Curitiba, Editora UFPR, 296p.
- LEMONS, C.T.; F.A. IRANÇO; N.C.A. OLIVEIRA; G.D. SOUZA & J.M.G. FACHEL. 2008. Biomonitoring of genotoxicity using micronuclei assay in native population of

- Astyanax jacuhiensis* (Characiformes: Characidae) at sites under petrochemical influence. **Science of the Total Environment** **406**: 337-343.
- LÉVÊQUE, C.; T. OBERDORFF; D. PAUGY; M.L.J. STIASSNY & P.A. TEDESCO. 2008. Global diversity of fish (Pisces) in freshwater. **Hydrobiologia** **595**: 545-567.
- LEWINSOHN, T.M. & P.I. PRADO. 2004. **Biodiversidade brasileira: síntese do estado atual do conhecimento**. São Paulo, Contexto, 2^a ed., 176p.
- LIMA, F.C.T.; L.R. MALABARBA; P.A. BUCKUP; J.F.P. SILVA; R.P. VARI; A. HAROLD; R. BENINE; O.T. OYAKAWA; C.S. PAVANELLI; N.A. MENEZES; C.A.S. LUCENA; M.C.S.L. MALABARBA; Z.M.S. LUCENA; R.E. REIS; F. LANGEANI; L. CASSATI; V.A. BERTACO; C. MOREIRA & P.H.F. LUCINDA. 2003. Genera Incertae Sedis in Characidae, p. 106-169. *In*: R.E. REIS; S.O. KULLANDER & C.J. FERRARIS JR. (Orgs.). **Check list of the freshwater fishes of South and Central America**. Porto Alegre, EDIPUCRS, XI+729p.
- LINTON, E. 1911. Trematodes of the Dry Tortugas. **Science** **33** (843): 303.
- LIZAMA, M.A.P.; R.M. TAKEMOTO & G.C. PAVANELLI. 2008. Ecological aspects of metazoan parasites of *Astyanax altiparanae* Garutti & Britski, 2000 (Characidae) of the upper Paraná River floodplain, Brazil. **Boletim do Instituto de Pesca** **34** (4): 527-533.
- LOUREIRO-CRIPPA, V.E.; N.S. HAHN & R. FUGI. 2009. Food resource used by small-sized fish in macrophyte patches in ponds of the upper Paraná River floodplain. **Acta Scientiarum. Biological Sciences** **31** (2): 119-125.
- LUCENA, C.A.S.; J.B. CASTRO & V.A. BERTACO. 2013. Three new species of *Astyanax* from drainages of southern Brazil (Characiformes: Characidae). **Neotropical Ichthyology** **11** (3): 537-552.

- 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.C. AGUIAR; F.M. VIEIRA; D.I. GIBSON & C.P. SANTOS. 2011. Checklist of Nematoda associated with the fishes of Brazil. **Zootaxa 3082**: 1-88.
- LUQUE, J.L. & R. POULIN. 2007. Metazoan parasite species richness in Neotropical fishes: hotspots and the geography of biodiversity. **Parasitology 134**: 865-878.
- LUQUE, J.L. & R. POULIN. 2008. Linking ecology with parasite diversity in Neotropical fishes. **Journal of Fish Biology 72**: 189-204.
- LUNASCHI, L.I. 1988. Helmintos parasitos de peces de agua dulce de la Argentina X. Tres nuevas especies del genero *Thometrema* Amato, 1968 (Trematoda-Derogenidae). **Neotropica 34**: 23-32.
- LUNASCHI, L.I. 1989. Helmintos parasitos de peces de agua dulce de la Argentina XI. *Magnivitellinum simplex* Kloss, 1966 (Trematoda-Macroderoidea). **Neotropica 35**: 113-117.
- LUNASCHI, L.I. 1998. First record of the genus *Bacciger* Nicoll, 1914 (Fellodistomidae, Baccigerinae) in freshwater fish from Argentina. **Physis, Section B, 56**: (130-131), 17-19.
- LUNASCHI, L.I. 1990. Helmintos parasites de peces de agua dulce de la Argentina IX. El género *Genarchella* Travassos, Artigas y Pereira, 1928, y descripción de *G. parva* Travassos, Artigas y Pereira, 1928, y *G. fragilis* sp. nov. (Trematoda, Derogenidae). **Studies on Neotropical Fauna and Environment 25** (3): 125-132.
- LUNASCHI, L.I. 2002. Redescription de *Saccocoelioides octavus* Szidat, 1970 y *S. bacilliformis* Szidat, 1973 (Digenea, Haploporidae), parasitos de peces del genero *Astyanax* Baird & Girard 1854 (Pisces: Characidae). **Gayana 66** (1): 31-37.

- MACHADO, M.H.; G.C. PAVANELLI & R.M. TAKEMOTO. 1996. Structure and Diversity of Endoparasitic Infracommunities and the Trophic Level of *Pseudoplatystoma corruscans* and *Schizodon borelli* (Osteichthyes) of the High Paraná River. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **91** (4): 441-448.
- MACHADO FILHO, D.A. 1941. Sobre alguns acantocéfalos provenientes do estado de Mato Grosso. **Revista Brasileira de Biologia** **1** (1): 57-61.
- MACHIDA, M. 1975. Two species of digenetic trematodes from marine fishes of the Tsushima Islands, with reference to Parantorchiinae. **Bulletin of the National Science Museum** **1**: 183-189.
- MAGURRAN, A.E. 2004. **Measuring Biological Diversity**. Malden, Blackwell Publishing, VIII+256p.
- MALABARBA, L.R. 1989. Histórico sistemático e lista comentada das espécies de peixes de água doce do sistema da Laguna dos Patos, Rio Grande do Sul, Brasil. **Comunicações do Museu de Ciências da PUCRS, Série Zoologia**. **2** (8): 107-179.
- MALABARBA, L.R. & R.E. REIS. 1987. **Manual de técnicas para a preparação de coleções zoológicas, Nº 36 – Peixes**. Campinas, Sociedade Brasileira de Zoologia, 14p.
- MARCOGLIESE, D.J. 2005. Parasites of the superorganism: Are they indicators of ecosystem health? **International Journal for Parasitology** **35**: 705-716.
- MARQUES, C.S.; A.S. BRAUN & N.F. FONTOURA. 2007. Estimativa de tamanho de primeira maturação a partir de dados de IGS: *Oligosarcus jenynsii*, *Oligosarcus robustus*, *Hoplias malabaricus*, *Cyphocharax voga*, *Astyanax fasciatus* (Characiformes), *Parapimelodus nigribarbis*, *Pimelodus maculatus*, *Trachelyopterus lucenai*, *Hoplosternum littorale*, *Loricariichthys anus*

- (Siluriformes) e *Pachyurus bonariensis* (Perciformes) no Lago Guaíba e Laguna dos Patos, RS. **Biociências** **15** (2): 230-256.
- MARTINS, Y.S.; F.P. ARANTES; Y. SATO; J.E. SANTOS; E. RIZZO & N. BAZZOLI. 2012. Comparative analysis of gonadal morphology in six fish species of the *Incertae Sedis* genera in Characidae of occurrence in the São Francisco River Basin, Brazil. **Acta Zoologica** **93**: 48-56.
- MEDRADO, A.S.; A.V.A. FIGUEIREDO; A.M. WALDSCHMIDT; P.R.A.M. AFFONSO & P.L.S. CARNEIRO. 2008. Cytogenetic and morphological diversity in populations of *Astyanax fasciatus* (Teleostei, Characidae) from Brazilian northeastern river basins. **Genetics and Molecular Biology** **31** (1) supl. 1: 208-214.
- MEJÍA-MADRID, H.H.; A. CHOUDHURY & G. PÉREZ-PONCE DE LEÓN. 2007. Phylogeny and biogeography of *Rhabdochona* Railliet, 1916 (Nematoda: Rhabdochonidae) species from the Americas. **Systematic Parasitology** **67**: 1-18.
- MELO, F.A.G. & P.A. BUCKUP. 2006. *Astyanax henseli*, a new name for *Tetragonopterus aeneus* Hensel, 1870 from southern Brazil (Teleostei: Characiformes). **Neotropical Ichthyology** **4** (1): 45-52.
- MENDOZA-FRANCO E.F; J.M. CASPETA-MANDUJANO & G. SALGADO-MALDONADO. 2013. New species of *Cacatuocotyle* (Monogenoidea, Dactylogyridae) parasitizing the anus and the gill lamellae of *Astyanax aeneus* (Pisces, Ostariophysi: Characidae) from the Rio Lacantún basin in the Biosphere Reserve of Montes Azules, Chiapas, Mexico. **Parasitology Research** **112**: 199-205.
- MENDOZA-FRANCO, E.F.; M.L. AGUIRRE-MACEDO & V.M. VIDAL-MARTÍNEZ. 2007. New and previously described species of Dactylogyridae (Monogenoidea) from the gills of Panamanian Freshwater fishes (Teleostei). **Journal of Parasitology** **93** (4): 761-771.

- MENDOZA-FRANCO E.F.; P. POSEL & S. DUMAILO. 2003 Monogeneans (Dactylogyridae: Ancyrophalinae) of freshwater fishes from the Caribbean coast of Nicaragua. **Comparative Parasitology** 70(1): 32-41.
- MENDOZA-FRANCO E.F.; R.G. REINA & M.E. TORCHIN. 2009. Dactylogyrids (Monogenoidea) parasitizing the gills of *Astyanax* spp. (Characidae) from Panama and Southeast Mexico, a new species of *Diaphorocleidus* and a proposal for *Characithecium* n. gen. **Journal of Parasitology** 95(1): 46-55.
- MENDOZA-FRANCO, E.F.; T. SCHOLZ; C. VIVAS-RODRÍGUEZ & J. VARGAS-VÁZQUEZ. 1999. Monogeneans of freshwater fishes from cenotes (sinkholes) of the Yucatan Peninsula, Mexico. **Folia Parasitologica** 46 (4): 267-273.
- MENEGAT, R. & R.E. KIRCHHEIM. 2006. Lagos, rios e arroios: as doces águas da superfície, p. 35-42. *In*: R. MENEGAT; M.L. PORTO; C.C. CARRARO & L.A.D. FERNANDES (Eds). **Atlas ambiental de Porto Alegre**. Porto Alegre, Editora da UFRGS, 3ª ed., XIX+256p.
- MENEZES, N.A. 1992. Sistemática de peixes, p. 18-28. *In*: A.A. AGOSTINHO & E. BENEDITO-CECILIO (Eds). **Situação atual e perspectivas da ictiologia no Brasil**. Maringá, Editora da UEM, VIII+128p.
- MINCHELLA, D.J. & M.E. SCOTT. 1991. Parasitism: a cryptic determinant of animal community structure. **Trends in Ecology and Evolution** 6 (8): 250-254.
- MIZELLE, J.D. 1936. New species of trematodes from the gills of Illinois fishes. **The American Midland Naturalist** 17: 785–806.
- MIZELLE, J.D. & C.E. PRICE. 1963. Additional Haptorial Hooks in the Genus *Dactylogyrus*. **Journal of Parasitology** 49: 1028-1029.

- MIZELLE, J.D.; KRITSKY, D.C. & J.W. CRANE. 1968. Studies on monogenetic trematodes. XXXVIII. Ancyrocephalinae from South America with the proposal of *Jainus* gen. n. **American Midland Naturalist** **80**: 186-198.
- MOLNAR, K. G. HANEK & C.H. FERNANDO. 1974. Ancyrocephalids (Monogenea) from freshwater fishes of Trinidad. **Journal of Parasitology** **60** (6): 914-920.
- MONKS, S.; V.R. ZÁRATE-RAMÍREZ & G. PULIDO-FLORES. 2005. Helminths of Freshwater Fishes from the Metztitlán Canyon Reserve of the Biosphere, Hidalgo, Mexico. **Comparative Parasitology** **72** (2): 212-219.
- MOORE, J. 2002. **Parasites and the Behaviour of Animals**. New York, Oxford University Press, IX+315p.
- MORAVEC, F. 1972. General characterization of the nematode genus *Rhabdochona* with a revision of the South American species. **Věstník Československé Společnosti Zoologické** **35** (1): 29-46.
- MORAVEC, F. 1975. Reconstruction of the nematode genus *Rhabdochona* Railliet, 1916 with a review of the species parasitic in fishes of Europe and Asia. **Studie CSAV No. 8**. Academia, Praha, 104p.
- MORAVEC, F. 1998. **Nematodes of freshwater fishes of the Neotropical Region**. Academia, Praha, 464p.
- MORAVEC, F. 2010. Some aspects of the taxonomy, biology, possible evolution and biogeography of nematodes of the spirurine genus *Rhabdochona* Railliet, 1916 (Rhabdochonidae, Thelazioidea). **Acta Parasitologica** **55** (2): 144-160.
- MORAVEC, F.; A. KOHN & B.M.M. FERNANDES. 1994. Structure of the cephalic end of two little-known oxyuroid genera, *Travnema* Pereira, 1938 and *Cosmoxynemoides* Travassos, 1949, parasites of fishes, as revealed by SEM. **Journal of Helminthology** **68**: 319-322.

- MORAVEC, F.; A. PACHANAWAN & K. KAMCHOO. 2013. *Rhabdochona* (*Rhabdochona*) *hypsibarbi* n. sp. (Nematoda: Rhabdochonidae) from the freshwater cyprinid fish *Hypsibarbus wetmorei* (Smith) in northeast Thailand. **Journal of Parasitology** **99** (2): 297-302.
- MORAVEC, F.; C. VIVAS-RODRÍGUEZ; T. SCHOLZ; J. VARGAS-VÁZQUEZ; E. MENDOZA-FRANCO & D. GONZÁLEZ-SOLÍS. 1995a. Nematodes parasitic in fishes of cenotes (= sinkholes) of the Peninsula of Yucatan, Mexico. Part 1. Adults. **Folia Parasitologica** **42**: 115-129.
- MORAVEC, F.; C. VIVAS-RODRÍGUEZ; T. SCHOLZ; J. VARGAS-VÁZQUEZ; E. MENDOZA-FRANCO; J.J. SCHMITTER-SOTO & D. GONZÁLEZ-SOLÍS. 1995b. Nematodes parasitic in fishes of cenotes (= sinkholes) of the Peninsula of Yucatan, Mexico. Part 2. Larvae. **Folia Parasitologica** **42**: 199-210.
- MORAVEC, F.; G. SALGADO-MALDONADO & J. CASPETA-MANDUJANO. 2000. Three new *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) species from freshwater fishes in Mexico. **Journal of Parasitology**, **86** (1): 119-127.
- MORAVEC, F. & J. VARGAS-VÁZQUEZ. 1996. The development of *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *neocaballeri* (Nematoda: Camallanidae), a parasite of *Astyanax fasciatus* (Pisces) in Mexico. **Folia Parasitologica** **43**: 61-70.
- MORAVEC, F & O. SEY. 1988. Nematodes of freshwater fishes from North Vietnam. Part 1. Camallanoidea and Habronematoidea. **Věstník Československé Společnosti Zoologické**, **52** (2): 128-148.
- NAGATY, H.F. 1930. A new anaporrhutine trematode genus and species *Nagamia yorkei*, with a review of the classification of the subfamily. **Annals of Tropical Medicine and Parasitology** **24**: 97-108.

- NASIR, P. 1983. Occurrence and significance of the monogeneans *Cycloplectanum americanum* (Price, 1937) Oliver, 1968 on a freshwater fish. **Journal of Parasitology** **69** (5): 957-962.
- NASIR, P. & Y. GÓMEZ. 1976. *Carassotrema tilapiae* n. sp. (Haploporidae Nicoll, 1914) from the freshwater fish, *Tilapia mossambica* (Peters), in Venezuela. **Rivista di Parassitologia** **37**: 207-228.
- NERING, M.B. & C.J. VON ZUBEN. 2010. **Métodos quantitativos em parasitologia**. Jaboticabal, Funep, 72p.
- NELSON, J.S. 2006. **Fishes of the World**. Hoboken, John Wiley & Sons, Inc., 4th ed., XIX+601p.
- NICOLODI, J. L.; E. E. TOLDO JR. & L. FARINA. 2011. Wave dynamics and resuspension in Lake Guaíba (Brazil) with implications on points of water abstraction for human supply. **Journal of Coastal Research** **64**: 1550-1554.
- NIEWIADOMSKA, K. 2002. Superfamily Diplostomoidea Poirier, 1886, p. 159-166. *In*: GIBSON, D.I.; A. JONES & R.A. BRAY (Eds). 2002. **Keys to the Trematoda. Volume 1**. Wallingford, CABI Publishing, XIV+521p.
- NOMURA, H. 1975. Alimentação de três espécies de peixes do gênero *Astyanax* Baird & Girard, 1854 (Osteichthyes, Characidae) do Rio Mogi Guaçu, SP. **Revista Brasileira de Biologia** **35** (4): 595-614.
- NORONHA, L.C. (Ed). 1998. **Baía de todas as águas: preservação e gerenciamento ambiental na Bacia Hidrográfica do Guaíba**. Porto Alegre, Secretaria da Coordenação e Planejamento do Estado do Rio Grande do Sul, 112p.
- OLSEN, L.S. 1952. Some nematodes parasitic in marine fishes. **Publications of Institute of Marine Sciences, University of Texas** **2**: 173-212.

- OVERSTREET, R.M. & S.S. CURRAN. 2002. Superfamily Bucephaloidea Poche, 1907, p. 67-110. *In*: GIBSON, D.I.; A. JONES & R.A. BRAY (Eds). 2002. **Keys to the Trematoda. Volume 1**. Wallingford, CABI Publishing, XIV+521p.
- OVERSTREET, R.M. & S.S. CURRAN. 2005. Family Haploporidae Nicol, 1914, p. 129-165. *In*: A. JONES; R.A. BRAY & D.I. GIBSON (Eds). **Keys to the Trematoda. Volume 2**. Wallingford, CABI Publishing, XVI+745p.
- PARAGUASSÚ, A.R.; D.R. ALVES & J.L. LUQUE. 2005. Metazoários parasitos do acará *Geophagus brasiliensis* (Quoy; Gaimard, 1824) (Osteichthyes: Cichlidae) do reservatório de Lajes, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária** 14 (1): 35-39.
- PARAGUASSÚ, A.R. & J.L. LUQUE. 2007. Metazoários parasitos de seis espécies de peixes do reservatório de Lajes, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária** 16 (3): 121-128.
- PEARSON, J. 2008. Family Heterophyidae Leiper, 1909, p. 113-142. *In*: R.A. BRAY; D.I. GIBSON & A. JONES (Eds). **Keys to the Trematoda. Volume 3**. Wallingford, CABI Publishing, XV+824p.
- PEREIRA, C.; M.M. DIAS & P. AZEVEDO. 1936. Biologia do nematóide *Procamallanus cearensis* n. sp. **Arch. Inst. Biol.** 7: 209-226.
- PEREIRA JR. J. & L.F.M. NEVES. 1993. *Corynosoma australe* Johnston, 1937 (Acanthocephala, Polymorphidae) em *Micropogonias furnieri* (Desmarest, 1823) (Perciformes, Scianidae) do litoral do Rio Grande do Sul. **Comunicações do Museu de Ciências da PUCRS, Série Zoológica**, 6: 51-61.
- PÉREZ-PONCE DE LEÓN, G; R. ROSAS-VALDEZ; R. AGUILAR-AGUILAR; B. MENDOZA-GARFIAS; C. MENDOZA-PALMERO; L. GARCÍA-PRIETO; A. ROJAS-SÁNCHEZ; R. BRIOSIO-AGUILAR; R. PÉREZ-RODRÍGUEZ & O. DOMÍNGUEZ-DOMÍNGUEZ. 2010.

- Helminth parasites of freshwater fishes, Nazas River basin, northern México. **Check List 6** (1): 26-35.
- PETROCHENKO, V.I. 1971a. **Acanthocephala of Domestic and Wild Animals. Volume I.** Jerusalem, Israel Program for Scientific Translations, VII+465p.
- PETROCHENKO, V.I. 1971b. **Acanthocephala of Domestic and Wild Animals. Volume II.** Jerusalem, Israel Program for Scientific Translations, IV+478p.
- PETTER, A.J. 1979. Essai de classification de la sous-famille des Procamallaninae (Nematoda, Camallanidae). **Bulletin du Museum National d'Histoire Naturelle Série 4, Section A, (1)**: 219-239.
- PETTER, A.J. 1987. Nématodes de Poissons de l'Equateur. **Revue Suisse Zoologie 94** (1): 61-76.
- PIE, M.R.; R.A. BAGGIO; W.A. BOEGER; L.A. PATELLA; A. OSTRENSKY; J.R.S. VITULE & V. ABILHOA. 2009. Molecular data reveal a diverse *Astyanax* species complex in the upper Iguazu River. **Journal of Fish Biology 75**: 2357-2362.
- PINTO, R.M. & D. NORONHA. 1976. *Procamallanus* brasileiros (Nematoda, Camallanoidea): considerações finais, com chave para determinação das espécies. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 74** (3-4): 323-339.
- POULIN, R. 2007. **Evolutionary Ecology of Parasites.** Princeton, New Jersey, Princeton University Press, 2nd ed., X+332p.
- POULIN, R. & J. JUSTINE. 2008. Linking species abundance distributions and body size in monogenean communities. **Parasitology Research 103**: 187-193.
- POULIN, R. & S. MORAND. 2004. **Parasite Biodiversity.** Washington, Smithsonian Institution, VIII+216p.
- PRICE, C.E. & H.P. ARAI. 1967. A proposed system of anatomy for freshwater Monogenea. **Canadian Journal of Zoology 45**: 1283-1285.

- PRICE, C.E. & W.A. BUSSING. 1967. Monogenean parasites of Costa Rican fishes. Part 1. Description of two new species of *Cleidodiscus* Mueller, 1934. **Rivista di Parassitologia** **28** (2): 81-86.
- PRICE, P.W. 1930. On the genus *Phagicola* Faust, 1920. **Journal of Parasitology** **19** (1): 88-89.
- PRICE, P.W. 1980. **Evolutionary Biology of Parasites**. Princeton, New Jersey, Princeton University Press, XI+237p.
- RAILLIET, A. 1916. La famille des Thelaziidae. **Journal of Parasitology** **2** (3): 99-105.
- RAMALHO, G. 1997. *Spirocamallanus hilarii* (Nematoda, Camallanidae) parásito de peces dulceacuícolas del embalse de Termas de Río Hondo, Santiago del Estero, Argentina. **Boletín Chileno de Parasitología** **52**: 67-70.
- RAMALHO, G. 2005a. Observations on two *Rhabdochona* species (Nematoda: Rhabdochonidae) from freshwater fishes in Argentina, including description of *Rhabdochona fabiana* n. sp. **Journal of Parasitology** **91** (2): 415-419.
- RAMALHO, G. 2005b. *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *hilarii* Vaz & Pereira, 1934 (Nematoda, Camallanidae), parásito de peces dulceacuícolas del norte de Argentina. **Acta Zoológica Lilloana** **49** (1-2): 137-139.
- REGO, A.A. 1994. Order Proteocephalidea Mola, 1928, p. 257-293. *In*: L.F. KHALIL; A. JONES & R.A. BRAY (Eds). 1994. **Keys to the Cestode Parasites of Vertebrates**. Wallingford, CAB International, XIII+751p.
- REGO, A.A. 1995. A new classification of the cestode order Proteocephalidea Mola. **Revista Brasileira de Zoologia** **12** (4): 791-814.
- REGO, A.A. 1997. *Senga* sp., Occurrence of a Pseudophyllid Cestode in a Brazilian Freshwater Fish. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **92** (5): 607.

- REGO, A.A. 1999. Scolex Morphology of Proteocephalid Cestodes Parasites of Neotropical Freshwater Fishes. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **94** (1): 37-52.
- REGO, A.A. 2003. Problems of classification of South American Proteocephalids (Cestoda). On a new classification for the group. **Acta Scientiarum. Biological Sciences** **25** (1): 15-22.
- REGO, A.A.; J.C. CHUBB & G.C. PAVANELLI. 1999. Cestodes in South American freshwater teleost fishes: keys to genera and brief description of species. **Revista Brasileira de Zoologia** **16** (2): 299-367.
- REIS, R.E.; S.O. KULLANDER & C.J. FERRARIS JR. (Eds). 2003. **Check list of the freshwater fishes of South and Central America**. Porto Alegre: EDIPUCRS, XI+729p.
- RIBEIRO, T.S.; N.C. GHISI, A.J. PRIOLI; E.C. OLIVEIRA & R.M. TAKEMOTO. 2013. Diversity of nematodes of red-tail-lambari *Astyanax* aff. *paranae* (Teleostei: Characidae) from polluted sites of a tropical river system. **Neotropical Helminthology** **7** (2): 271-281.
- RODRIGUES, H. O.; PINTO, R. M. & NORONHA, D. 1991. Key to the species of brazilian *Procamallanus* with general considerations (Nematoda, Camallanoidea). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, **86** (1): 107-113.
- ROSIM, D.F.; P.S. CECCARELLI & A.T. SILVA-SOUZA. 2005. Parasitismo de *Hoplias malabaricus* (Bloch, 1794) (Characiformes, Erythrinidae) por *Quadrigyrus machadoi* Fabio, 1983 (Eoacanthocephala, Quadrigyridae) de uma lagoa em Aguai, Estado de São Paulo, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária** **14** (4): 147-153.

- SALGADO-MALDONADO, G. 2006. Checklist of helminth parasites of freshwater fishes from Mexico. **Zootaxa** **1324**: 1-357.
- SALGADO-MALDONADO, G.; G. CABAÑAS-CARRANZA; J.M. CASPETA-MANDUJANO; E. SOTO-GALERA; E. MAYÉN-PEÑA; D. BRAILOVSKY & R. BÁEZ-VALÉ. 2001. Helminth Parasites of Freshwater Fishes of the Balsas River Drainage Basin of Southwestern Mexico. **Comparative Parasitology** **68** (2): 196-203.
- SALGADO-MALDONADO, G.; G. CABAÑAS-CARRANZA; E. SOTO-GALERA; R.F. PINEDA-LÓPEZ; J.M. CASPETA-MANDUJANO; E. AGUILAR-CASTELLANOS & N. MERCADO-SILVA. 2004a. Helminth Parasites of Freshwater Fishes of the Pánuco River Basin of East Central Mexico. **Comparative Parasitology** **71** (2): 190-202.
- SALGADO-MALDONADO, G.; N. MERCADO-SILVA; G. CABAÑAS-CARRANZA; J.M. CASPETA-MANDUJANO; R. AGUILAR-AGUILAR & L.I. IÑIGUEZ-DÁVALOS. 2004b. Helminth Parasites of Freshwater Fishes of the Ayuquila River, Sierra de Manantlán Biosphere Reserve, West Central Mexico. **Comparative Parasitology** **71** (1): 67-72.
- SALGADO-MALDONADO, G.; R. AGUILAR-AGUILAR; G. CABAÑAS-CARRANZA; E. SOTO-GALERA & C. MENDOZA-PALMERO. 2005a. Helminth parasites in freshwater fish from the Papaloapan river basin, Mexico. **Parasitology Research** **96**: 69-89.
- SALGADO-MALDONADO, G.; R. PINEDA-LÓPEZ; L. GARCÍA-MAGAÑA; S. LÓPEZ-JIMÉNEZ; V.M. VIDAL-MARTÍNEZ & L. AGUIRRE-MACEDO. 2005b. Helmintos. Parasitos de peces dulceacuícolas, p. 145-166. *In*: BUENO, J.; F. ÁLVAREZ & S. SANTIAGO (Eds.). **Biodiversidad del Estado de Tabasco**. México, UNAM-CONABIO, XVIII+386p.
- SANTOS, A.B.I.; F.L. CAMILO; R.J. ALBIERI & F.G. ARAUJO. 2011. Morphological patterns of five fish species (four characiforms, one perciform) in relation to feeding

- habits in a tropical reservoir in south-eastern Brazil. **Journal of Applied Ichthyology** **27**: 1360-1364.
- SANTOS, A.J. 2006. Estimativas de riqueza em espécies, p. 19-41. *In*: L. CULLEN JR.; R. RUDRAN & C. VALLADARES-PADUA (Eds). **Métodos de Estudos em Biologia da Conservação e Manejo da Vida Silvestre**. Curitiba, Editora da Universidade Federal do Paraná, 651p.
- SANTOS, C.P.; D.I. GIBSON; L.E.R. TAVARES & J.L. LUQUE. 2008. Checklist of Acanthocephala associated with the fishes of Brazil. **Zootaxa** **1938**: 1-22.
- SANTOS, C.P.; S.B.E. SIMÕES; H.S. BARBOSA & T. SCHOLZ. 2007. Redescription of *Ascocotyle (Ascocotyle) felipei* Travassos, 1928 (Digenea: Heterophyidae) with new synonymies. **Journal of Parasitology** **93** (6): 1468-1475.
- SARMA, S.S.S.; J.A. LÓPEZ-RÓMULO & S. NANDINI. 2003. Larval feeding behaviour of blind fish *Astyanax fasciatus* (Characidae), black tetra *Gymnocorymbus ternetzi* (Characidae) and angel fish *Pterophyllum scalare* (Cichlidae) fed zooplankton. **Hydrobiologia** **510**: 207-216.
- SCHMIDT, G.D. & E.J. HUGGHINS. 1973. Acanthocephala of South American Fishes. Part I, Eoacanthocephala. **Journal of Parasitology** **59** (5): 829-835.
- SCHOLZ, T. & J. VARGAS-VÁZQUEZ. 1998. Trematodes from Fishes of the Río Hondo River and Freshwater Lakes of Quintana Roo, Mexico. **Journal of the Helminthological Society of Washington** **65** (1): 91-95.
- SCHOLZ, T.; J. VARGAS-VÁZQUEZ; F. MORAVEC; C. VIVAS-RODRÍGUEZ & E. MENDOZA-FRANCO. 1995a. Cenotes (sinkholes) of the Yucatan Peninsula, Mexico, as a habitat of adult trematodes of fish. **Folia parasitologica** **42**: 37-47.

- SCHOLZ, T.; J. VARGAS-VÁZQUEZ; F. MORAVEC; C. VIVAS-RODRÍGUEZ & E. MENDOZA-FRANCO. 1995b. Metacercariae of trematodes of fishes from cenotes (= sinkholes) of the Yucatan Peninsula, Mexico. **Folia Parasitologica** **42**: 173-192.
- SCHOLZ, T.; J. VARGAS-VÁZQUEZ; F. MORAVEC; C. VIVAS-RODRÍGUEZ & E. MENDOZA-FRANCO. 1996. Cestoda and Acanthocephala of fishes from cenotes (= sinkholes) of Yucatan, Mexico. **Folia Parasitologica** **43**: 141-152.
- SCHOLZ, T.; J. VARGAS-VAZQUEZ & G. SALGADO-MALDONADO. 1995c. Revision of *Genarchella* species (Digenea: Derogenidae) parasitizing freshwater fishes in Mexico and Central America. **Journal of Natural History** **29**: 1403-1417.
- SCHOLZ, T.; J. VARGAS-VAZQUEZ; L. AGUIRRE-MACEDO & V.M. VIDAL-MARTÍNEZ. 1997. Species of *Ascocotyle* Looss, 1899 (Digenea: Heterophyidae) of the Yucatan Peninsula, Mexico, and notes on their life-cycles. **Systematic Parasitology** **36**: 161-181.
- SCHOLZ, T.; M.L. AGUIRRE-MACEDO & A. CHOUDHURY. 2004. *Auriculostoma astyanace* n. gen., n. sp. (Digenea: Allocreadiidae), from the banded *Astyanax*, *Astyanax fasciatus* (Characiformes: Characidae), from Nicaragua, with a reevaluation of Neotropical *Crepidostomum* spp. **Journal of Parasitology** **90** (5): 1128-1132.
- SCHULZ, U.H. & H. MARTINS-JUNIOR. 2001. *Astyanax fasciatus* as bioindicator of water pollution of Rio dos Sinos, RS, Brazil. **Brazilian Journal of Biology** **61** (4): 615-622.
- SEPPÄLÄ, O.; E.T. VALTONEN & D.P. BENESH. 2008. Host manipulation by parasites in the world of dead-end predators: adaptation to enhance transmission? **Proceedings of the Royal Society B** **275**: 1611-1615.

- SILVA, J.P.A.; A.E. MUELBERT; E.C. OLIVEIRA & L.F. FÁVARO. 2010. Reproductive tactics used by the Lambari *Astyanax* aff. *fasciatus* in three water supply reservoirs in the same geographic region of the upper Iguazu River. **Neotropical Ichthyology** **8** (4): 885-892.
- SOGANDARES-BERNAL, F. & R.D. LUMSDEN. 1963. The Generic Status of the Heterophyid Trematodes of the *Ascocotyle* Complex, Including Notes on the Systematics and Biology of *Ascocotyle angrense* Travassos, 1916. **Journal of Parasitology** **49** (2): 264-274.
- SURIANO, D.M. 1997. *Palombitrema heteroancistrum* Price & Bussing, 168 (Monogenea: Ancyrocephalidae) from *Astyanax* (*A.*) *fasciatus fasciatus* (Cuvier, 1819) (Pisces: Characidae) in Chascamús Lake, Argentina: anatomy and systematic position. **Physis, Section B**, **53**: 7-10.
- SZIDAT, L. 1954. Trematodes nuevos de peces de agua dulce de la Republica Argentina y un intento para aclarar su caracter marino. **Revista del Instituto Nacional de Investigacion de las Ciencias Naturales y Museo Argentino de Ciencias Naturales Bernardino Rivadavia. Ciencias Zoológicas** **3** (1) 1-85.
- SZIDAT, L. 1956. Über die Parasitenfauna von *Percichthys trucha* (Cuv. & Val.) Girard der patagonischen Gewässer und die Beziehungen des Wirstfishes und seiner Parasiten zur paläarktischen Region. *Archiv für Hydrobiologie* **51**: 542-577.
- SZIDAT, L. 1970. *Saccocoelioides octavus* n. sp., una nueva especie del genero *Saccocoelioides* Szidat 1954. **Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales Bernardino Rivadavia** **10** (5): 87-100.
- SZIDAT, L. 1973. Sobre una nueva especie del genero *Saccocoelioides* Szidat 1954 de *Astyanax bipunctatus*, *Saccocoelioides bacilliformis* sp. nov., del Rio Reconquista, Provincia de Buenos Aires. **Comunicaciones del Museo Argentino de Ciencias**

Naturales Bernardino Rivadavia e Instituto Nacional de Investigacion de las Ciencias Naturales. Parasitología 1 (7): 97-100.

- TAKEMOTO, R.M.; G.C. PAVANELLI; M.A.P. LIZAMA; A.C.F. LACERDA; F.H. YAMADA; L.H.A. MOREIRA; T.L. CESCHINI & S. BELLAY. 2009. Diversity of parasites of fish from the Upper Paraná River floodplain, Brazil. **Brazilian Journal of Biology 69** (supl. 2): 691-705.
- TAVERNARI, F.C.; R.M. TAKEMOTO; G.M. GUIDELLI; M.A.P. LIZAMA; A.C.F. LACERDA & G.C. PAVANELLI. 2009. Parasites of *Auchenipterus osteomystax* (Osteichthyes, Auchenipteridae) from two different environments, Rosana's reservoir and upper Paraná river floodplain, Brazil. **Acta Scientiarum. Biological Sciences 31** (1): 49-54.
- TEIXEIRA, R.L. 1989. Aspectos da ecologia de alguns peixes do arroyo Bom Jardim, Triunfo-RS. **Revista Brasileira de Biologia 49** (1): 183-192.
- THAENKHAM, U.; D. BLAIR; Y. NAWA & J. WAIKAGUL. 2012. Families Opisthorchiidae and Heterophyidae: Are they distinct? **Parasitology International 61**: 90-93.
- THAENKHAM, U.; Y. NAWA; D. BLAIR & W. PAKDEE. 2011. Confirmation of the paraphyletic relationship between families Opisthorchiidae and Heterophyidae using small and large subunit ribosomal DNA sequences. **Parasitology International 60**: 521-523.
- THATCHER, V.E. 1978. Quatro espécies novas da família Haploporidae (Trematoda: Digenea) de peixes de água doce da Colômbia, com uma revisão do gênero *Saccocoelioides* Szidat, 1954. **Acta Amazonica 8** (3): 477-484.
- THATCHER, V.E. 1979. Paramphistomidae (Trematoda: Digenea) de peixes de água doce: dois novos gêneros de Colômbia e uma redescrição de *Dadaytrema*

- oxycephala* (Diesing, 1936) Travassos, 1934 da Amazônia. **Acta Amazônica** **9** (1): 203-208.
- THATCHER, V.E. 1991. Amazon fish parasites. **Amazoniana** **11** (3/4): 263-572.
- THATCHER, V.E. 2006. **Amazon Fish Parasites. Volume I.** Sofia, Pensoft Publishers, 2nd ed., 508p.
- 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 the Helminthological Society of Washington** **52** (2): 297-310.
- THOMPSON, J.N. 1996. Evolutionary ecology and the conservation of biodiversity. **Trends in Ecology and Evolution** **11**: 300-303.
- TINSLEY, R.C. & J.A. JACKSON. 2002. Host factors limiting monogenean infections: a case study. **International Journal for Parasitology** **32**: 353-365.
- TRAVASSOS, L. 1926. Trematodeos Novos. (V). **Boletim biológico** 16-20.
- TRAVASSOS, L. 1927. Uma nova espécie parasita de peixes de água doce. *Capillaria sentinosa* n. sp. **Boletim Biológico** **10**: 215-217.
- TRAVASSOS, L. 1930. Revisão do gênero *Ascocotyle* Looss, 1899 (Trematoda: Heterophyidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **23** (2): 61-79.
- TRAVASSOS, L. & J.F.T. FREITAS. 1940. Pesquisas helmintológicas. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **35** (3): 610-634.
- TRAVASSOS, L.; P. ARTIGAS & C. PEREIRA. 1928. Fauna helminthologica dos peixes de água doce do Brasil. **Archivos do Instituto Biológico** **1**: 5-68.
- UNDERWOOD, H.T. & N.O. DRONEN Jr. 1984. Endohelminths of fishes from the Upper San Marcos River, Texas. **The Southwestern Naturalist** **29** (4): 377-385.

- VAN CLEAVE, H.J. 1920. Two new genera and species of acanthocephalous worms from Venezuelan fishes. **Proceedings of the United States National Museum** **58** (2346): 455-466.
- VARI, R.P. & L.R. MALABARBA. 1998. Neotropical Ichthyology: An Overview, p. 1-11. *In*: L.R. MALABARBA; R.E. REIS; R.P. VARI; Z.M.S. LUCENA & C.A.S. LUCENA (Eds). **Phylogeny and Classification of Neotropical Fishes**. Porto Alegre, EDIPUCRS, X+603p.
- VASCONCELOS, A.C.P.; A.C.M. LOPES; J.M.S. SANTOS; V.L.S. JERALDO; C.M. MELO & R.R. MADI. 2013. Molecular analysis and biodiversity of metazoan parasites of the yellow tail lambari, *Astyanax* aff. *bimaculatus* (Teleostei, Characidae), in lower San Francisco, northeastern Brazil. **Neotropical Helminthology** **7** (1): 41-49.
- VAZ, Z. & C. PEREIRA. 1934. Contribuição ao conhecimento dos nematóides de peixes fluviais do Brasil. **Arquivos do Instituto Biológico** **5**: 87-103.
- VAZZOLER, A.E.A. & N.A. MENEZES. 1992. Síntese de conhecimentos sobre o comportamento reprodutivo dos Characiformes da América do Sul (Teleostei, Ostariophysi). **Revista Brasileira de Biologia** **52** (4): 627-640.
- VICENTE, J.J.; H.O. RODRIGUES & D.C. GOMES. 1985. Nematóides do Brasil. 1ª parte: Nematóides de peixes. **Atas da Sociedade Biológica do Rio de Janeiro** **25**: 1-79.
- VILELLA, F.S.; F.G. BECKER & S.M. HARTZ. 2002. Diet of *Astyanax* species (Teleostei, Characidae) in an Atlantic Forest River in Southern Brazil. **Brazilian Archives of Biology and Technology** **45** (2): 223-232.
- VINOBA, P. & M. VINOBA. 1994. Monogenean (Platyhelminthes) parasites of fish (a review). **Vignanam Journal of Science** **9** (1-2): 30-44.
- VOLONTERIO, O. & R. PONCE DE LEÓN. 2005. Description of *Dendrorchis retrobiloba* n. sp. (Digenea: Gorgoderidae) from *Astyanax fasciatus* (Teleostei: Characidae)

- from southern Uruguay, with an emended diagnosis of the genus *Dendorchis*. **Journal of Parasitology** **91** (5): 1204-1207.
- WATSON, D.E. 1976. Digenea of Fishes from Lake Nicaragua, p. 251-260. *In*: T.B. THORSON (Ed.) **Investigations of the Ichthyofauna of Nicaraguan Lakes**. Nebraska, School of Life Sciences. University of Nebraska, 663p.
- WHITEMAN, N.K. & P.G. PARKER. 2005. Using parasites to infer host population history: a new rationale for parasite conservation. **Animal Conservation** **8**: 175-181.
- WOLFF, L.L.; V. ABILHOA; F.S. RIOS & L. DONATTI. 2009. Spatial, seasonal and ontogenetic variation in the diet of *Astyanax* aff. *fasciatus* (Ostariophysi: Characidae) in an Atlantic Forest river, Southern Brazil. **Neotropical Ichthyology** **7** (2): 257-266.
- YAMAGUTI, S. 1958. **Systema Helminthum. Volume I. The Digenetic Trematodes of Vertebrates. Parts I and II**. New York, Interscience Publishers Inc., 1575p.
- YAMAGUTI, S. 1961. **Systema Helminthum. Volume III. The Nematodes of Vertebrates. Parts I and II**. New York, Interscience Publishers, 1261p.
- YAMAGUTI, S. 1963. **Systema Helminthum. Volume V. Acanthocephala**. New York, Interscience Publishers, VII+423p.
- YAMAGUTI, S. 1971. **Synopsis of digenetic trematodes of vertebrates**. Volumes I and II. Tokyo, Keigaku Publishing Co., 1074+XXXp.
- YAMAGUTI, S. 1975. **A synoptical review of life histories of digenetic trematodes of vertebrates with special reference to the morphology of their life cycles**. Tokyo, Keigaku Publishing Co., XXXXXXIII+590p. + 219p. (plates).
- ZAR, J.H. 2010. **Biostatistical Analysis**. New Jersey, Prentice Hall, 5th ed., XIII+944p.

ZHANG, ZHI-QIANG. 2011. Animal biodiversity: An introduction to higher-level classification and taxonomic richness. **Zootaxa 3148**: 7-12.

ANEXOS

Anexo 1

Formulário para necropsia de peixes

FORMULÁRIO PARA NECROPSIA DE PEIXES
HOSPEDEIRO

JFA-

Nome genérico:	Nome específico:	Nome vulgar:
Local de coleta:		Data da coleta: / /
Armazenagem: () sim () não		Refrigerador: () Congelador: ()
Data da necropsia: / /		Fator de condição:
Comprimento total: cm	Comprimento padrão: cm	Sexo: () macho () fêmea
Peso: g		Modo de captura:
Obs:		

PARASITOS

Superfície do corpo:

Boca:

Opérculos:

Narinas:

Brânquias:

Olhos:

Esôfago:

Estômago:

Cecos intestinais:

Intestino anterior (1º 1/3):

Intestino médio (2º 1/3):

Intestino posterior (3º 1/3):

Retos:

Rins:

Ureteres:

Bexiga urinária:

Fígado:

Vesícula biliar:

Ovários:

Coração:

Cavidade abdominal:

Musculatura:

Nadadeiras:

Vesícula gasosa:

Anexo 2

Normas da Revista Zoologia

INSTRUCTIONS TO AUTHORS

GENERAL ORIENTATIONS

ZOOLOGIA, the journal of the Sociedade Brasileira de Zoologia (SBZ), publishes original scientific articles on Zoology, authored by members and non-members of the Society. Members of the SBZ publish free of charge, whereas non-members are required to pay page charges, as indicated in the updated price list published in the Society's homepage (www.sbzoologia.org.br).

Manuscripts should be prepared solely in American English. Manuscript submission to ZOOLOGIA is available online only at <http://mc04.manuscriptcentral.com/zool-scielo>. The system is user-friendly and allows authors to monitor the submission process. If you have any difficulty with the system, there are many tutorials at the SBZool site that can help you. All documents should be prepared with a word-processor software (preferably MS Word or compatible).

ZOOLOGIA refrains from publishing simple occurrence notes, new records (e.g. geographic, host), distribution notes, case studies based on observation of few specimens, list of species, and similar purely descriptive studies, unless well justified by the authors. Justification should be sent prior submission to the Managing Editor.

RESPONSIBILITY

Manuscripts are received by ZOOLOGIA with the understanding that:

- all authors have approved submission;
- the results or ideas contained therein are original;
- the paper is not under consideration for publication elsewhere and will not be submitted elsewhere unless rejected by ZOOLOGIA or withdrawn by written notification to the Managing Editor;
- the manuscript has been prepared according to these instructions to authors;
- if accepted for publication and published, the article, or portions thereof, will not be published elsewhere unless consent is obtained in writing from the Managing Editor;
- reproduction and fair use of articles in ZOOLOGIA are permitted provided the intended use is for nonprofit educational purposes. All other use requires consent and fees where appropriate;
- the obligation for page charges and text revision fees is accepted by the authors.
- the authors are fully responsible for the scientific content and grammar of the article.
- the authors agree with additional fees associated with English revisions, if necessary.

FORMS OF PUBLICATION

Articles: original articles on all areas of the Zoology.

Short Communications: this form of publication represents succinct, definitive information (as opposed to preliminary results) that does not lend itself to inclusion in a typical, more comprehensive article. A new or modified technique may be presented as a research note only if the technique is not to be used in ongoing studies. Ordinarily, techniques are incorporated into the materials and methods section of a regular article.

Review articles: only invited reviews are published. Unsolicited reviews should not be submitted, but topics may be suggested to the editor or members of the editorial board.

Opinion: letters to the editor, comments on other publications and ideas, overviews and other texts that are characterized as the opinion of one or a group of scientists.

Book reviews: books having a broad interest to the membership of the Society are reviewed by invitation.

Short biography/Obituary: biography and/or obituary of important zoologists that significantly contributed with the knowledge on animal sciences.

MANUSCRIPTS

The text must be left-justified and the pages should be numbered. Use Times New Roman font, 12 points. The front page must include: 1) the title of the article including the name(s) of the higher taxonomic category(ies) of the animals treated; 2) the name(s) of the author(s) with their professional affiliation, only for correspondence purposes, additional affiliations should be included in the Acknowledgments section; 3) name of the Corresponding Author with complete addresses for correspondence, including e-mail; 4) an abstract in English; 5) up to five key words in English, in alphabetical order and different of those words used in the title. The total information on the items 1 to 5 cannot exceed 3,500 characters including the spaces, except if authorized by the Managing Editor.

Literature citations should be typed in small capitals, as follows: SMITH (1990), (SMITH 1990), SMITH (1990: 128), SMITH (1990, 1995), LENT & JURBERG (1965), GUIMARÃES *et al.* (1983). Articles by the same author or sequences of citations should be in chronological order.

Only the names of genera and species should be typed in italics. The first citation of an animal or plant taxon in the text must be accompanied by its author's name in full, the date (of plants, if possible) and the family.

The manuscript of scientific articles should be organized as indicated below. Other major sections and subdivisions are possible but the Managing Editor and the Editorial Committee should accept the proposed subdivision.

ARTICLES AND INVITED REVIEW

Title. Avoid verbiage such as "preliminary studies on...", "aspects of ...", and "biology or ecology of...". Do not use author and date citations with scientific names in the title. When taxon names are mentioned in the title, it should be followed by the indication of higher categories in parenthesis.

Abstract. The abstract should be factual (as opposed to indicative) and should outline the objective, methods used, conclusions, and significance of the study. Text of the abstract should not be subdivided nor should it contain literature citations (exceptions are analyzed by the editors). It should contain a single paragraph.

Key words. Up to five key words in English, in alphabetical order and different of those words used in the title, separated by semicolon. Avoid using composite key words.

Introduction. The introduction should establish the context of the paper by stating the general field of interest,

presenting findings of others that will be challenged or expanded, and specifying the specific question to be addressed. Accounts of previous work should be limited to the minimum information necessary to give an appropriate perspective. The introduction should not be subdivided.

Material and Methods. This section should be short and concise. It should give sufficient information to permit repetition of the study by others. Previously published or standard techniques must be referenced, but not detailed. If the material and methods section is short, it should not be subdivided. Avoid extensive division into paragraphs and sub items.

Results. This section should contain a concise account of the new information. Tables and figures are to be used as appropriate, but information presented in them should not be repeated in the text. Avoid detailing methods and interpreting results in this section.

Taxonomic papers have a distinct style that must be adhered to in preparing a manuscript. In taxonomic papers the results section is to be replaced by a section headed TAXONOMY, beginning at the left-hand margin. The description or redescription of species, in a single paragraph, is accompanied by a taxonomic summary section. The **taxonomic summary** section comprises a listing of site, locality and specimens deposited (with respective collection numbers). The appropriate citation sequence and format include: COUNTRY, *Province or State*: City or County (minor area as locality, neighborhood, and others, lat long, altitude, all in parenthesis), number of specimens, sex, collection date, collector followed by the word *leg.*, collection number. This is a general guideline that should be adapted to different situations and groups. Several examples can be found in the previous numbers of the ZOOLOGIA. The taxonomic summary is followed by a remarks section (**Remarks**). The Remarks section replaces the discussion of other articles and gives comparisons to similar taxa. Museum accession numbers for appropriate type material (new taxa) and for voucher specimens (surveys) are required. Type specimens, especially holotypes (syntypes, cotypes), paratypes, and a representative sample of voucher specimens, should not be maintained in a private collection; deposition of specimens in established collections is required. Appropriate photographic material should be deposited if necessary. Frozen tissues must also include accession numbers if deposited in a museum/collection.

Discussion. An interpretation and explanation of the relationship of the results to existing knowledge should appear in the discussion section. Emphasis should be placed on the important new findings, and new hypotheses should be identified clearly. Conclusions must be supported by fact or data. Subdivisions are possible. A section labeled Conclusion is not allowed in ZOOLOGIA.

Results and Discussion. The combination of Results and of Discussion into a single section should be avoided. It will ONLY be acceptable if well justified and when the separation is clearly impossible.

Acknowledgments. These should be concise. Ethics require that colleagues be consulted before being acknowledged for their assistance in the study.

Literature Cited. Citations are arranged alphabetically. All references cited in the text must appear in the literature cited section and all items in this section must be cited in the text. Citation of unpublished studies or reports is not permitted, i.e., a volume and page number must be available for serials and a city, publisher, and full pagination for books. Abstracts

not subjected to peer review may not be cited. Work may be cited as "in press" only exceptionally and until the copyediting stage when the reference should be completed or suppressed if not published by then. If absolutely necessary, a statement may be documented in the text of the paper by "pers. comm.", providing the person cited is aware of the manuscript and the reference to his person therein. Personal communications do not appear in the Literature Cited section. The references cited in the text should be listed at the end of the manuscript, according to the examples below. The title of each periodical must be complete, without abbreviations.

Online Supplementary Material. Tables, movies, photographs, documents, and any other electronic supplementary material may be associated to the manuscript in the moment of submission and, upon approval and publication, will be made available in the site of the journal for free access by the readers.

Periodicals

Always add DOI whenever available (as shown below).

GUEDES, D.; R.J. YOUNG & K.B. STRIER. 2008. Energetic costs of reproduction in female northern muriquis, *Brachyteles hypoxanthus* (Primates: Platyrrhini: Atelidae). **Revista Brasileira de Zoologia** 25 (4): 587-593. doi: 10.1590/S0101-81752008000400002.

LENT, H. & J. JURBERG. 1980. Comentários sobre a genitália externa masculina em *Triatoma* Laporte, 1832 (Hemiptera, Reduviidae). **Revista Brasileira de Biologia** 40 (3): 611-627.

SMITH, D.R. 1990. A synopsis of the sawflies (Hymenoptera, Symphita) of America South of the United States: Pergidae. **Revista Brasileira de Entomologia** 34 (1): 7-200.

Books

HENNIG, W. 1981. **Insect phylogeny**. Chichester, John Wiley, XX+514p.

Chapter of book

HULL, D.L. 1974. Darwinism and historiography, p. 388-402. In: T.F. GLICK (Ed.). *The comparative reception of Darwinism*. Austin, University of Texas, IV+505p.

Electronic publications

MARINONI, L. 1997. *Sciomyzidae*. In: A. SOLIS (Ed.). **Las Familias de insectos de Costa Rica**. Available online at: <http://www.inbio.ac.cr/papers/insectoscr/texto630.html> [Accessed: date of access].

Illustrations. Photographs, line drawings, graphs, and maps should be termed figures. Photos must be clear and have good contrast. Please, organize, whenever possible, line drawings (including graphics, if it is the case) as plates of figures or pictures considering the size of the page of the journal. The size of an illustration, if necessary, should be indicated using horizontal or vertical scale bars (never as a magnification in the caption). Each figure must be numbered in Arabic numerals in the lower right corner. When preparing the illustrations, authors should bear in mind that the journal has a matter size of 17.0 by 21.0 cm and a column size of 8,3 by 21,0 cm including space for captions. Figures must be referred to in numerical sequence in the text; indicate the approximate placement of each figure in the margins of the manuscript. Half-tone illustrations must be saved and sent as separate TIFF files with LZW compression; vectorial images (maps, graphics, line drawings, diagrams) should

be preferentially provided as vectors in Adobe Illustrator (AI), Corel Draw (CDR) or EPS formats. The required final resolution is 300 dpi for color photos and 600 dpi for half-tone photos or line art. The illustration files should be uploaded to the submission. Upload is limited to 10 MB per file. Color figures can be published if the additional costs are covered by the authors. Alternatively, the authors may choose to publish black and white illustrations in the paper version of the manuscript and retain the color versions in the electronic version at no additional cost. Captions of the figures should be typewritten right after the Literature Cited. Use a separate paragraph for the caption of each figure or group of figures. Please, note previous publications and follow the pattern adopted for captions.

Tables. Tables should be generated by the table function of the word-processing program being used, numbered in Roman numerals and inserted after the list of figures captions. Do not use paragraph marks inside of table cells. Legends are provided immediately before each respective table.

SHORT COMMUNICATIONS

Manuscripts are to be organized in a format similar to original articles with the following modifications.

Text. The text of a research note (i.e. Introduction + Material and Methods + Discussion) is written directly, without sections. Acknowledgments may be given, without heading, as the last paragraph. Literature is cited in the text as described for articles.

Literature cited, figures captions, tables, and figures. These items are in the form and sequence described for articles.

OPINIONS

Title. Simply provide a title for the opinion.

Text. Should be concise, objective and contain no figures (unless absolutely necessary).

Name and address of author. This information follows the text or, if present, the literature cited section. The reviewer's name should be in bold type.

BOOK REVIEWS

Title. Give the title of the book, cited as indicated below: **Toxoplasmosis of Animals and Man**, by J.P. DUBEY & C.P. BEATTIE. 1988. Boca Raton, CRC Press, 220p.

The words "edited by" are substituted for "by" when appropriate.

Text. The text usually is not subdivided. If literature must be cited, a headed literature cited section follows the text in the style described for articles. Figures and tables should not be used.

Name and address of author. This information follows the text or, if present, the literature cited section. The reviewer's name should be in bold type.

SHORT BIOGRAPHIES/OBITUARIES

Title. Give the name of the person for which this biography/obituary is being written in boldface, followed by the date of birth and death (if it is the case), in parenthesis: **Lauro Travassos** (1890-1970)

Text. The text usually is not subdivided. If literature must be cited, a headed literature cited section follows the text in the style described for articles. Figures and tables should not be used.

Name and address of author. This information follows the text or, if present, the literature cited section. The reviewer's name should be in bold type.

PROCEDURES

Manuscripts submitted to ZOOLOGIA will be initially evaluated by the Administrative Editor for adequacy (for the scope) and formatting. A first evaluation of the English (if it is the case) is performed also at this moment by the Language Editor. Manuscripts with problems may be returned to the authors. The Administrator forwards the manuscript to the Managing Editor which will be the adequate Section Editor. The Section Editor sends the manuscript to Reviewers. The copies of the manuscript with the Reviewers' comments and the Section Editor's decision will be returned to the corresponding author for evaluation. The authors have up to 30 days to respond or comply with the revision and return revised version of the manuscript to the adequate area of the electronic system. Once approved, the original manuscript, Reviewers comments, Section Editor's comments, together with the corrected version and the respective figure files, properly identified, are returned to the Managing Editor. Exceptionally, the Managing Editor may, after consultation with the Section Editors, modify the recommendation of the Reviewers and Section Editor, based on adequate justification. Later changes or additions to the manuscript may be rejected. A copyedited version of the manuscript is sent to authors for approval. This version represents the last chance for the author to make any substantial changes to the text, as the next stage is restricted to typographic and formatting corrections. Electronic proofs will be submitted to the corresponding author prior to publication for approval.

REPRINTS

The corresponding author will receive an electronic reprint (in PDF format) after publication. Authors may print and distribute hardcopies of their article on demand. Authors may also send the electronic file to individuals, as one would send a printed reprint. However, we would appreciate if you refrain from distributing PDF files via discussion groups and bulk-mail systems. It is important for ZOOLOGIA that users access the journal homepage for statistical purposes. By doing this, you are helping increase the indexes of quality of ZOOLOGIA.

VOUCHER AND TYPE SPECIMENS

Specimens including types (where appropriate) or vouchers that have received authoritative identification are the foundations for all biological studies from taxonomy and systematics to ecology and biogeography and including all aspects of biodiversity survey and inventory. Representative individuals (or parts of entire specimens that retain diagnostic information for identification) used in any study reported in the Journal should be deposited in a recognized biological collection, so that such are freely available to the research community. Vouchers should also be deposited to substantiate records of sequence data in all molecular studies (e.g., phylogeography and diagnostics), and ideally the physical voucher should be the remaining portion(s) of individual specimens that have been processed for DNA extraction. It is recommended that such specimens not be limited to the holotype and a limited number of paratypes in descriptions, or relatively few specimens derived from survey or from ecological studies. It is a requirement of ZOOLOGIA that all manuscripts must document the collection(s) where the specimens (types or vouchers) are deposited along with their respective catalogue or accession numbers in those repositories