



CASSANDRA DE MORAES MONTEIRO

**HELMINTOFAUNA DO BIGUÁ, *Phalacrocorax brasilianus* (GMELIN)  
(AVES, PHALACROCORACIDAE) DO LAGO GUAÍBA, GUAÍBA, RS.**

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.

Orientador: Prof. Dr José Felipe R. Amato.

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL

PORTO ALEGRE

2006

HELMINTOFAUNA DO BIGUÁ, *Phalacrocorax brasilianus* (GMELIN)  
(AVES, PHALACROCORACIDAE) DO LAGO GUAÍBA, GUAÍBA, RS.

**CASSANDRA DE MORAES MONTEIRO**

Aprovada em \_\_\_\_ de \_\_\_\_\_ de 2006.

---

Dr Luciano Antunes Barros

---

Dr<sup>a</sup> Marília de Carvalho Brasil Sato

---

Dr Ludwig Backup

## SUMÁRIO

	Página
<b>AGRADECIMENTOS</b> .....	v
<b>LISTA DE TABELAS</b> .....	vii
<b>LISTA DE FIGURAS</b> .....	x
<b>RESUMO</b> .....	xiii
<b>1. INTRODUÇÃO</b> .....	1
1.1. As aves .....	1
1.2. Estudos helmintológicos .....	1
1.3. Os biguás – biologia .....	4
1.4. Os biguás – helmintofauna .....	6
1.4.1. Digenéticos .....	6
1.4.2. Cestóides .....	9
1.4.3. Nematóides .....	9
1.4.4. Acantocéfalos .....	11
1.4.5. A estrutura das infrapopulações e infracomunidades dos helmintos de <i>Phalacrocorax brasilianus</i> .....	12
1.5. Helmintologia – relação com outras áreas da Ciência .....	14

<b>2. OBJETIVOS</b> .....	18
<b>3. JUSTIFICATIVAS</b> .....	19
<b>4. MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	21
4.1. Coleta e descrição da área de coleta .....	21
4.2. Necropsia e exame dos hospedeiros .....	24
4.3. Coleta e fixação dos helmintos .....	26
4.4. Processamento dos helmintos .....	26
4.4.1 Microscopia óptica .....	26
4.4.2 Microscopia eletrônica de varredura (MEV) .....	27
4.5. Determinação/identificação dos helmintos .....	28
4.6. Fotomicrografias e fotomacrografias .....	29
4.7. Desenhos .....	29
4.8. Pranchas .....	29
4.9. Medidas .....	29
4.10. Depósito de espécimes representativos .....	30
4.11. Análise dos dados obtidos .....	30
4.11.1. Populações de helmintos .....	30
4.11.2. Comunidade de helmintos .....	31
4.11.2.1. Descritores quantitativos da comunidade de helmintos .....	31
4.11.3. Influência do comprimento padrão, do sexo, e do estado de maturidade sexual dos hospedeiros .....	32
4.11.4. Associações interespecíficas .....	33
4.11.5. Distribuição das espécies ao longo do trato gastrintestinal .....	34
4.11.6. O aninhamento ( <i>'nesting'</i> ) das comunidades de helmintos .....	34

<b>5. RESULTADOS</b> .....	35
5.1. Taxonomia, descrição e resenha taxonômica dos helmintos de <i>Phalacrocorax brasilianus</i> .....	35
5.1.1. Digenea .....	35
<i>Clinostomum sp.</i> .....	35
<i>Hysteromorpha triloba</i> .....	39
<i>Austrodiplostomum mordax</i> .....	43
<i>Austrodiplostomum compactum</i> .....	47
<i>Drepanocephalus spathans</i> .....	50
<i>Drepanocephalus olivaceus</i> .....	56
<i>Paryphostomum segregatum</i> .....	61
<i>Ignavia olivacei</i> .....	67
<i>Ribeiroia ondatrae</i> .....	72
<i>Prosthogonimus ovatus</i> .....	78
5.1.2. Eucestoda .....	85
<i>Paradilepis caballeroi</i> .....	85
5.1.3. Nematoda .....	90
<i>Eustrongylides sp.</i> (larva) .....	90
<i>Eucoleus contortus</i> .....	92
<i>Ornithocapillaria appendiculata</i> .....	99
Capilariídeo não identificado .....	106
<i>Tetrameres (Gynaecophila) sp.</i> .....	109
<i>Syncuaria squamata</i> .....	118
<i>Contraecum rudolphii</i> .....	127

<i>Syngamus sp.</i> .....	138
5.1.4. Acanthocephala .....	142
<i>Andracantha sp.</i> .....	142
5.2. Análise da estrutura da comunidade de helmintos de biguás,	
<i>Phalacrocorax brasilianus</i> do Lago Guaíba, Guaíba, RS .....	152
5.2.1. Comunidade componente .....	152
5.2.2. Estrutura da comunidade componente .....	160
5.2.3. Influência do comprimento padrão, do sexo, e do estado de maturação sexual dos hospedeiros no tamanho das infrapopulações de helmintos .....	168
5.2.4. Associações interespecíficas .....	171
5.2.5. Distribuição dos helmintos no trato gastrointestinal .....	176
<b>6. DISCUSSÃO</b> .....	178
6.1 Comunidade componente .....	178
6.2. Estrutura da comunidade componente .....	180
6.3. Associações interespecíficas .....	184
6.4. Distribuição das espécies ao longo do trato gastrointestinal .....	185
6.5. Dieta dos hospedeiros .....	185
<b>7. REFERÊNCIAS CITADAS</b> .....	187
<b>ANEXOS</b>	

## **AGRADECIMENTOS**

Ao Professor Amato, meu orientador, pelos incontáveis “puxões de orelha” que moldaram minha carreira desde a iniciação científica, mas que me ensinaram disciplina e superação; pelo entusiasmo, que sempre acompanhou os resultados; e por ensinamentos valiosos que nenhum livro pode oferecer.

À Professora Suzana pelos ensinamentos, pelas oportunidades e pela confiança.

Aos colegas do Laboratório de Helminologia, que ao longo destes anos de convivência, tornaram-se grandes amigos, pelo companheirismo e pelo incentivo. Em especial aos biólogos Samantha e Daudt, meus companheiros desde a iniciação científica, pela amizade, pela compreensão, pelas injeções de ânimo, e por estarem sempre dispostos.

À bióloga Viviane Tavares e à graduanda em Ciências Biológicas Caroline Gross, pela paciência e disponibilidade durante a contagem dos helmintos e revisão bibliográfica.

Aos Professores Mariath e Rinaldo, do laboratório de Anatomia Vegetal, Departamento de Botânica da UFRGS, pelo empréstimo do microscópio óptico com contraste de interferência diferencial (DIC) com prismas de Nomarski e pela disponibilidade de ajudar sempre.

A Professora Marília de Carvalho Brasil Sato pela revisão cuidadosa desta dissertação.

Às técnicas do Centro de Microscopia Eletrônica da UFRGS, Francis e Moema, pelo preparo das amostras, ponto crítico e visualização dos nematóides ao microscópio eletrônico de varredura.

Ao Professor Backup, pela tradução de trechos em alemão para o português.

À CAPES pela bolsa de mestrado concedida.

Ao IBAMA pelas licenças para captura dos biguás.

Aos meus pais, Beti e Nelson, e à minha irmã, Fabíola, por terem entendido todas as ausências, e principalmente, pelo apoio e incentivo nos momentos mais difíceis.

Ao Jorge, pela companhia, pelo estímulo, pela paciência.

Aos biguás e seus helmintos ...

## LISTA DAS TABELAS

	Página
<b>Tabela I.</b> Valores de importância (I)* para as espécies helmintos comuns a <i>Phalacrocorax brasilianus</i> e <i>Phalacrocorax auritus</i> da costa do Texas, E.U.A., segundo FEDYNICH <i>et al.</i> (1997). ....	13
<b>Tabela II.</b> Distribuição dos diferentes grupos taxonômicos de helmintos nos biguá, <i>Phalacrocorax brasilianus</i> do Lago Guaíba, examinados. ....	154
<b>Tabela III.</b> Riqueza da helmintofauna de biguás, <i>Phalacrocorax brasilianus</i> , do Lago Guaíba, Guaíba, RS. ....	159
<b>Tabela IV.</b> Helmintos parasitos de 47 biguás, <i>Phalacrocorax brasilianus</i> do Lago Guaíba, Guaíba, RS. ....	161
<b>Tabela V.</b> Helmintos parasitos de 47 biguás, <i>Phalacrocorax brasilianus</i> do Lago Guaíba, Guaíba, RS, agrupados de acordo com o sexo do hospedeiro. ....	162
<b>Tabela VI.</b> Helmintos parasitos de 47 biguás, <i>Phalacrocorax brasilianus</i> do Lago Guaíba, Guaíba, RS, agrupados de acordo com o estado de maturidade sexual do hospedeiro. ....	163
<b>Tabela VII.</b> Classificação e valores de importância (I) de helmintos de biguás, <i>Phalacrocorax brasilianus</i> do Lago Guaíba, Guaíba, RS. ....	165

<b>Tabela VIII.</b> Classificação e valores de importância (I) de helmintos de biguás, <i>Phalacrocorax brasilianus</i> do Lago Guaíba, Guaíba, RS, agrupados de acordo com o sexo do hospedeiro. ....	166
<b>Tabela IX.</b> Classificação e valores de importância (I) de helmintos de biguás, <i>Phalacrocorax brasilianus</i> do Lago Guaíba, Guaíba, RS, agrupados por estado de maturidade sexual do hospedeiro. ....	167
<b>Tabela X.</b> Comprimento padrão (cm), de 47 biguás, <i>Phalacrocorax brasilianus</i> coletados no Lago Guaíba, Guaíba, RS. ....	169
<b>Tabela XI.</b> Correlação entre o comprimento padrão e a intensidade de infecção dos helmintos parasitos de biguás, <i>Phalacrocorax brasilianus</i> , coletados no Lago Guaíba, Guaíba, RS. ....	170
<b>Tabela XII.</b> Influência do sexo dos hospedeiros sobre a intensidade de infecção dos helmintos parasitos de biguás, <i>Phalacrocorax brasilianus</i> , do Lago Guaíba, Guaíba, RS. ....	172
<b>Tabela XIII.</b> Influência do grau de maturidade sexual dos hospedeiros sobre a intensidade de infecção dos helmintos parasitos de biguás, <i>Phalacrocorax brasilianus</i> do Lago Guaíba, Guaíba, RS. ....	173
<b>Tabela XIV.</b> Co-ocorrência das espécies parasitos to trato gastrintestinal de biguás, <i>Phalacrocorax brasilianus</i> , do Lago Guaíba, Guaíba, RS, entre parênteses estão os valores de <i>p</i> encontrados para cada par de espécies. ....	174

<b>Tabela XV.</b> Distribuição dos helmintos no trato gastrintestinal dos biguás, <i>Phalacrocorax brasilianus</i> , coletados no Lago Guaíba, Guaíba, RS. ....	177
--	-----

## LISTA DAS FIGURAS

	Página
<b>Figura 1.</b> Biguá, <i>Phalacrocorax brasilianus</i> . .....	22
<b>Figura 2.</b> Lago Guaíba, Guaíba, RS. ....	23
<b>Figura 3.</b> <i>Clinostomum sp.</i> diagrama. ....	38
<b>Figura 4.</b> <i>Hysteromorpha triloba</i> , diagrama. ....	42
<b>Figura 5.</b> <i>Austrodiplostomum mordax</i> , diagrama. ....	46
<b>Figura 6.</b> <i>Austrodiplostomum compactum</i> , diagrama. ....	49
<b>Figuras 7-12.</b> <i>Drepanocephalus spathans</i> , diagramas. ....	54
<b>Figuras 13-14.</b> <i>Drepanocephalus spathans</i> , fotomicrografias. ....	55
<b>Figuras 15-19.</b> <i>Drepanocephalus olivaceus</i> , diagramas. ....	59
<b>Figuras 20-21.</b> <i>Drepanocephalus olivaceus</i> , fotomicrografias.....	60
<b>Figuras 22-26.</b> <i>Paryphostomum segregatum</i> , diagramas. ....	65
<b>Figuras 27-28.</b> <i>Paryphostomum segregatum</i> , fotomicrografias. ....	66
<b>Figura 29.</b> <i>Ignavia olivacei</i> , diagrama. ....	71
<b>Figuras 30-32.</b> <i>Ribeiroia ondatrae</i> , fotomicrografias. ....	76
<b>Figura 33.</b> <i>Ribeiroia ondatrae</i> , diagrama. ....	77
<b>Figuras 34-37.</b> <i>Prosthogonimus ovatus</i> , fotomicrografias. ....	83
<b>Figura 38.</b> <i>Prosthogonimus ovatus</i> , diagrama. ....	84

<b>Figuras 39-41.</b> <i>Paradilepis caballeroi</i> , diagramas. ....	88
<b>Figuras 42-47.</b> <i>Paradilepis caballeroi</i> , fotomicrografias. ....	89
<b>Figuras 48-56.</b> <i>Eucoleus contortus</i> , fotomicrografias. ....	97
<b>Figuras 57-59.</b> <i>Eucoleus contortus</i> , diagramas. ....	98
<b>Figuras 60-64.</b> <i>Ornithocapillaria appendiculata</i> , diagramas. ....	104
<b>Figuras 65-72.</b> <i>Ornithocapillaria appendiculata</i> , fotomicrografias. ....	105
<b>Figuras 73-74.</b> Capilariídeo, diagramas. ....	108
<b>Figuras 75-77.</b> <i>Tetrameres (Gynaecophila) sp.</i> , fotomicrografias. ....	115
<b>Figuras 78-83.</b> <i>Tetrameres (Gynaecophila) sp.</i> , fotomicrografias. ....	116
<b>Figura 84.</b> <i>Tetrameres (Gynaecophila) sp.</i> , diagrama. ....	117
<b>Figuras 85-93.</b> <i>Syncuaria squamata</i> , fotomicrografias. ....	124
<b>Figuras 94-96.</b> <i>Syncuaria squamata</i> , fotomicrografias. ....	125
<b>Figuras 97-100.</b> <i>Syncuaria squamata</i> , fotomicrografias. ....	126
<b>Figuras 101-102.</b> <i>Contracaecum rudolphii</i> , fotomicrografias. ....	133
<b>Figuras 103-105.</b> <i>Contracaecum rudolphii</i> , fotomicrografias. ....	134
<b>Figuras 106-108.</b> <i>Contracaecum rudolphii</i> , fotomicrografias. ....	135
<b>Figura 109.</b> <i>Contracaecum rudolphii</i> , fotomicrografia. ....	136
<b>Figuras 110.</b> <i>Contracaecum rudolphii</i> , diagrama. ....	137
<b>Figuras 111-120.</b> <i>Syngamus sp.</i> , fotomicrografias. ....	141
<b>Figuras 121-124.</b> <i>Andracantha sp.</i> , fotomicrografias. ....	149
<b>Figuras 125.</b> <i>Andracantha sp.</i> , diagramas. ....	150
<b>Figuras 126-129.</b> <i>Andracantha sp.</i> , diagramas. ....	151

- Figura 130.** Contribuição em número de helmintos e percentagem de cada um dos grupos taxonômicos de helmintos no total de helmintos coletados em 47 biguás, *Phalacrocorax brasilianus* do Lago Guaíba, Guaíba, RS. .... 153
- Figura 131.** Participação dos diferentes grupos de helmintos na riqueza da helmintofauna dos biguás, *Phalacrocorax brasilianus* do Lago Guaíba, Guaíba, RS. .... 155
- Figura 132.** Frequência da riqueza absoluta da fauna helmintológica de biguás, *Phalacrocorax brasilianus* do Lago Guaíba, Guaíba, RS. .... 156
- Figura 133.** Riqueza da fauna helmintológica de biguás, *Phalacrocorax brasilianus* do Lago Guaíba, Guaíba, RS, agrupados por sexo. .... 157
- Figura 134.** Riqueza da fauna helmintológica de biguás, *Phalacrocorax brasilianus* do Lago Guaíba, Guaíba, RS, agrupados por grau de maturidade sexual. .... 158

## RESUMO

No Estado do Rio Grande do Sul ocorre somente uma espécie do gênero *Phalacrocorax*, o biguá ou cormorão neotropical, *Phalacrocorax brasilianus*. Os biguás são aves aquáticas, de ambientes dulcícolas ou marinhos, encontradas do sul dos Estados Unidos da América ao sul da Argentina. São principalmente piscívoras, mas também se alimentam de moluscos, crustáceos, insetos e anfíbios. Quarenta e sete biguás foram coletados no Lago Guaíba, Porto Alegre, RS entre 1999 e 2003, sendo congelados logo após a captura e necropsiados. Foram encontradas 20 espécies de helmintos parasitando biguás provenientes do Lago Guaíba, sendo 10 de digenéticos, 1 de cestóide, 8 de nematóides e 1 de acantocéfalo. *Drepanocephalus olivaceus*, *Paryphostomum segregatum*, *Ignavia olivacei*, *Paradilepis caballeroi*, *Eucoleus contortus* e uma espécie indeterminada do gênero *Syngamus* foram registradas pela primeira vez em biguás no Brasil. Espécies indeterminadas dos gêneros *Tetrameres* e *Andracantha* foram encontradas, pela primeira vez, parasitando biguás na América do Sul, e na América Latina, respectivamente. Helmintos do gênero *Syncuaria* foram registrados pela primeira vez no Brasil e do gênero *Prosthogonimus* encontrados pela primeira vez em aves do gênero *Phalacrocorax*. As demais espécies presentes na amostra, *Clinostomum sp.*, *Hysteromorpha triloba*, *Drepanocephalus spathans*, *Ribeiroia ondatrae*, *Eustrongylides sp.* (larva) *Ornithocapillaria appendiculata*, *E. contortus* e *Contracaecum rudolphii* foram registradas

pela primeira vez em biguás no Estado do Rio Grande do Sul, uma vez que este hospedeiro nunca havia sido amostrado neste Estado. Para todas as espécies de helmintos encontradas foi calculada a prevalência, a intensidade média de infecção, a abundância o valor de importância e registrado o local de infecção. Os hospedeiros foram agrupados por sexo, e por grau de maturidade sexual (juvenis e adultos). Dentro de cada um destes grupos, foi comparado o comprimento padrão dos hospedeiros. A ausência de diferença significativa no comprimento padrão permitiu a comparação da intensidade de infecção de cada uma das espécies de helmintos. Foi encontrada diferença significativa somente entre a intensidade de infecção de *O. appendiculata* que é mais alta nas fêmeas e nos juvenis. Para hospedeiros agrupados por sexo, e por estado de maturação sexual foi registrada a abundância e a riqueza da helmintofauna seguida pela medida de dispersão. A comunidade de helmintos foi classificada como interativa. Foi encontrada associação significativa, somente entre os seguintes pares de espécies, *H. triloba*-*D. spathans* e *H. triloba*-*P. caballeroi*. Das 20 espécies de helmintos encontradas, 18 estavam parasitando o trato gastrointestinal dos hospedeiros. Os tratos digestivo dos biguás examinados estavam parasitados em toda sua extensão. O jejuno-íleo anterior foi a porção mais rica, nela foram encontradas 10 espécies de helmintos. *Ignavia olivacei* e *Syngamus sp.* não são espécies parasitas de trato gastrointestinal, pois foram encontradas nos ureteres e na traquéia, respectivamente. Este é a primeira avaliação da fauna helmintológica do biguá no Estado do Rio Grande do Sul.

## **1. INTRODUÇÃO**

### **1.1. As aves**

Atualmente são conhecidas aproximadamente 10.000 espécies de aves (BENCKE *et al.* 2003). A América do Sul é considerada o continente das aves, onde são encontradas mais de 3.000 espécies. O Brasil é o segundo país em número de espécies de aves no continente sul americano, ficando atrás somente da Colômbia (SICK 1997). No Brasil ocorrem 1.667 espécies o quê corresponde a, aproximadamente, 18% da riqueza mundial da avifauna (SICK 1997). No Rio Grande do Sul, o estudo da avifauna teve início no final do século XIX, com a vinda de exploradores estrangeiros ao país. Merecem destaque pelo seu pioneirismo Hermann von Ihering, Auguste de Saint-Hilaire e Herbert Smith. Porém, o pesquisador que mais contribuiu com o conhecimento das aves no estado foi o pesquisador norte-americano William Belton, principalmente entre os anos de 1970 e 1983. No Estado do Rio Grande do Sul foram registradas 624 espécies (BENCKE 2001), das quais 128, aproximadamente 20%, encontram-se ameaçadas ou localmente extintas (BENCKE *et al.* 2003).

### **1.2. Estudos helmintológicos**

Embora o grupo das aves seja mais diverso que o dos mamíferos, quando comparamos a diversidade de helmintos conhecidos para aves e mamíferos, vemos que

pouco se sabe sobre parasitos de aves (RAUSCH 1983). O primeiro registro de um helminto parasito destes hospedeiros foi feito, provavelmente, por Demetrius Pegegomenos, no século XIII, ao observar a presença de nematóides sob a membrana nictitante dos olhos de um falcão usado para caça (RAUSCH 1983). A partir do século XVIII estudos sobre helmintos parasitos de aves, com cunho taxonômico e sistemático, começaram a aparecer. Referiam-se a hospedeiros domesticados, principalmente das ordens Anseriformes e Galliformes (BUSH 1990). Na primeira metade do século XIX, iniciou-se a publicação de estudos sobre os ciclos de vida de helmintos parasitos de aves. Neste período destacaram-se os trabalhos de Rudolphi, Diesing e Dujardin. Na segunda metade do século XIX, com o surgimento de novas tecnologias, houve um incremento no número de trabalhos com investigações experimentais, anatomia e desenvolvimento de helmintos parasitos do homem e animais domésticos. Neste período merecem ser citados Küchenmeister, von Siebold, van Beneden e Leuckart.

No início do século XX houve um aumento nas publicações sobre parasitos de aves (RAUSCH 1983). A taxonomia continuava sendo o foco principal, mas aumentaram as discussões sobre os ciclos de vida, dinâmica de transmissão e padrões biogeográficos das espécies de helmintos em relação às aves que infectavam. Alguns autores merecem ser lembrados pela sua valiosa contribuição aos estudos taxonômicos de parasitos de aves. Entre eles estão Fuhrmann, Joyeux e Baer que contribuíram para o conhecimento dos cestóides; Dubois que contribuiu para o conhecimento dos digenéticos strigeóideos. Yamaguti não pode deixar de compor esta lista, uma vez que contribuiu de modo significativo, descrevendo um grande número de espécies, mas principalmente agrupando dados e produzindo chaves de classificação para os helmintos parasitos de vertebrados. Ainda neste período, no hemisfério Norte foram realizados estudos sobre helmintos de aves

por Ward, Ransom e Mayhew contribuíram com o estudo dos cestóides e Harrah com o estudo dos digenéticos. Digenéticos e cestóides foram alvo das publicações de Linston neste período. Sobre os acantocéfalos, van Cleave merece destaque pela descrição de numerosas espécies. Enquanto Cram colaborou agrupando o conhecimento sobre os nematóides de aves. Stunkard e LaRue, estudaram o ciclo de vida de digenéticos parasitos de aves. Neste período, no Hemisfério Sul, as contribuições para o conhecimento de helmintos foram mais modestas. Looss e Odhner contribuíram para o conhecimento dos trematódeos. Helmintos de aves na África foram estudados por Baer, Fuhrmann, Joyeux, Baylis, Mönnig, Ortlepp e outros. Neste período surgiram as primeiras informações sobre helmintos de aves na América do Sul, através dos trabalhos de Diesing e de Rudolphi.

No Brasil, de acordo com REGO (1982) a primeira citação de parasitos em animais silvestres foi feita entre 1637 e 1644. Em meados do século XVII o botânico Marcgrave, fez referência a parasitos de tamanduás e iguanas. O naturalista Natterer, de origem austríaca, no século XIX, foi o primeiro pesquisador a fazer coletas numerosas de helmintos no Brasil (TRAVASSOS 1965). A partir do século XX, Travassos deu início a sua obra, contribuindo de maneira brilhante para o conhecimento da fauna de parasitos de animais silvestres e domésticos (REGO 1982).

Em contraste com a grande diversidade da avifauna existente no Brasil, a helmintofauna destes animais é pouco conhecida. Quando comparamos dados obtidos em países onde a riqueza e a abundância total de aves são menores que a encontrada no Brasil, como por exemplo, Canadá e Estados Unidos da América (E.U.A.), fica ainda mais evidente a necessidade de se realizar estudos que possam revelar a verdadeira biodiversidade dos helmintos parasitos de aves brasileiras. Em especial das aves do Estado do Rio Grande do Sul, que pouca atenção receberam de parasitologistas helmintologistas.

### 1.3. Os biguás - biologia

O gênero *Phalacrocorax* Brisson, 1760 agrupa 37 espécies de aves piscívoras distribuídas, principalmente, no hemisfério sul (BĚJCEK & STÁSTNY 2002). Entre estas espécies, o biguá ou cormorão neotropical como é conhecido o *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789) (Fig. 1) é uma das poucas aves que habita ambientes dulciaquícolas e salinos (QUINTANA *et al.* 2002), e é a única encontrada em toda a Região Neotropical (KALMBACH & BECKER 2005). Segundo del Hoyo *et al.* 1992 (*apud* FEDYNICH *et al.* 1997) biguás são encontrados do sul do Texas, E.U.A. à Terra do Fogo, Patagônia, Argentina, sendo os únicos representantes do gênero no Brasil (BELTON 1994, SICK 1997). No Parque Estadual do Delta do Jacuí, localizado na região metropolitana de Porto Alegre, RS, estas aves são encontradas freqüentemente e consideradas abundantes (ACCORDI *et al.* 2001).

A biologia reprodutiva destas aves foi estudada por QUINTANA *et al.* (2002) e KALMBACH & BECKER (2005) na Argentina e no Chile, respectivamente. Biguás nidificam em colônias, pondo seus ovos em árvores e arbustos ou no solo, podendo compartilhar sítios de nidificação com outras aves (AZPIROZ 2001). Nos ninhos são depositados de dois a cinco ovos que levam, aproximadamente, 26 dias para eclodir. O crescimento dos filhotes é rápido, de forma que em aproximadamente 30 dias atingem 1.200 g. Começam a alçar os primeiros vôos entre 42 e 45 dias após o nascimento (KALMBACH & BECKER 2005). Estas aves realizam deslocamentos diários entre o dormitório e o local onde passam o dia. Dormitórios podem ser facilmente reconhecidos, durante o dia, quando as aves não estão presentes, pelo acúmulo de grande quantidade de fezes. O acúmulo de excrementos faz com que os biguás abandonem seu dormitório periodicamente, mudando-se muitas vezes para uma área contígua àquela anteriormente utilizada, porém sem depósito de guano. As fezes destas aves podem ser utilizadas como alimento por peixes como, por exemplo, a

anchoveta, *Engraulis ringens* Jenyns, 1842 (JORDÁN 1966). Este tipo de relação favorece a continuidade de ciclos biológicos dos helmintos que utilizam peixes como hospedeiros intermediários (HI) e que têm aves piscívoras como hospedeiros definitivos (HD).

Chama a atenção a destreza e a capacidade de deslocamento de biguás na água, onde nadam semi-submersos e mergulham com habilidade para capturar seu alimento. A presa capturada é trazida à superfície e, só então, ingerida (ARBALLO & CRAVINO 1999). Outra característica dos cormorões relacionadas à capacidade de pesca submersa, é o tempo que permanecem submersos, aproximadamente 90 s, atingindo durante o mergulho a profundidade de 50 m (BĚJCEK & STÁSTNY 2002). Peixes são o principal componente da sua dieta que é complementada por anfíbios, crustáceos e moluscos (AZPIROZ 2001). A busca do alimento pode ser solitária ou em bandos compostos somente por biguás ou em bandos compostos por mais de uma espécie de ave (ARBALLO & CRAVINO 1999). GOSZTONYI & KUBA (1998) analisaram o conteúdo do proventrículo de 43 cormorões imperiais, *Phalacrocorax atriceps* King, 1828 na Argentina, encontrando 11 espécies de peixes teleósteos e uma espécie de Agnata. Crustáceos (seis grupos), moluscos cefalópodes e gastrópodes, anelídeos poliquetas e echiurídeos, também compõem a dieta dos cormorões imperiais, porém, em menor número e frequência.

Os biguás são capazes de realizar longos deslocamentos. Aves anilhadas na Laguna dos Patos já foram encontradas em Santiago del Estero, Argentina a uma distância de 1.400 km do local de origem (SICK 1997). Estas aves realizam deslocamentos espalhados, que chegam muitas vezes ao sudeste do Brasil (SICK 1997). Após a nidificação os biguás emigram, em grandes bandos que aparecem no final de agosto na Laguna dos Patos. No Uruguai, ARBALLO & CRAVINO (1999) registraram juvenis realizando longos

deslocamentos e, segundo estes autores, a maioria dos biguás vistos no Uruguai, vêm de colônias argentinas.

#### **1.4. Os biguás – helmintofauna**

Devido à ampla distribuição geográfica das aves do gênero *Phalacrocorax* estudos sobre a diversidade de sua helmintofauna, incluindo análise da estrutura das comunidades de parasitos têm despertado muito interesse. Os estudos realizados nos cinco continentes onde são encontradas, revelaram helmintofauna extremamente rica, sendo composta por espécies de trematódeos digenéticos, cestóides, nematóides e acantocéfalos.

##### **1.4.1. Digenéticos**

Em *P. brasiliensis* foram registradas espécies de trematódeos digenéticos pertencentes às famílias Clinostomidae Lühe, 1901; Diplostomidae Poirier, 1886; Echinostomatidae (Looss, 1902) Poche, 1926; Heterophyidae (Leiper, 1909) Odhner, 1914; Opisthorchiidae Braun, 1901; Psilostomidae Looss, 1900 e Stomylotrematidae (Travassos, 1922) Poche, 1926.

Da família Clinostomidae, *Clinostomum complanatum* (Rudolphi, 1814) Braun, 1899 foi registrada em biguás no México (RAMOS 1995). Para este hospedeiro, no Brasil, foram registradas as espécies *Clinostomum marginatum* (Rudolphi, 1819) Braun, 1899 (TRAVASSOS *et al.* 1969) e *C. complanatum* (DIAS *et al.* 2003).

Foram registradas as seguintes espécies de diplostomídeos parasitando biguás na Argentina: *Austrodiplostomum mordax* Szidat & Nani, 1951; *Hysteromorpha triloba* (Rudolphi, 1819) Lutz, 1931; uma espécie indeterminada do gênero *Neodiplostomum* Railliet, 1919; *Diplostomum (Dolichorchis) bonariensis* Ostrowski de Núñez, 1970

(OSTROWSKI DE NÚÑEZ 1970); *Diplostomum (Austrodiplostomum) compactum* (Lutz, 1928) Dubois, 1970 (= *Austrodiplostomum compactum*) e *D. (A.) mordax* (Szidat & Nani, 1951) Ostrowski de Núñez, 1982 (= *Austrodiplostomum mordax*) (OSTROWSKI DE NÚÑEZ 1982). *Hysteromorpha triloba*, *Mesophorodiplostomum pricei* (Krull, 1934) Dubois, 1936 e uma espécie do gênero *Maritrema* Nicoll, 1907 foram registradas em *P. brasiliensis* nos E.U.A. (FEDYNICH *et al.* 1997). No Brasil, TRAVASSOS *et al.* (1969) citaram *H. triloba* e *Neodiplostomum obesum* (Lutz, 1928) como parasitos de biguás.

Algumas espécies de equinostomatídeos foram registradas parasitando biguás. *Drepanocephalus spathans* Dietz, 1909 foi descrita no Brasil em seu hospedeiro tipo, *P. brasiliensis*, tendo sido também registrada no mesmo hospedeiro na Argentina (OSTROWSKI DE NÚÑEZ 1968), na Colômbia (REITSCHER & WERDING 1978), nos E.U.A. (FEDYNICH *et al.* 1997), no Paraguai e na Venezuela (KOSTADINOVA *et al.* 2002). Os outros hospedeiros conhecidos desta espécie são *Phalacrocorax auritus* Lesson, 1831 no Golfo do México, E.U.A. (FEDYNICH *et al.* 1997) e *Sula leucogaster* (Boddaert, 1723) na Colômbia (REITSCHER & WERDING 1978). *Drepanocephalus olivaceus* Nasir & Marval, 1968, foi registrada em biguás na Venezuela (NASIR & MARVAL 1968) sendo, posteriormente, encontrada no México parasitando o mesmo hospedeiro (RAMOS 1995). OSTROWSKI DE NÚÑEZ (1968) registrou *Paryphostomum segregatum* Dietz, 1909 e *Paryphostomum fragosum* (Dietz, 1909) (considerada uma espécie de ‘status’ duvidoso por KOSTADINOVA *et al.* (2002)) em *P. brasiliensis* na Argentina. *Paryphostomum mexicanum* (Lamonthe-Argumedo & Pérez-Ponce de León, 1989) Kostadinova, Vaucher & Gibson, 2002 foi registrada em *P. brasiliensis* no México, *Paryphostomum parvicephalum* (Reitscher & Werding, 1978) Kostadinova, Vaucher & Gibson, 2002 foi registrada parasitando o mesmo hospedeiro e *S. leucogaster* na Colômbia (KOSTADINOVA *et al.* 2002). *Ignavia olivacei*

Ostrowski de Núñez, 1967 foi descrita a partir de espécimes coletados nos rins de *P. brasiliensis* na Argentina (OSTROWSKI DE NÚÑEZ 1967). O biguá também é hospedeiro de *Stephanoprora anomala* Travassos, 1922 no Brasil (TRAVASSOS *et al.* 1969).

A família Heterophyidae está representada na helmintofauna de biguá, por *Ascocotyle felipei* Travassos, 1928 no Brasil (TRAVASSOS *et al.* 1969) e por três espécies indeterminadas no mesmo gênero nos E.U.A. (FEDYNICH *et al.* 1997). A família Opistorchiidae tem como único representante na helmintofauna de biguá, *Phocitremonides bationis* Martin, 1950, registrada neste hospedeiro no Brasil (TRAVASSOS *et al.* 1969).

Entre as espécies de psilostomídeos, *Ribeiroia ondatrae* (Price, 1931) Price, 1942 foi registrada em *P. brasiliensis* na Argentina (OSTROWSKI DE NÚÑEZ 1968) e no México (RAMOS 1995). Esta espécie de digenético também foi registrada nos E.U.A., em *Gallus domesticus* Linnaeus, 1758 e em *Pandion haliaetus carolinensis* Gmelin, 1788; no Canadá, em *Ondatra zibethica* Linnaeus, 1766 (um ‘muskrat’ provavelmente hospedeiro acidental), em *Larus californicus* Lawrence, 1854; em Porto Rico em *Florida caerula caerula* Linnaeus, 1758 e em *Butorides virescens* (Linnaeus, 1758) e no Brasil em *Casmerodius egretta* Gmelin, 1789 (CABLE *et al.* 1960). Esta espécie tem como sinônimo júnior *Ribeiroia insignis* Travassos, 1939, descrita a partir de espécimes coletados em garças no Brasil (TRAVASSOS 1939). *Pseudopsilostoma varium* (Linston, 1928) Yamaguti, 1958 também foi encontrada em biguás no Brasil, sendo estes o hospedeiro e a localidade tipo da espécie (TRAVASSOS *et al.* 1969). Da família Stromylotrematidae foi encontrada uma espécie indeterminada do gênero *Stomylotrema* Looss, 1900 (TRAVASSOS *et al.* 1969).

#### 1.4.2. Cestóides

Os cestóides parasitos de *P. brasiliensis* pertencem à família Dilepididae Railliet & Henry, 1909. *Paradilepis caballeroi* Rysavy & Macko, 1971, foi descrita a partir de espécimes coletados em *P. brasiliensis* em Cuba (RYSAVY & MACKO 1971), posteriormente foi registrada no mesmo hospedeiro nos E.U.A. por FEDYNICH *et al.* (1997) e no México por SCHOLZ *et al.* (2002). No México, além de *P. caballeroi*, *Cyclustera capito* (Rudolphi, 1819) Fuhrmann, 1901, *Cyclustera ibisae* (Schmidt & Bush, 1972) Bona, 1975, *Neogryporhynchus cheilancistrotus* (Wedl, 1855) Baer & Bona, 1960, *P. caballeroi* e uma espécie indeterminada do gênero *Paradilepis* Hsü, 1935 foram registradas em biguás (SCHOLZ *et al.* 2002). No Brasil, não há registro de qualquer espécie de cestóide parasitando este hospedeiro.

#### 1.4.3. Nematóides

Entre todos os parasitos de *P. brasiliensis* os mais estudados são os nematóides. Espécies das famílias Acuariidae Railliet, Henry & Sisoff, 1912, Capillariidae Neveu-Lemaire, 1936, Dioctophymatidae Castellani & Chalmers, 1910, Syngamidae Leiper, 1912, Tetrameridae Travassos, 1914, Trichostrongylidae Leiper, 1912 e Anisakidae Railliet & Henry, 1912 foram registradas em *P. brasiliensis*.

Entre os acuariídeos, *Syncuaria squamata* (Linstow, 1883) Wong, Anderson & Bartlett, 1986 foi registrada parasitando *P. brasiliensis* em Cuba (BARUŠ 1966) e nos E.U.A. (FEDYNICH *et al.* 1997). O desenvolvimento desta espécie em seus hospedeiros intermediários, ostracodes, e definitivos *Phalacrocorax auritus auritus* (Lesson, 1831) foi estudado por WONG & ANDERSON (1987).

A família Capillariidae agrupa nematóides de corpo fino e longo, cuja taxonomia e biologia foram estudadas por MORAVEC (1982) e MORAVEC *et al.* (1987), respectivamente. *Capillaria contorta* (Creplin, 1839) Yamaguti, 1935 e *C. spiculata* de Freitas, 1933 foram registradas parasitando *P. brasiliensis* nos E.U.A. (FEDYNICH *et al.* 1997). *Baruscapillaria appendiculata* (de Freitas, 1935), Moravec, 1982 e *B. spiculata* (de Freitas, 1935) Moravec, 1982 e uma espécie indeterminada de *Capillaria* Zeder, 1800 foram encontradas no trato digestivo de *P. brasiliensis* no Brasil (VICENTE *et al.* 1995a).

Uma espécie indeterminada do gênero *Eustrongylides* Jäegerskiöld, 1909, família Dioctophymatidae, foi registrada em *P. brasiliensis* no Brasil (VICENTE *et al.* 1995a). Espécies indeterminadas dos gêneros *Syngamus* Siebold, 1836 e *Synhimanthus* Railliet, Henry & Sisoff, 1912, ambas da família Syngamidae foram registradas nos E.U.A. (FEDYNICH *et al.* 1997).

Duas espécies da família Tetrameridae foram registradas parasitando o proventrículo de biguás, *Tetrameres (Gynaecophila) inerme* (Alegret, 1941) em Cuba (BARUŠ 1966) e *Tetrameres microspinosa* Vigueras, 1935 nos E.U.A. (FEDYNICH *et al.* 1997).

BARUŠ (1966), em Cuba, registrou uma espécie indeterminada do gênero *Ornithostrongylus* Travassos, 1914 em *P. brasiliensis*. Esta é a única citação de um nematóide da família Trichostrongylidae em biguás.

Certamente entre os nematóides parasitos de aves do gênero *Phalacrocorax*, os mais abundantes são os anisquídeos pertencentes ao gênero *Contracaecum* Railliet & Henry, 1912. As seguintes espécies foram registradas em *P. brasiliensis*: *Contracaecum spiculigerum* (Rudolphi, 1809) Railliet & Henry, 1912 (= *C. rudolphi*) nos E.U.A. (FEDYNICH *et al.* 1997) e nos Estados do Mato Grosso, São Paulo e Rio de Janeiro, no

Brasil (VICENTE *et al.* 1995b); *Contracaecum multipapilatum* (Rudolphi, 1819) Baylis, 1920, no México (VIDAL-MARTINEZ *et al.* 1994) e *Contracaecum rudolphii* Hartwich, 1964 no Chile em aves adultas (TORRES *et al.* 2000) e em aves juvenis coletadas em colônias de nidificação (TORRES *et al.* 2005) nos E.U.A. (FEDYNICH *et al.* 1997) e em Cuba (BARUŠ 1966). *Contracaecum rudolphii* também foi registrada no Brasil em outras espécies de aves da mesma ordem, como *Fragata magnificens* Matheus, 1914; *Anhinga anhinga* Linnaeus, 1766; *S. leucogaster* (VICENTE *et al.* 1995a); *P. auritus* no Canadá (BARTLETT 1996) e *Phalacrocorax aristotelis aristotelis* (Linnaeus, 1758) na Espanha (ABOLLO *et al.* 2001). THRELFALL (1982) registrou infecção mista por *C. spiculigerum* (= *C. rudolphii*) e *C. multipapilatum* em *P. auritus*. Infecção mista por *Contracaecum septentrionale* Kreis, 1955 e *C. rudolphii* em *P. aristotelis aristotelis* foi registrada por ABOLLO *et al.* (2001). TORRES *et al.* (2005) registraram formas imaturas de nematóides dos gêneros *Pseudoterranova* Mozgovi, 1951 e *Anisakis* Dujardin, 1845 em biguás coletados ainda nos ninhos. Além do registro de *C. rudolphii* em aves, hospedeiros definitivos, e em peixes, hospedeiros intermediários, o ciclo biológico e o desenvolvimento deste helminto foi estudado em laboratório (HUIZINGA 1966). A morfogênese da espécie foi estudada em copépodos e em peixes (BARTLETT 1996) assim como a morfologia da extremidade anterior foi estudada em microscopia eletrônica de varredura por BARUŠ *et al.* (2000).

#### **1.3.4. Acantocéfalos**

Acantocéfalos são pouco comuns em biguás e somente duas espécies foram registradas em *P. brasiliensis*. *Corynosoma arctocephali* Zdzitowiecki, 1984, foi registrada parasitando biguás em Llanquihue, Sul do Chile (TORRES *et al.* 1993). A outra espécie de acantocéfalo registrada em *P. brasiliensis* foi *Andracantha gravida* (Alegret, 1941)

Schmidt, 1975 (FEDYNICH *et al.* 1997). Este helminto foi registrado anteriormente em *Phalacrocorax auritus floridanus* (Audubon, 1835), seu hospedeiro tipo, e em *Pelecanus occidentalis carolinensis* Gmelin, 1789 (SCHMIDT 1975). Não há registro de qualquer espécie de acantocéfalo parasitando *P. brasilianus* no Brasil.

#### **1.4.5. A estrutura das infrapopulações e infracomunidades dos helmintos de**

##### ***Phalacrocorax brasilianus***

FEDYNICH *et al.* (1997) realizaram nos E.U.A. uma comparação entre a estrutura das comunidades de helmintos de populações simpátricas de *P. brasilianus* e *P. auritus*. Vinte e uma espécies de helmintos foram registradas, 13 das quais ocorreram em ambos os hospedeiros; das oito restantes, e as quatro delas estavam parasitando somente *P. brasilianus* e as quatro espécies restantes estavam parasitando somente *P. auritus*. A Tabela 1 mostra as espécies de helmintos encontradas por estes autores, com seus respectivos valores de importância (I) de THUL *et al.* 1985. O único registro de como interagem os parasitos que compõem a comunidade parasitária em aves do gênero *Phalacrocorax* foi feito por DEZFULI *et al.* (2002). Os autores comentaram sobre os efeitos intra- e interespecíficos na densidade das populações devido à presença das demais espécies de parasitos.

No Estado do Rio Grande do Sul o biguá nunca foi alvo de estudos helmintológicos. Certamente, a avaliação da diversidade da helmintofauna desta ave nesta latitude e o estudo da estrutura da sua comunidade componente de helmintos permitirão o entendimento de aspectos zoogeográficos desta rica fauna no Sul da América do Sul. Também será possível comparar os dados aqui obtidos com aqueles apresentados por FEDYNICH *et al.* (1997) nas áreas costeiras do Texas, na América do Norte, assim como com aqueles apresentados para

a planície de alagamento do Rio Paraná, altura de Porto Rico, PR (comunicação pessoal) e também ao que foi determinado para a região do Rio Valdivia no Chile, por TORRES *et al.* (2000, 2005).

**Tabela 1.** Valores de importância (I)\* para as espécies helmintos comuns a *Phalacrocorax brasilianus* e *Phalacrocorax auritus* da costa do Texas, E.U.A., segundo FEDYNICH *et al.* (1997).

Espécie de helminto	<i>Phalacrocorax</i>	<i>Phalacrocorax</i>
	<i>auritus</i>	<i>brasilianus</i>
	(I)*	(I)*
<i>Contracaecum spiculigerum</i>	62,3	60,5
<i>Tetrameres microspinosa</i>	12,9	16,6
<i>Ascocotyle sp. 2</i>	10,4	7,1
<i>Desmidocercella skrjabini</i>	4	4,1
<i>Phocitremonides butionis</i>	3,2	1,9
<i>Capillaria spiculata</i>	1,9	1,6
<i>Austrodiplostomum mordax</i>	1,1	1,5
<i>Andracantha grávida</i>	1	0,1
<i>Ascocotyle sp. 1</i>	<0,1	0,1
<i>Syncuaria squamata</i>	<0,1	0,01
<i>Paradilepis caballeroi</i>	<0,1	<0,1
<i>Mesophorodiplostomum pricei</i>	<0,1	<0,1
<i>Ascocotyle sp. 3</i>	<0,1	<0,1
<i>Capillaria contorta</i>	<0,1	<0,1
<i>Amphimerus sp.</i>	<0,1	<0,1
<i>Drepanocephalus spathans</i>	<0,1	<0,1
<i>Maritrema sp.</i>	<0,1	<0,1

\* THUL *et al.* (1985).

### 1.5. Helmintologia – relação com outras áreas da Ciência

POWELL *et al.* (1997) realizaram estudos experimentais com extrato dos ovos de *P. auritus*, coletados na região de Green Bay próxima ao Lago Michigan, E.U.A., área de grande contaminação por PHDHs (Hidrocarbonetos polialogenados diaromáticos). O extrato retirado dos ovos destas aves foi aplicado em embriões de galinha, que não sofreram mortalidade maior que a do grupo controle. No entanto, tiveram o peso corporal, do cérebro e da bolsa de Fabricius (órgão diretamente ligado à resposta imune nos juvenis), diminuído. Mais recentemente, os efeitos de acumulação de mercúrio em ambientes aquáticos foram demonstrados em aves pernaltas e cormorões (*P. auritus*) do Rio Carson, Nevada, E.U.A. (HENNY *et al.* 2002).

Em ambientes naturais todos os animais estão em contato com parasitos, que, assim como seus hospedeiros, acumulam metais pesados e outros contaminantes, estando sujeitos aos efeitos deste processo. A diferença de concentração por cádmio e chumbo em *P. carbo* e em um nematóide que parasita o seu proventrículo, *C. rudolphii*, foi testada por BARUŠ *et al.* (2001). A concentração de cádmio no tecido muscular foi mais alta do que no fígado dos hospedeiros e do que nos nematóides. Quanto à contaminação por chumbo, os nematóides acumularam mais do que os tecidos do seu hospedeiro, sendo a acumulação em nematóides machos, significativamente maior do que em nematóides fêmeas. Os resultados obtidos por este trabalho são de difícil comparação com outros, devido à falta de estudos semelhantes abordando sistemas compostos por aves e seus parasitos. Todavia, este tipo de abordagem abre caminho para o uso de parasitos como indicadores da presença de metais pesados no ambiente.

Uma vez que as aves do gênero *Phalacrocorax* alimentam-se basicamente de peixes, o conhecimento de sua fauna helmintológica e dos parasitos provenientes deste item alimentar pode ter importância econômica e em saúde pública. Formas larvais de helmintos que chegam aos biguás através da dieta, podem vir a contaminar seres humanos, através da ingestão de peixes crus ou mal cozidos. Estas também podem causar perdas econômicas, dependendo do local onde são encontradas nos hospedeiros intermediários e da quantidade presente.

FRIED *et al.* (2004) em um artigo de revisão sobre trematódeos digenéticos zoonóticos, citam 36 gêneros de digenéticos, dispostos em 13 famílias que causaram infecções em seres humanos. Os digenéticos do gênero *Paryphostomum* Dietz, 1909, comuns em aves do gênero *Phalacrocorax*, e já registrados no biguá são citados pelo autor, infectando humanos. Nesta listagem, os casos relatados ocorrem em grande maioria na Ásia. Porém, nada impede que estas infecções venham a ocorrer aqui, em populações ribeirinhas, onde as condições de higiene e para cocção dos alimentos são precárias. As metacercárias de diversas espécies de digenéticos chegam aos seres humanos não só pelo consumo de peixes, mas, também através da ingestão de anfíbios, invertebrados e vegetais aquáticos mal cozidos e/ou mal lavados.

Além dos digenéticos, os nematóides principalmente os pertencentes à família Anisakidae, parasitos de aves podem vir a infectar seres humanos. De acordo com ANDERSON (1992), os ciclos biológicos dos anisquídeos estão sempre associados à água, onde têm como hospedeiros intermediários crustáceos e peixes, e como hospedeiros definitivos anfíbios, répteis, aves e mamíferos, podendo utilizar peixes como hospedeiros paratênicos. No hospedeiro definitivo parasitam o estômago ou o proventrículo; nos peixes as larvas podem ser encontradas em número variado, em diversos órgãos e tecidos,

incluindo fígado, gônadas, musculatura, peritônio e mesentério (CHENG 1976). Quando peixes, hospedeiros intermediários e paratênicos, são retirados da água, e mantidos à temperatura ambiente, as larvas dos anisakuídeos podem migrar para a musculatura permanecendo ativas, mesmo após a morte de seu hospedeiro, podendo infectar animais que vierem a ingerir estes peixes. Os anisakuídeos têm despertado interesse por causarem infecções gástrica e intestinal no homem, conhecidas como anisakuíase ou anisakuiose. Esta infecção abdominal é causada pela ingestão de peixes, principalmente, marinhos, crus ou mal cozidos, infectados com anisakuíneos (CHENG, 1986, AMATO & BARROS 1984, ROBERTS & JANOVY JR 1996). Segundo ROBERTS & JANOVY JR (1996), em 65% dos casos as larvas alojam-se no estômago e nos 35% restantes alojam-se no intestino. Quando as larvas estão livres na cavidade do órgão, a infecção pode ser assintomática, porém quando se fixam na mucosa do trato gastrintestinal podem causar granulomas eosinofílicos e abscessos, produzindo sintomas semelhantes aos das úlceras gástricas, tumor abdominal ou peritonite, e a causa destes sintomas, geralmente, só é descoberta na mesa de cirurgia (ROBERTS & JANOVY JR 1996). A anisakuiose é considerada uma infecção relativamente comum em países onde a proteína da dieta advém, principalmente, da ingestão de peixes (AMATO & BARROS 1984).

Os parasitos, além de causarem danos em seus hospedeiros definitivos, podem ainda causar perdas econômicas quando em seus hospedeiros intermediários. Entre os helmintos que utilizam peixes como hospedeiros intermediários, existem vários registros de digenéticos causando prejuízos em cultivos de peixes, tanto ornamentais como para consumo. Estas perdas podem ser causadas tanto por danos na musculatura, na aparência, ou, até mesmo, pela morte de seu hospedeiro. OVERSTREET & CURRAN (2004) listaram digenéticos diplostomóides parasitos de *Ictalurus punctatus* Rafinesque, 1818, ‘channel

catfish', criados em fazendas de aquicultura nos Estados de Louisiana, Mississippi e Arkansas nos E.U.A. A presença de metacercárias destes digenéticos tem causado morte de seus segundo hospedeiros intermediários em larga escala. Foram encontradas cinco espécies de diplostomóides, das quais duas são parasitas de *P. auritus* e as demais de *Pelecanus erythrorhynchos* Gmelin, 1789. A presença destas aves nestas áreas, concomitantemente com moluscos, primeiros hospedeiros intermediários, faz destas fazendas de aquicultura, locais perfeitos para a presença destes parasitos e a ocorrência de seus ciclos biológicos.

Todavia, o parasitismo não é somente um fenômeno que causa doenças e perdas econômicas. Entre as relações simbióticas, o parasitismo provavelmente seja a relação mais comum entre os seres vivos. Este fenômeno influencia de modo significativo os organismos envolvidos, podendo ser um dos fatores determinantes da estrutura da comunidade animal (MINCHELLA & SCOTT 1991). Segundo POULIN (1999), a possibilidade dos parasitos influenciarem simultaneamente a outros parasitos (interações intra- e interespecíficas) e organismos de vida livre nunca é considerada. Mas deveria ser, já que os organismos que assumiram este modo de vida afetam, simultaneamente, a estrutura de todos os níveis da comunidade, formada por outros parasitos e por organismos de vida livre. Os parasitos podem modificar a ciclos biológicos de seus hospedeiros alterando fenótipo, taxas de mortalidade, de predação, e de reprodução (CHOO *et al.* 2003) sendo também importantes mediadores do comportamento animal (MOORE 2002). BROOKS & HOBERG (2000) enfatizaram a necessidade de estudos dos parasitos e suas aplicações nas mais diversas áreas, destacando a idéia de que estas informações obtidas devem ser maximizadas. Segundo estes autores, quando investigamos a fauna de helmintos de determinado hospedeiro, estão sendo obtidas informações indiretas sobre sua alimentação, preferência de

habitat, interação com outros animais, e sobre a rede trófica, a variação da dieta em animais de sexos diferentes e nas diferentes estações do ano. Os resultados obtidos através da análise da fauna de helmintos, podem ser úteis para o manejo de áreas e espécies, assim como estudos bio- e zoogeográficos. Além disto, os parasitos, principalmente aqueles com ciclos heteroxênicos, podem ser usados como indicadores de alterações ambientais.

Além de fatores bióticos, como a presença de outros parasitos e da interação do parasito com o hospedeiro, fatores abióticos, podem influenciar a estrutura das comunidades de parasitos, fenômeno comum e bem documentado para vertebrados. MOURITSEN & POULIN (2002) relacionaram uma série de fatores, como, precipitação, circulação de massas oceânicas e temperatura, decorrentes de alterações climáticas no Oceano Atlântico Norte e do El Niño. Estes fenômenos globais, que alteram a temperatura dos oceanos, modificam o tempo/época de emergência das larvas, alteram a fecundidade do parasito, assim como sua motilidade e desenvolvimento das fases seguintes.

## **2. OBJETIVOS**

2.1. Conhecer a fauna helmintológica de biguás, *P. brasiliensis* coletados no Lago Guaíba.

2.2. Avaliar qualitativa- e quantitativamente a fauna helmintológica de biguá: prevalência, intensidade de infecção, intensidade média de infecção, abundância, abundância média e índice de dominância.

2.3. Determinar a estrutura das infracomunidades de helmintos parasitos de biguá: digenéticos, cestóides, nematóides e acantocéfalos.

2.4. Registrar a primeira ocorrência de espécies de helmintos, tanto para o hospedeiro (*P. brasiliensis*) como para o Estado do Rio Grande do Sul (Lago Guaíba)

(quando for o caso), nesta latitude, assim como descrever espécies novas para a Ciência, que por ventura venham a ser encontradas.

2.5. Registrar e documentar lesões, que eventualmente, venham a ser produzidas por alguma das espécies parasitas de biguás.

### **3. JUSTIFICATIVAS**

#### 3.1. Escassez de estudos no Brasil

O Rio Grande do Sul é um dos Estados do Brasil onde a fauna helmintológica de animais silvestres foi menos estudada. O estudo da helmintofauna de biguás do Lago Guaíba contribuirá de forma significativa para o conhecimento da fauna regional, podendo ainda ser um importante ponto de comparação com trabalhos realizados em outras localidades.

#### 3.2. Escolha da ave

Esta ave é extremamente abundante no Lago Guaíba, ocorrendo em grandes grupos (aproximadamente 2000-3000 aves - valor estimado) e não se encontra ameaçada de extinção (FONTANA *et al.* 2003). Portanto, a retirada de uma pequena amostra não causará desequilíbrio ambiental. O projeto piloto realizado indicou que esta ave apresenta nesta localidade uma fauna helmintológica muito rica, o quê tem assegurado a resposta aos objetivos propostos.

#### 3.3. Lesões por anisquídeos

O projeto piloto e a literatura indicam que estas aves são parasitadas no proventrículo por um nematóide anisquídeo (*C. rudolphi*) que produz uma lesão

(granuloma eosinofílico) muito semelhante ao granuloma já registrado na região fúndica do estômago e no duodeno de seres humanos. Em seres humanos estas lesões são causadas por outros anisacídeos advindos da ingestão de peixes crus, como é hábito, sobretudo, nas culturas orientais. Hábito este que hoje é muito comum no Brasil. Deste modo a identificação dos anisacídeos parasitos de biguá contribui para a identificação de nematóides com potencial zoonótico presentes na região.

#### 3.4. Riqueza parasitária e qualidade ambiental

A helmintofauna de biguás é muito rica. Uma helmintofauna rica é reflexo de um ambiente rico em invertebrados, que participam dos ciclos biológicos como hospedeiros intermediários. Invertebrados são sensíveis a alterações ambientais e, muitas vezes, são indicadores de qualidade ambiental. Além disto, helmintos parasitos podem ser usados como indicadores de efeitos e indicadores de acumulação, devido à variedade de rotas pelas quais respondem à poluição ambiental (SURES 2004). Uma das formas usadas para medir o impacto da degradação ambiental usando parasitos é a medida da concentração de metais pesados nos tecidos dos helmintos. A concentração de cádmio e chumbo em *C. rudolphii* parasito de *Phalacrocorax carbo* Linnaeus, 1758 foi medida mostrando que estes animais podem acumular, em alguns casos, duas vezes mais metais pesados em seus tecidos que seu hospedeiro (BARUŠ *et al.* 2001). Estes autores também mostraram diferenças nos níveis de metais pesados em nematóides machos e fêmeas. Os resultados deste estudo virão de certa forma colaborar para uma avaliação indireta das condições ambientais no Lago Guaíba. Para que os ciclos destes helmintos ocorram na natureza é preciso que a fauna de invertebrados esteja presente. Sabemos, devido ao projeto piloto, que estes ciclos estão ocorrendo neste ambiente com sucesso.

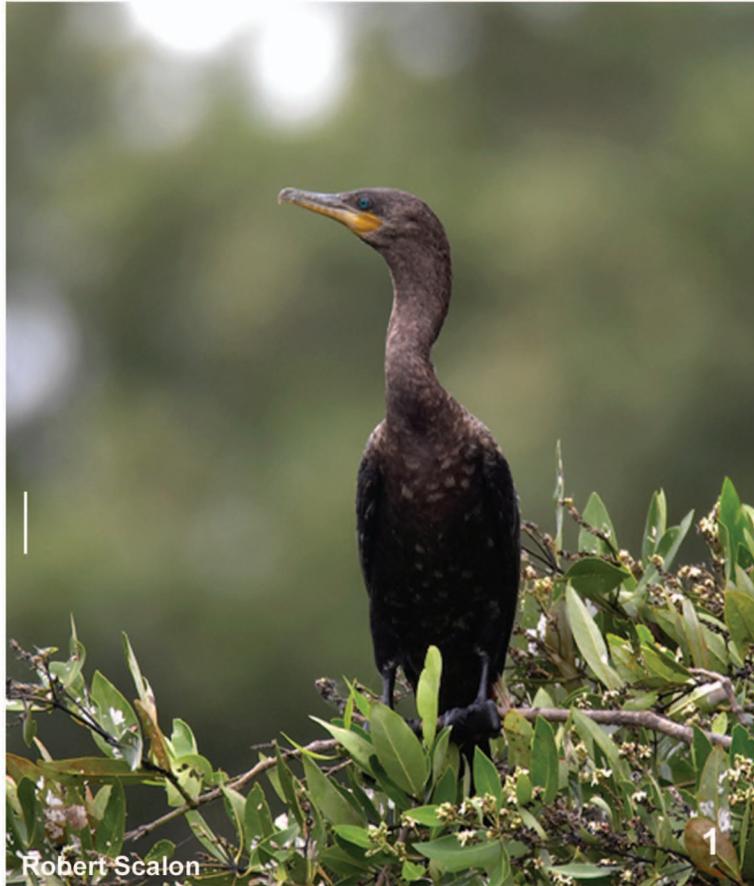
## 4. MATERIAL E MÉTODOS

### 4.1. Coleta e descrição da área de coleta

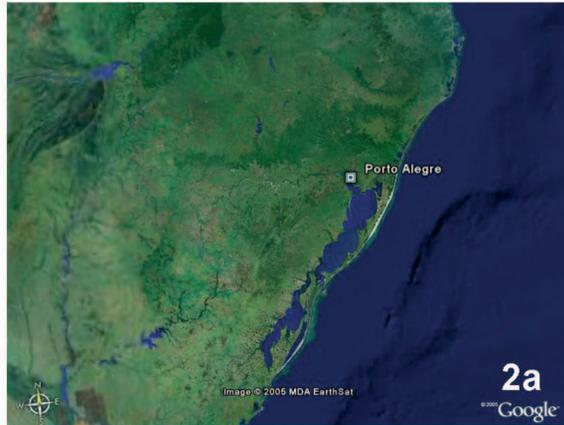
Quarenta e sete biguás (*P. brasilianus*) (Fig. 1) de ambos os sexos foram capturados com licença do IBAMA (licenças n° 232/99 e 061/02), por caçador licenciado, no Lago Guaíba, Guaíba, RS (30°00'S, 51°15'W) (Fig. 2).

O Lago Guaíba está na região geomorfológica da Planície Costeira Interna, em uma região de transição com a Depressão Central Gaúcha. Fito-sociologicamente está inserido sob condições ecológicas especiais, denominada Área das Formações Pioneiras de Influência Fluvial, típica da primeira fase de ocupação dos solos do Período Quaternário da região da foz do Rio Jacuí (TEIXEIRA & COURA NETO 1986). No Estado do Rio Grande do Sul é possível delimitar três regiões hidrográficas: região hidrográfica da bacia do Rio Uruguai, que corresponde à Região Norte e Oeste do Estado; da Região Sul e Sudoeste do Estado, vêm às bacias costeiras que desembocam, em sua maioria, na Laguna dos Patos; e da região hidrográfica do Lago Guaíba (MENEGAT & KIRCHHEIM 1998). A região hidrográfica do Lago Guaíba tem 84.763 km<sup>2</sup> de extensão e é composta por oito bacias hidrográficas. O Lago Guaíba tem 470 km<sup>2</sup> de extensão, sua largura mínima é de 900 m entre a Ponta do Gasômetro e a Ilha da Pintada, e a largura máxima é de 19 km da Ponta de Itapuã à Praia da Faxina (MENEGAT & KIRCHHEIM 1998). A profundidade média do Lago

**Figura 1.** Biguá, *Phalacrocorax brasilianus*.



**Figura 2.** Local de coleta dos biguás, *Phalacrocorax brasilianus*: (2a) Estado do Rio Grande do Sul; (2b) município onde os biguás foram coletados (seta).



Guaíba é de 2 m, estando localizado 4 m acima do nível do mar. O Lago Guaíba estende-se do Delta do Jacuí ao norte à Ponta e Itapuã ao sul. O Delta do Jacuí é resultante da descarga dos Rios Gravataí, Sinos e Caí no baixo curso do Rio Jacuí. O Lago Guaíba forma-se após a desembocadura destes rios sendo uma enseada interior limitada por formações graníticas (MENEGAT & KIRCHHEIM 1998). As maiores ilhas do Delta do Jacuí são a Ilha Grande dos Marinheiros, a Ilha da Pintada e a Ilha do Lage, que possuem feições de antigos canais tributários que se fecham naturalmente. A fauna e a flora da região de Porto Alegre são hoje apenas uma amostra da riqueza e abundância anteriormente encontradas na região (DIEFENBACH 1998). O Lago Guaíba e o Delta do Jacuí abrigam remanescentes da fauna característica da região de Porto Alegre, fauna esta compartilhada com outras regiões do Estado e também com Uruguai e Argentina (DIEFENBACH 1998).

#### **4.2. Necropsia e exame dos hospedeiros**

Os biguás, após o abate, foram transportados até o Laboratório de Helminologia, Departamento de Zoologia da UFRGS, onde foram necropsiados. Quando necessário, as aves coletadas foram mantidas congeladas até o exame. Os dados relativos a cada um dos biguás necropsiados e relativos aos helmintos nele encontrados foram anotados em ficha de necropsia (Anexo 1). O comprimento total e o comprimento padrão do corpo (comprimento do corpo sem penas), a largura da base bico, o comprimento do cúlmem do bico, o comprimento do tarso, e o comprimento da asa aberta também foram aferidos. A sexagem dos biguás foi realizada por identificação das gônadas. Também foram tomadas medidas de comprimento e largura do testículo, quando machos, e comprimento e largura do ovário e diâmetro do maior ovócito, quando fêmeas. O oviduto foi examinado, uma vez que após a primeira postura esta estrutura se torna dilatada e de fácil visualização, sendo juntamente

com a ausência da bolsa de Fabricius, um indicativo de maturidade sexual. Nos machos o estado de maturação sexual foi determinado somente pela presença ou ausência da bolsa de Fabricius.

Os órgãos internos foram individualizados em placas de petri, com solução salina fisiológica 0,85% (SSF), e mantidos na geladeira até o momento do exame para evitar sua deterioração e a dos helmintos. Foram examinados os seguintes órgãos e estruturas: olhos (superfície interna e cavidade ocular e membrana conjuntiva), narinas, traquéia (incluindo siringe e brônquios), pulmões, sacos aéreos, esôfago, proventrículo, intestino delgado (que foi subdividido em três porções, duodeno, jejuno-íleo anterior e posterior), cecos intestinais, intestino grosso, cloaca, bolsa de Fabricius (quando presente), ovário ou testículos, fígado, rins, coração, vasos mesentéricos e cavidade corporal.

Cada órgão foi examinado separadamente. Os olhos foram lavados com SSF, este lavado foi examinado ao microscópio estereoscópico. Também foi passado um pincel fino entre a pálpebra superior e a inferior, para coleta de prováveis nematóides. As narinas, que nestas aves são internas, foram lavadas com um jato de SSF. O conteúdo das narinas e a solução utilizada na lavagem foram examinados em microscópio estereoscópico. Os órgãos que fazem parte do sistema digestivo foram abertos em placa de petri com SSF e examinados em microscópio estereoscópico, a coleta de helmintos delicados foi feita antes da fase seguinte, já que esta poderia danificá-los. O órgão aberto, juntamente com seu conteúdo, foi lavado em peneira com tela de aço e abertura de 154  $\mu\text{m}$  em água corrente. O líquido desta lavagem e o material restante foram transferidos para uma placa de petri e examinados em microscópio estereoscópico, assim como os tecidos que foram submersos em água em outra placa de petri e examinados.

### **4.3. Coleta e fixação dos helmintos**

Os helmintos coletados foram transferidos para SSF, onde foram agitados; nematóides e acantocéfalos foram sonicados. Os cestóides foram colocados em água destilada e levados para geladeira para morrerem com a musculatura relaxada. Os acantocéfalos foram mantidos em água destilada, no refrigerador para everterem sua probóscide. Os helmintos foram fixados de acordo com AMATO *et al.* (1991). Digenéticos e acantocéfalos foram comprimidos entre lâmina e lamínula, em uma placa de petri onde se adicionou o fixador A.F.A. (Álcool etílico 70°GL – 93 partes, Formalina comercial (37-40%) – 5 partes, Ácido acético glacial – 2 partes). O período de compressão foi avaliado de acordo com a espessura do helminto. Os cestóides encontrados, eram extremamente delicados e foram fixados em A.F.A. sem compressão. Para os nematóides que, naturalmente, encontram-se enrolados no hospedeiro, foi usado um procedimento diferente. Estes foram mortos e fixados em A.F.A. (65°C), para evitar contração, e facilitar sua identificação posterior. A técnica de fixação à quente também mostrou resultados satisfatórios com helmintos coletados mortos. Todos os helmintos permaneceram, aproximadamente, 48 h no fixador e posteriormente foram conservados em etanol 70°GL.

### **4.4. Processamento dos helmintos**

#### **4.4.1. Microscopia óptica**

Os digenéticos, cestóides e acantocéfalos foram corados com hematoxilina de Delafield (HUMASON 1972), de acordo com AMATO *et al.* (1991). Foi utilizado o processo de coloração regressiva que consiste em corar em excesso o tecido e posterior diferenciação em etanol 70°GL com ácido clorídrico a 0,5% (etanol clorídrico). Após a coloração, os digenéticos e os cestóides foram clarificados em óleo de cedro, enquanto os acantocéfalos

foram clarificados em creosoto de faia. Todos foram montados, individualmente, em lâminas permanentes com bálsamo do Canadá.

Alguns nematóides foram corados com carmin acético de Semichon (HUMASON 1972), porém a maior parte deles foi clarificada em lactofenol (HUMASON 1972) e, montados em lâminas provisórias. Posteriormente foram recolocados em etanol 70°GL e armazenados. Para obtenção de lâminas permanentes alguns nematóides, após serem clarificados em lactofenol foram desidratados em creosoto de faia e montados entre lâmina e lamínula com bálsamo do Canadá. Espécimes representativos foram depositados montados em lâminas permanentes. Também foram depositados espécimes de nematóides em líquido (etanol 70°GL)

#### **4.4.2. Microscopia eletrônica de varredura (MEV)**

A preparação e análise das amostras por MEV foram realizadas no Centro de Microscopia Eletrônica (CME) da UFRGS. Somente uma espécie de nematóide, *C. rudolphii*, por ter alta prevalência e intensidade de infecção foi estudada por este método.

#### **Desidratação**

Após a fixação os nematóides foram desidratados em uma bateria gradual de etanol (etanol 20°GL a etanol absoluto) e etanol/acetona (acetona 20% a acetona pura). Este procedimento foi realizado em recipiente de vidro de 10 ml com a capacidade máxima preenchida de líquido e fechado com tampa de pressão. Os espécimes foram transferidos de um líquido para outro rapidamente para evitar o contato com o ar, que pode danificar o material. O tempo de permanência dos nematóides em cada uma das diferentes graduações alcoólicas e na bateria etanol/acetona foi de 2 horas e 20 minutos, respectivamente. Quando

colocados em acetona pura os espécimes foram submetidos à dessecação no aparelho de ponto crítico (Critical Point Dryer da Bal-Tec - CPD030). Após a dessecação as peças foram colocadas (com auxílio de pinça ou pincel e lupa, para facilitar a visualização e posicionamento), sobre ‘stubs’.

### **Metalização**

Após a dessecação pelo ponto crítico os espécimes colocados sobre ‘stubs’ foram submetidos à metalização. As amostras foram metalizadas com carbono e com ouro, nesta ordem. Foi utilizado o metalizador Sputter Coater da Bal-Tec (SCD050). As amostras metalizadas foram armazenadas em dessecador com sílica e fechado a vácuo até o momento de serem examinadas ao microscópio eletrônico de varredura (Jeol – JSM-5800).

### **4.5. Determinação/identificação dos helmintos**

A determinação até gênero dos trematódeos digenéticos foi feita segundo YAMAGUTI (1971), GIBSON *et al.* (2002) e JONES *et al.* (2005); os cestóides foram determinados segundo KHALIL *et al.* (1994); os acantocéfalos foram determinados segundo YAMAGUTI (1963) e PETROCHENKO (1971) e os nematóides segundo YAMAGUTI (1961) e ANDERSON *et al.* (1974-1983). A identificação das espécies foi realizada com auxílio de publicações em periódicos científicos.

Os termos ecológicos infrapopulação, infracomunidade, prevalência, intensidade de infecção, intensidade média de infecção, abundância e abundância média seguiram MARGOLIS *et al.* (1982) e, principalmente, BUSH *et al.* (1997).

#### **4.6. Fotomicrografias e fotomacrografias**

As fotomicrografias utilizando filme negativo (Kodak Gold<sup>®</sup>, ISO 100) foram obtidas em microscópio óptico Zeiss Axiolab<sup>®</sup>, com câmera fotográfica acoplada. Alguns nematóides foram fotomicrografados em microscópio com contraste diferencial com interferência de fase com prismas de Nomarski com câmera acoplada. As fotomacrografias foram obtidas com máquina fotográfica Nikon e lente Micro Nikkor 55 mm ou através de microscópio estereoscópico Zeiss Stemi<sup>®</sup> DV4 e máquina fotográfica digital Nikon Coolpix<sup>®</sup> Modelo 995.

#### **4.7. Desenhos**

Os desenhos foram feitos em microscópio óptico Hund ou Leitz Dialuz 20EB, ambos com tubo de desenho acoplado. Posteriormente foram redesenhados com canetas com tinta nanquim e escaniados em alta resolução.

#### **4.8. Pranchas**

As pranchas compostas de desenhos, imagens obtidas com o fotomicroscópio, microscópio eletrônico de varredura ou microscópio estereoscópico foram montadas utilizando o software Adobe Photoshop CS<sup>®</sup>.

#### **4.9. Medidas**

Foram medidos, em microscópio óptico Hund<sup>®</sup> ou Zeiss Axiolab<sup>®</sup>, representantes de todas as espécies de helmintos encontradas. Digenéticos, cestóides e acantocéfalos foram medidos montados em lâminas permanentes com bálsamo do Canadá e os nematóides em montagens temporárias com lactofenol. Na descrição dos espécimes encontrados nestes

hospedeiros, dados morfométricos são informados em micrometros ( $\mu\text{m}$ ), caso contrário a unidade métrica foi indicada. Foi informado o valor mínimo e máximo de cada carácter , seguido entre parênteses, pela média, número de espécimes medidos para dado carácter e desvio padrão da média, nesta ordem.

#### **4.10. Depósito de espécimes representativos**

Espécimes representativos de todas as espécies encontradas seram depositados na ocasião da aceitação de cada um dos manuscritos na coleção de referência, para helmintos, Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz, FIOCRUZ, Rio de Janeiro, RJ (CHIOC), etiquetados e numerados individualmente.

#### **4.11. Análise dos dados obtidos**

##### **4.11.1. Populações de helmintos**

O estudo das populações de helmintos parasitos de biguá foi feito usando os parâmetros abaixo relacionados, que são baseados nos conceitos de MARGOLIS *et al.* (1982), e, sobretudo de BUSH *et al.* (1997):

**1. prevalência** – número de hospedeiros infectados com um ou mais indivíduos de uma determinada espécie de parasito (expresso em porcentagem) – *foi calculada para cada espécie de helminto encontrada;*

**2. intensidade de infecção** – número de indivíduos de uma determinada espécie de parasito encontrado em um único hospedeiro infectado - *foi registrada para cada espécie de helminto encontrada;*

**3. intensidade média de infecção** – média das intensidades de infecção de uma determinada espécie de parasito entre os indivíduos infectados de uma determinada espécie de hospedeiro (no caso o biguá) - *foi calculada para cada espécie de helminto encontrada*;

**4. abundância** – número de indivíduos de uma determinada espécie de parasito em um hospedeiro, independente deste, estar parasitado ou não - *foi registrada para cada espécie de helminto encontrada*;

**5. abundância média** – número total de indivíduos de uma determinada espécie de parasito, presentes em uma amostra de uma determinada espécie de hospedeiro dividido pelo número total de hospedeiros daquela espécie que foram examinados (incluindo infectados e não-infectados) - *foi calculada para cada espécie de helminto encontrada*.

### **O aninhamento (*‘nesting’*) das populações de parasitos**

**1. Infrapopulação** – inclui todos os indivíduos de uma espécie de parasito, presentes em um mesmo indivíduo hospedeiro em um determinado momento – *seu tamanho foi registrado para cada espécie de helminto encontrada* (BUSH *et al.* 1997).

#### **4.11.2. Comunidade de helmintos**

##### **4.11.2.1. Descritores quantitativos da comunidade de helmintos**

###### **Diversidade**

Descreve a composição de uma comunidade em termos do número de espécies presentes (**riqueza** –  $S$  – *número de espécies presentes*) e algum fator que avalia a distribuição proporcional de cada espécie presente. Uniformidade (*‘evenness’*) é a medida de disparidade no número de indivíduos que representam cada espécie. Assim, comunidades com um número alto de riqueza ( $S$ ) e uniformidade, ou ambos, são,

geralmente consideradas como tendo uma maior diversidade em relação àquelas com número baixo de riqueza, de uniformidade, ou de ambos.

Segundo BUSH *et al.* (1997), os índices tendem a obscurecer os dados, por isto estes autores sugerem que se faça o cálculo da:

- a. riqueza de espécies – com medida de variância; e da
- b. abundância média – com medida de variância, registrada para cada espécie.

### **Valor de Importância**

Os componentes da comunidade de helmintos parasitos de biguá foram classificados através do Valor de Importância de Thul (**I**) (THUL *et al.* 1985), em:

- a. dominantes -        **(d)**  $I \geq 1$ ;
- b. co-dominantes -    **(cd)**  $0,01 \leq I < 1,0$ ; e
- c. subordinadas -     **(s)**  $0 < I < 0,01$ .

#### **4.11.3. A influência do comprimento padrão, do sexo, e do estado de maturidade sexual dos hospedeiros**

A influência do comprimento padrão, assim como do sexo dos hospedeiros foi também estudada. Para tanto, determinou-se primeiramente, se o comprimento padrão das aves de sexos diferentes, machos e fêmeas, e de diferentes estados de maturação sexual, juvenis e adultos, era semelhante.

Para a obtenção desta resposta foi utilizado o teste **t de Student** (ZAR 1996). O nível de significância ( **$\alpha$** ) utilizado foi maior que 0,05, e o valor da probabilidade ( **$p$** ) foi indicado.

#### **a. Influência do comprimento padrão dos hospedeiros**

O comprimento padrão (como reflexo de idade) dos hospedeiros pode ser determinante na riqueza das infrapopulações de helmintos parasitos.

Para determinar a correlação entre o comprimento padrão dos hospedeiros e a intensidade de infecção de cada espécie de helminto foi usado o **coeficiente de correlação por postos de Spearman 'r<sub>s</sub>'** (ZAR 1996). O nível de significância ( $\alpha$ ) utilizado foi maior 0,05, e o valor da probabilidade ( $p$ ) foi indicado.

#### **b. Influência do sexo dos hospedeiros e do estado de maturidade sexual**

O sexo dos hospedeiros, assim como seu estado de maturidade sexual (como reflexo de hábitos e dietas diferentes) dos hospedeiros pode ser determinante na riqueza das infrapopulações de helmintos parasitos. Por isto a sua influência sobre a intensidade de infecção, assim como a sobre a prevalência de cada espécie foi testada.

A influência do sexo, e do estado de maturidade sexual do hospedeiro sobre as intensidades de infecção de cada espécie de helmintos foi testada através do teste ***U* de Mann-Whitney, com a aproximação normal de Z**. O nível de significância ( $\alpha$ ) utilizado foi maior que 0,05, e o valor da probabilidade ( $p$ ) foi indicado.

#### **4.11.4. Associações interespecíficas**

A literatura descreve a possibilidade, em vários grupos de hospedeiros, de que duas ou mais espécies ocorram de forma conjunta. HOLMES & PRICE (1986) apresentaram um grupo de hipóteses que poderão ser utilizadas para caracterizar as comunidades como **isolacionistas** ou **interativas**.

A possível associação entre as espécies de helmintos encontradas em biguás de ambos os sexos e diferentes estados de maturidade sexual, foi testada para as espécies que apresentaram prevalência maior que 10%. Para isto as espécies foram pareadas duas a duas, para cada par foi calculado o **coeficiente de correlação por postos de Spearman 'r<sub>s</sub>'**. O nível de significância ( $\alpha$ ) utilizado foi maior que 0,05, e o valor da probabilidade ( $p$ ) foi indicado.

#### **4.11.5. Distribuição das espécies ao longo do trato gastrintestinal**

Foi estudada distribuição das espécies de helmintos encontradas ao longo de todo o trato gastrintestinal de biguás machos e fêmeas, adultos e juvenis. Além dos órgãos independentes, componentes do trato gastrintestinal, foi feita uma divisão aleatória (duas metades, anterior e posterior) do trecho compreendido pelo jejuno+íleo. Isto porque é impossível identificar externamente o limite entre estas duas secções do intestino.

#### **4.11.6. O aninhamento ('*nesting*') das comunidades de helmintos**

**1. Infracomunidade** – conjunto de infrapopulações presentes em um mesmo indivíduo hospedeiro em um determinado momento (BUSH *et al.* 1997) - *sua riqueza foi registrada para cada hospedeiro.*

## 5. RESULTADOS

### 5.1. Taxonomia, descrição e resenha taxonômica dos helmintos de *Phalacrocorax brasilianus*

#### 5.1.1. Digenea

Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Trematoda Rudolphi, 1808

Digenea Carus, 1863 (como subclasse van Beneden, 1858)

Superfamília Clinostomoidea Lühe, 1901

Família Clinostomidae Lühe, 1901

*Clinostomum sp.*

Fig. 3

**Descrição.** Baseada em um espécime montado *in toto*. Clinostomidae. Corpo (Fig. 3) com 7,1 mm de comprimento, 2,2 mm de largura máxima, 1,4 mm na altura com acetábulo. Tegumento liso. Ventosa oral com 891 de comprimento, 947 de largura. Acetábulo redondo, com 724 de diâmetro. Testículos assimétricos, lobados, localizados no mesmo campo, em zonas diferentes, testículo anterior com 543 de comprimento, 599 de largura; testículo posterior com 571 de comprimento, 649 de largura. Ovário intertesticular;

glândulas vitelogênicas pós-acetabulares; ovos com 586 a 641 (616, 4, 24) de comprimento, 320 a 376 (652, 4, 24) de largura.

### **Resenha Taxonômica**

Hospedeiro. Biguá, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Local de infecção. Esôfago.

Localidade. Lago Guaíba, Guaíba, RS, Brasil (30°00'S, 051°15'W).

Prevalência. 2,13%.

Intensidade média de infecção. 1 helminto/hospedeiro.

Abundância média da infecção. 0,02 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção. 1 helminto/hospedeiro.

Espécime depositado. CHIOC nº \_\_\_\_\_.

### **Comentários**

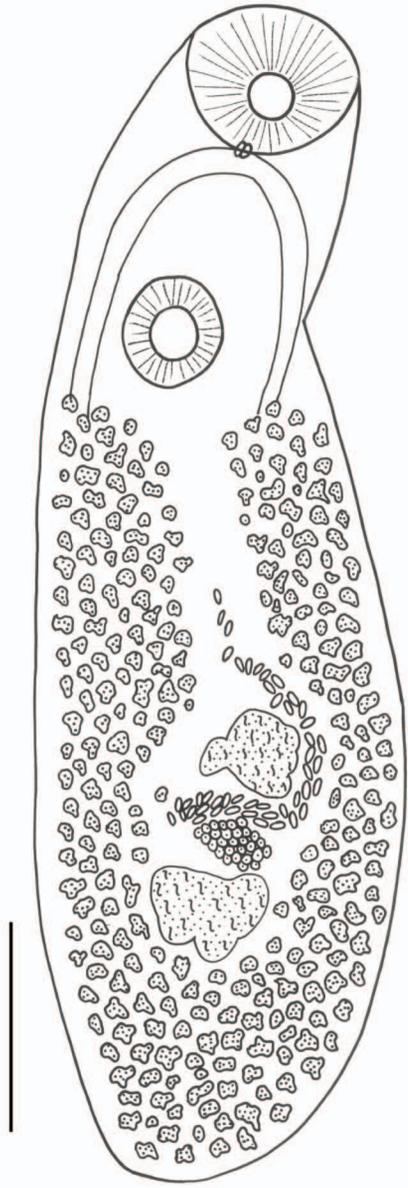
No território brasileiro, foram registradas quatro espécies do gênero *Clinostomum* Leidy, 1856: *C. marginatum*, *Clinostomum detruncatum* Braun, 1899, *Clinostomum heluans* Braun, 1899 (TRAVASSOS *et al.* 1969) e *C. complanatum* (DIAS *et al.* 2003). As espécies deste gênero são comumente encontradas parasitando aves piscívoras, porém só existem dois registros em biguás no Brasil. *Clinostomum complanatum* (DIAS *et al.* 2003) e *C. marginatum* (TRAVASSOS *et al.* 1969) foram registradas parasitando biguás.

Nos biguás coletados no Lago Guaíba a prevalência e intensidade de infecção foram bem baixas, enquanto no material examinado por DIAS *et al.* (2003) proveniente da planície de inundação do Rio Paraná, PR, a prevalência e intensidade de infecção de *C. complanatum* foi de 58,3% e 19,6 helmintos/hospedeiro, respectivamente. Esta diferença

pode estar relacionada à disponibilidade de larvas nos hospedeiros intermediários ou à diferenças na composição da dieta da ave naquela localidade.

Em biguás do Lago Guaíba, foi encontrado somente um espécime de *Clinostomum* *sp.* no qual não foi possível a visualização dos caracteres para identificação da espécie. Este é o primeiro registro de infecção por um trematódeo digenético deste gênero em biguás no Estado do Rio Grande do Sul.

**Figura 3.** *Clinostomum sp.*, *in toto*, parasita de biguá, *Phalacrocorax brasilianus*,  
diagrama incompleto, barra = 1 mm.



3

Superfamília Diplostomoidea Poirier, 1886

Família Diplostomidae Poirier, 1886

Subfamília Diplostominae Poirier, 1886

*Hysteromorpha triloba* (Rudolphi, 1819) Lutz, 1931

Fig. 4

**Descrição.** Baseada em 10 espécimes montados *in toto*. Diplostomidae. Corpo ovalado, côncavo ventralmente; dividido em duas porções, mais facilmente visualizadas antes da compressão (Fig. 4), com 1,2 a 1,5 mm (1,3 mm, 10, 0,1 mm) de comprimento, 554 a 772 (697, 10, 73) de largura. Tegumento liso. Acetábulo pequeno, inconspícuo, localizado logo após a bifurcação cecal, com 70 a 92 (80, 10, 9) de comprimento, 100 a 112 (105, 10, 4) de largura; órgão tribocítico na metade anterior do corpo, logo após o acetábulo, com 237 a 265 (251, 9, 11) de comprimento, 242 a 265 (251, 9, 9) de largura. Ventosa oral terminal, com 77 a 97 (85, 10, 7) de comprimento, 80 a 97 (92, 10, 6) de largura; pré-faringe curta; faringe 45 a 60 (52, 9, 6) de comprimento, 42 a 55 (47, 10, 4); esôfago 57 a 107 (81, 7, 26) de comprimento; cecos estendendo-se até a região posterior do corpo. Testículos em tandem, intercecais; testículo anterior com 80 a 155 (120, 8, 28) de comprimento, 90 a 192 (137, 8, 37) de largura; testículo posterior com 95 a 145 (114, 8, 17) de largura; vesícula seminal posterior aos testículos, grande e com porção posterior visivelmente muscular. Ovário com 70 a 92 (80, 7, 9) de comprimento, 77 a 145 (107, 7, 25) de largura; glândula de Mehlis e receptáculo seminal a direita do ovário; glândulas vitelogênicas distribuídas por todo o corpo; segundo quarto por folículos pequenos; terceiro quarto com folículos alongados e distribuindo-se ao redor

do órgão tribocítico, formando um círculo ao redor deste; ovos com 80 a 102 (94, 16, 6) de comprimento, 52 a 77 (62, 16, 7) de largura.

### Resenha Taxonômica

Sinônimos. *Distoma trilobum* Rudolphi, 1819, *Hemistomum trilobum* Diesing, 1840, *Hemistoma triloba* Wedl, 1858, *Proalaria triloba* La Rue, 1926, *Diplostomulum corti* Hughes, 1929, *Diplostomum trilobum* Ciurea, 1930, *Diplostomum granulosum* Goss, 1940, *Parastrigea slovacica* Rysavy, 1958.

Hospedeiro. Biguá, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Local de infecção. Duodeno, jejuno-íleo e intestino grosso.

Localidade. Lago Guaíba, Guaíba, RS, Brasil (30°00'S, 051°15'W).

Prevalência. 36,17%.

Intensidade média de infecção. 7,71 helmintos/hospedeiro.

Abundância média da infecção. 2,79 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção. 1 a 56 helmintos/hospedeiro.

Espécime depositado. CHIOC nº \_\_\_\_\_.

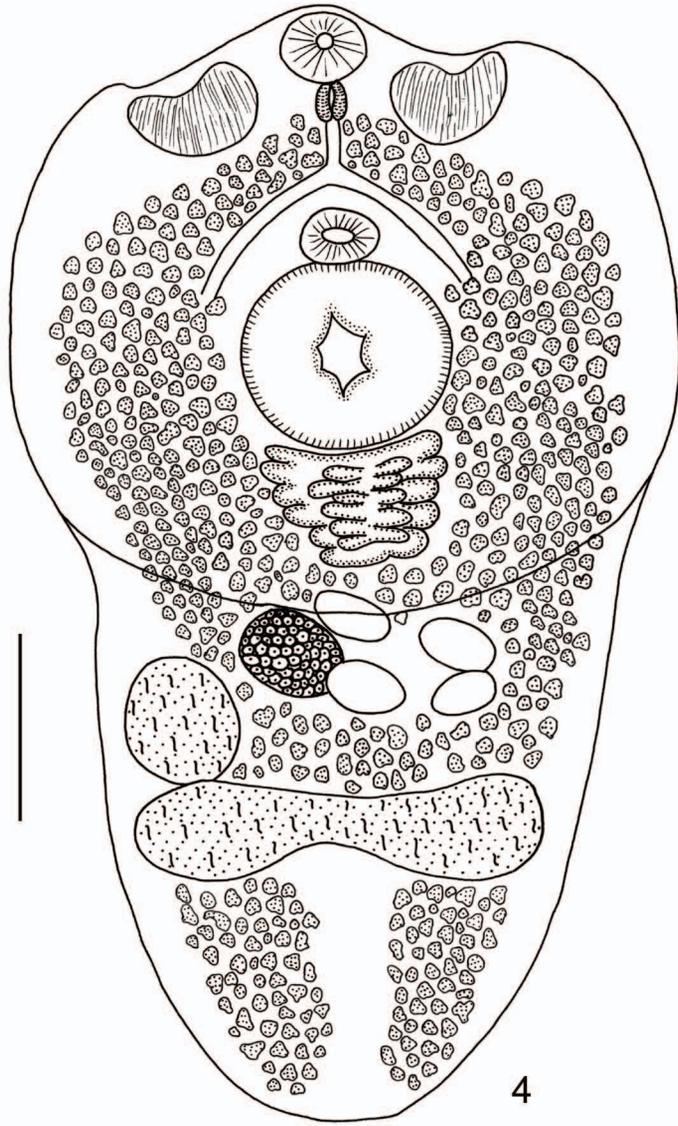
### Comentários

*Hysteromorpha triloba* é uma espécie comum em aves do gênero *Phalacrocorax* e de distribuição mundial. Em *P. brasilianus* já foi encontrada na América do Norte por FEDYNICH *et al.* (1997) no Texas E.U.A., na América do Sul foi registrada por Lutz em 1931 no Brasil, SZIDAT & NANI (1951) na Venezuela e OSTROWSKI DE NÚÑEZ (1970) na Argentina. Na América do Norte, *H. triloba* também foi encontrada parasitando em *P. auritus* (FLOWERS *et al.* 2004).

*Hysteromorpha triloba* é muito semelhante à *Hysteromorpha platalea* Dubinin & Dubinina, 1940. As duas espécies podem ser diferenciadas pela presença de acetábulo em *H. triloba*, característica ausente em *H. platalea*. Além da presença/ausência da ventosa oral pode ser levado em consideração o tamanho dos digenéticos, *H. triloba* sempre excede 2 mm enquanto espécimes de *H. platalea* nunca atingem este tamanho (DUBOIS & ANGEL 1972). Quando comparamos a morfologia dos espécimes coletados em biguás na América do Sul, com espécimes descritos neste trabalho, com espécimes descritos por OSTROWSKI DE NÚÑEZ (1970), e com as ilustrações de espécimes descritos nos outros continentes (GOSS 1940, GUPTA 1963), são visíveis as diferenças morfológicas que distinguem as duas espécies. As variações mais significativas são aquelas encontradas na posição do órgão tribocítico e o tamanho relativo das duas porções que compõem o corpo, caracteres que, aliados à distribuição geográfica, podem levar a separação de *H. triloba* em duas espécies.

FEDYNICH *et al.* (1997) registraram a infecção por *H. triloba* em *P. brasiliensis* no Texas, E.U.A. Das 12 aves examinadas somente uma estava infectada com cinco espécimes. Nos biguás coletados no Lago Guaíba, os parâmetros ecológicos analisados foram mais elevados que os obtidos por FEDYNICH *et al.* (1997).

**Figura 4.** *Hysteromorpha triloba*, *in toto*, parasita de biguá, *Phalacrocorax brasilianus*,  
diagrama incompleto, barra = 200  $\mu\text{m}$ .



*Austrodiplostomum mordax* Szidat & Nani, 1951

Fig. 5

**Descrição.** Baseada em 10 espécimes montados *in toto*. Diplostomidae. Corpo alongado, não distintamente dividido em duas porções (Fig. 5), com 1,3 a 2,35 mm (1,9 mm, 10, 0,3 mm) de comprimento, 515 a 961 (765, 10, 155) de largura. Tegumento liso. Em cada um dos lados da ventosa oral encontra-se uma pseudo-ventosa bem desenvolvida; acetábulo ausente; órgão tribocítico localizado na metade posterior do corpo, com 367 a 754 (541, 7, 142) de comprimento, 372 a 666 (514, 7, 115) de largura. Ventosa oral terminal, com 42 a 64 (54, 10, 6) de comprimento, 42 a 81 (63, 10, 16) de largura; pré-faringe curta; faringe com 67 a 84 (75, 10, 6) de comprimento e 57 a 89 (69, 10, 10) de largura; esôfago 32 a 69 (50, 7, 12) de comprimento, 15 a 27 (22, 6, 4) de largura; cecos estendendo-se até a região posterior do corpo. Testículos em tandem, intercecais; testículo anterior com 127 a 255 (182, 10, 47) de comprimento, 200 a 405 (299, 10, 75) de largura; testículo posterior com 89 a 189 (139, 10, 40) de comprimento, 228 a 494 (344, 10, 94) de largura; vesícula seminal pós-testicular, muscular. Ovário com 89 a 278 (164, 8, 59) de comprimento, 99 a 394 (214, 8, 111) de largura; glândula de Mehlis e receptáculo seminal a esquerda do ovário; glândulas vitelogênicas cobrindo o segundo e o terceiro quartos do corpo, no segundo quarto com folículos vitelínicos pequenos; terceiro quarto com folículos alongados, e distribuindo-se ao redor do órgão tribocítico; entre os dois testículos encontra-se uma glândula vitelogênica pequena; ovos com 79 a 94 (87, 30, 4) de comprimento, 42 a 54 (47, 30, 3) de largura.

**Resenha Taxonômica**

Hospedeiro. Biguá, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Local de infecção. Jejuno-íleo, cecos, intestino grosso e cloaca.

Localidade. Lago Guaíba, Guaíba, RS, Brasil (30°00'S, 051°15'W).

Prevalência. 46,80 %.

Intensidade média de infecção. 6,23 helmintos/hospedeiro.

Abundância média da infecção. 2,91 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção. 1 a 22 helmintos/hospedeiro.

Espécime depositado. CHIOC nº \_\_\_\_\_.

### **Comentários**

Após a proposição do gênero *Austrodiplostomum* Szidat & Nani, 1951 alguns autores o consideraram-no como subgênero de *Diplostomum* (OSTROWSKI DE NÚÑEZ 1982, TORRES *et al.* 1996). No entanto, YAMAGUTY (1971) e GIBSON *et al.* (2002) em suas chaves para identificação dos trematódeos digenéticos, consideram este gênero como válido.

SZIDAT & NANI (1951) registraram, pela primeira vez no continente americano, a presença de metacercárias de trematódeos diplostomídeos no cérebro de peixes. As metacercárias encontradas em espécies do gênero *Basilichthys* Girard, 1855, uma espécie de peixe-rei, tinham como hospedeiro definitivo *P. brasilianus*. Devido às diferenças morfológicas dos adultos encontrados nos biguás, foi proposto um novo gênero, *Austrodiplostomum*, para a espécie, *A. mordax*. Segundo estes autores, *A. mordax* tem como primeiro hospedeiro intermediário, caramujos pulmonados do gênero *Lymnaea* Lamarck, 1801. OSTROWSKI DE NÚÑEZ (1970) registrou *A. mordax* em *P. brasilianus* na Argentina, e redescreveu a espécie, já que os espécimes descritos anteriormente possuíam muitos ovos no interior do corpo. TORRES *et al.* (1996)

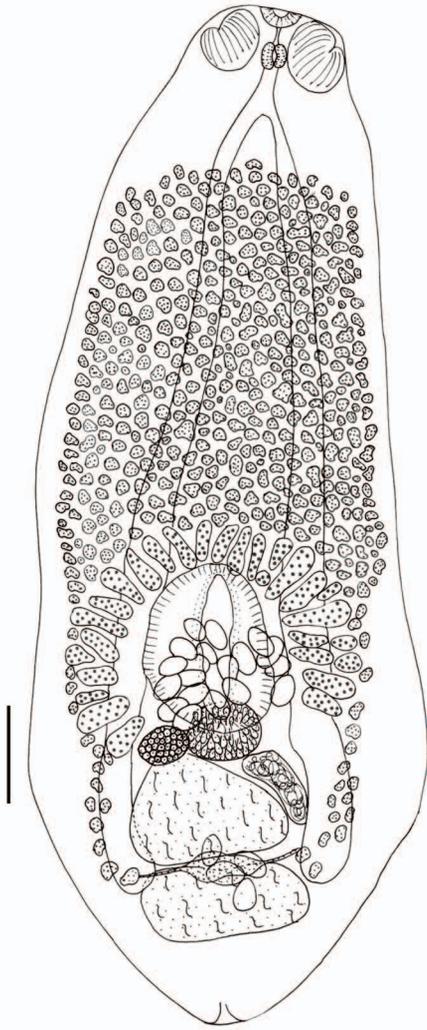
registraram a presença de metacercárias de *D. (A.) mordax* no peixe-rei chileno, *Basilichthys australis* Eigenmann, 1927 do Lago Riñihue, no Chile, com variação sazonal da prevalência e intensidade média de infecção, mais altas no verão e na primavera, respectivamente.

Por algum tempo, *A. mordax* foi considerada sinônimo de *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) Dubois, 1970, porém OSTROWSKI DE NÚÑEZ (1982) elucidou o ciclo de vida de *A. mordax* e *A. compactum*. Mostrou também que além das tênues diferenças encontradas nos adultos, a biologia e a morfologia das larvas apresentavam diferenças significativas, o quê corroborou a hipótese de que se tratavam de entidades biológicas diferentes, opinião compartilhada com FLOWERS *et al.* (2004).

Os espécimes encontrados em biguás do Lago Guaíba, apresentam morfologia semelhante àquela dos espécimes descritos por SZIDAT & NANI (1951), porém, nossos espécimes são maiores e apresentam corpo mais alongado, o quê pode ser resultado de diferença na técnica de fixação. A morfologia dos espécimes obtidos em biguás no Lago Guaíba é semelhante a do material obtido na Argentina por OSTROWSKI DE NÚÑEZ (1970).

Somente FEDYNICH *et al.* (1997) apresentaram parâmetros ecológicos da infecção de *A. mordax* em *P. brasiliensis* sendo a prevalência, a intensidade média de infecção e a amplitude de variação das intensidades de infecção de 33%, 4,2 helmintos/hospedeiro e 1 a 8 helmintos/hospedeiro, respectivamente. Nos biguás do Lago Guaíba todos os parâmetros apresentaram valores superiores. Este é o primeiro registro da infecção mista por *A. mordax* e *A. compactum* em *P. brasiliensis* e também o primeiro registro com dados ecológicos para estas espécies em território brasileiro.

**Figura 5.** *Austrodiplostomum mordax*, *in toto*, parasita de biguá, *Phalacrocorax  
brasilianus*, diagrama incompleto, barra = 200  $\mu\text{m}$ .



5

*Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) Dubois, 1970

Fig. 6

**Descrição.** Baseada em 6 espécimes montados *in toto*. Diplostomidae. Corpo alongado, não distintamente dividido em duas porções (Fig. 6), com 1,1 a 1,4 mm (1,2 mm, 6, 0,2 mm) de comprimento, 529 a 585 (557, 6, 30) de largura. Tegumento liso. Em cada um dos lados da ventosa oral encontra-se uma pseudo-ventosa bem desenvolvida; acetábulo ausente; órgão tribocítico localizado na metade posterior do corpo, com 366 a 432 (394, 5, 35) de comprimento, 172 a 189 (179, 5, 8) de largura. Ventosa oral terminal, com 64 a 79 (72, 6, 8) de comprimento, 42 a 47 (44, 6, 2) de largura; pré-faringe curta; faringe com 81 a 89 (86, 6, 3) de comprimento e 50 a 64 (55, 6, 8) de comprimento; esôfago curto; bifurcação cecal posterior às pseudo-ventosas; cecos estendendo-se até a região posterior do corpo. Testículos em tandem, intercecais; testículo anterior com 59 a 77 (68, 6, 9) de comprimento, 114 a 144 (129, 6, 15) de largura; testículo posterior com 54 a 74 (65, 6, 10) de comprimento, 129 a 193 (156, 6, 33) de largura; vesícula seminal posterior aos testículos. Ovário a direita do testículo anterior, com 64 a 92 (75, 5, 14) de comprimento, 70 a 84 (77, 5, 7) de largura; glândulas vitelogênicas cobrindo o segundo e o terceiro quartos do corpo, segundo quarto com folículos vitelínicos pequenos; terceiro quarto com folículos alongados distribuindo-se ao redor do órgão tribocítico; ovos com 77 a 94 (85, 12, 5) de comprimento e 44 a 52 (48, 12, 2) de largura.

**Resenha Taxonômica**

Hospedeiro. Biguá, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Local de infecção. Jejuno-íleo, intestino grosso e cloaca.

Localidade. Lago Guaíba, Guaíba, RS, Brasil (30°00'S, 051°15'W).

Prevalência. 31,91%.

Intensidade média de infecção. 4,80 helmintos/hospedeiro.

Abundância média da infecção. 1,53 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção. 1 a 12 helmintos/hospedeiro.

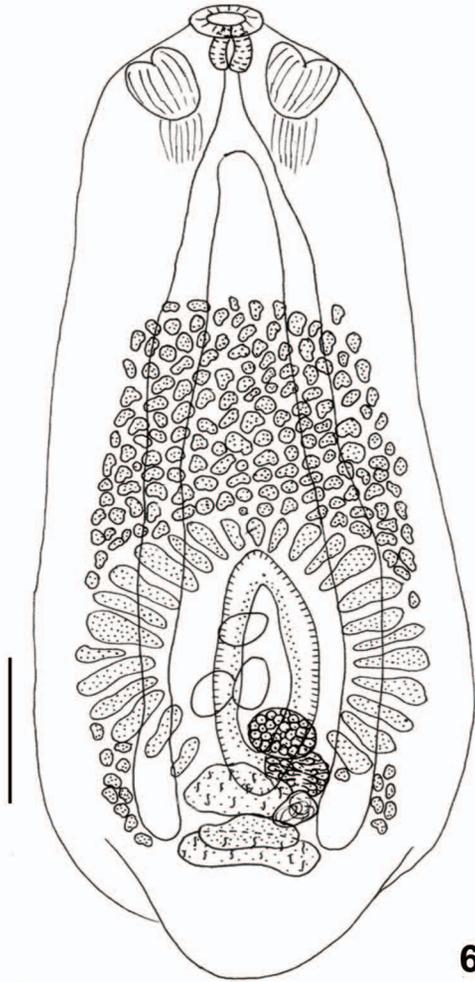
Espécime depositado. CHIOC n° \_\_\_\_\_.

### **Comentários**

*Austrodiplostomum compactum* foi descrita a partir de material coletado na Venezuela. Em 1970, Dubois transferiu estes digenéticos para o gênero *Austrodiplostomum*. *Austrodiplostomum compactum* foi registrada em *P. brasiliensis* na Venezuela (OSTROWSKI DE NÚÑEZ 1982) e nos E.U.A. (FLOWERS *et al.* 2004). Esta espécie é muito semelhante morfológicamente a *A. mordax*, porém, quando comparamos os espécimes encontrados em nossa amostra são identificadas variações morfológicas significantivas. Embora *A. compactum* seja menor que *A. mordax*, esta possui ventosa oral e faringe maiores. O órgão tribocítico de *A. compactum* é mais alongado que o de *A. mordax*. Estas duas espécies também podem ser distinguidas pela posição relativa dos órgãos do sistema reprodutor feminino (ovário, glândula de Mehlis e receptáculo seminal) que estão dispostos em linha, nesta ordem em *A. compactum*. Em *A. mordax* ovário precede o testículo anterior; ao lado deste está localizada a glândula de Mehlis e após está o receptáculo seminal.

Embora metacercárias de *A. compactum* já houvessem sido registradas em peixes de água doce no Brasil (MACHADO *et al.* 2001), este é o primeiro registro das formas adultas no país.

**Figura 6.** *Austrodiplostomum compactum*, *in toto*, parasita de biguá, *Phalacrocorax  
brasilianus*, diagrama incompleto, barra = 200  $\mu\text{m}$ .



Superfamília Echinostomatoidea Looss, 1899

Família Echinostomatidae (Looss, 1902) Poche, 1926

Subfamília Echinostomatinae Looss, 1899

*Drepanocephalus spathans* Dietz, 1909

Figs 7-14

**Descrição.** Baseada em 10 espécimes montados *in toto*. Echinostomatidae.

Echinostomatinae. Corpo alongado (Fig. 8), com largura máxima no nível do colar cefálico, com 4,9 a 9,9 mm (7,7 mm, 10, 1,7 mm) de comprimento, 0,9 a 1,4 mm (1,1 mm, 10, 0,2 mm) de largura na altura do acetábulo. Colar cefálico bem desenvolvido (Fig. 8), lobos laterais pouco pronunciados, com 260 a 470 (373, 8, 94) de comprimento, 1,0 a 1,9 mm (1,3 mm, 8, 0,3 mm) de largura; ornado com 27 espinhos; em cada lobo lateral com dois pares de espinhos; espinhos dos lobos laterais (Fig. 9), cada par formado por um espinho dorsal e um ventral, no primeiro par, espinho ventral com 190 a 320 (254, 8, 45) de comprimento, 40 a 100 (66, 8, 17) de largura, espinho dorsal com 220 a 400 (308, 8, 63) de comprimento, 60 a 100 (81, 8, 14) de largura, no segundo par, espinho ventral com 150 a 300 (231, 8, 51) de comprimento, 40 a 90 (65, 8, 14) de largura, espinho dorsal com 220 a 420 (310, 8, 71) de comprimento, 60 a 110 (81, 8, 16) de largura; quatro espinhos em cada lobo lateral do disco perioral (Fig. 10), o primeiro, em geral, pouco menor que os demais, com 100 a 170 (133, 8, 22) de comprimento, 40 a 60 (48, 8, 9) de largura, os demais de tamanho semelhante, com 110 a 190 (153, 24, 25) de comprimento, 40 a 70 (55, 24, 9) de altura; espinhos dorsais (Fig. 11) decrescendo em tamanho em direção à ventosa oral, com 70 a 170 (116, 24, 31) de comprimento, 40 a 70 (51, 24, 12) de largura. Tegumento com espinhos diminutos (Fig.

13) até a região do acetábulo. Acetábulo com 0,7 a 1,9 mm (1,0 mm, 10, 349) de comprimento, 0,6 a 1,2 mm (0,8 mm, 10, 220). Ventosa oral subterminal, com 189 a 355 (271, 10, 68) de comprimento, 180 a 355 (282, 10, 54) de largura; pré-faringe curta; faringe bem desenvolvida, com 210 a 350 (293, 10, 50) de comprimento, 183 a 233 (211, 10, 16) de largura; cecos iniciando no bordo anterior do acetábulo, estendendo-se até a região posterior do corpo, raramente visíveis em toda sua extensão. Relação ventosa oral/faringe 0,95:1. Testículos em tandem (Fig. 12), intercecais, grandes e lobados; testículo anterior com 3 a 8 lobos, 380 a 780 (581, 10, 147) de comprimento, 244 a 724 (552, 10, 145) de largura; testículo posterior com 4 a 6 lobos, com 377 a 771 (578, 10, 126) de comprimento, 321 a 766 (554, 10, 145) de largura; bolsa do cirro dorsal ao acetábulo, com 310 a 488 (396, 10, 64) de comprimento, 210 a 355 (297, 10, 44) de largura; vesícula seminal bisseptada; cirro armado (Fig. 14); poro genital único na região da bifurcação cecal. Ovário intercecal, situado do lado direito do corpo entre a ventosa ventral e o testículo anterior, com 182 a 400 (287, 10, 81) de comprimento, 144 a 333 (286, 10, 59) de largura; glândula de Mehlis bem desenvolvida, abaixo ou levemente sobreposta ao ovário, com 144 a 333 (242, 10, 59) de comprimento, 127 a 255 (202, 10, 44) de largura; receptáculo seminal ausente; útero curto com poucos ovos; metratermo muscular, ventral à bolsa do cirro; glândulas vitelogênicas compostas por pequenos folículos dispostos em dois campos laterais que se iniciam na região posterior do acetábulo, após o testículo posterior aos campos tornam-se mais próximos; ovos com 67 a 100 (83, 10, 7) de comprimento, 44 a 57 (50, 10, 4) de largura. Vesícula excretora não observada, poro excretor subterminal.

### **Resenha Taxonômica**

Hospedeiro. Biguá, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Local de infecção. Jejuno-íleo e intestino grosso.

Localidade. Lago Guaíba, Guaíba, RS, Brasil (30°00'S, 051°15'W).

Prevalência. 42,55 %.

Intensidade média de infecção. 11,90 helmintos/hospedeiro.

Abundância média da infecção. 5,06 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção. 1 a 42 helmintos/hospedeiro.

Espécime depositado. CHIOC nº \_\_\_\_\_.

### **Comentários**

O gênero *Drepanocephalus* Dietz, 1909 agrupava quatro espécies, *D. spathans* (espécie-tipo), *D. olivaceus*, *Drepanocephalus parvicephalum* Reitschel & Werding, 1978, e *Drepanocephalus mexicanum* Lamothe-Argumedo & Pérez-Ponce de León, 1989, todas parasitas de aves aquáticas dos gêneros *Phalacrocorax* Brisson, 1760 e *Sula* Brisson, 1760. KOSTADINOVA *et al.* (2002) revisou o gênero e transferiu *D. parvicephalum* e *D. mexicanum* para o gênero *Paryphostomum* Dietz, 1909, estabelecendo duas novas combinações, *P. parvicephalum* e *P. mexicanum*. Assim, atualmente, o gênero é composto por duas espécies *D. spathans* e *D. olivaceus*, encontradas somente nas Américas (KOSTADINOVA *et al.* 2002). As espécies em questão, além de terem o mesmo hospedeiro definitivo, são muito semelhantes morfológicamente. Porém, podem ser distinguidas pela distribuição e pelo número de espinhos no tegumento, dispersos e pouco numerosos em *D. spathans*, grandes e numerosos em *D. olivaceus*. Presença de espinhos no cirro de *D. spathans* e ausentes no cirro de *D. olivaceus* é outro carácter importante na diferenciação das espécies.

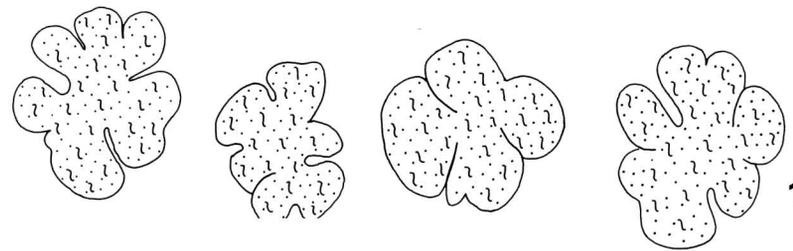
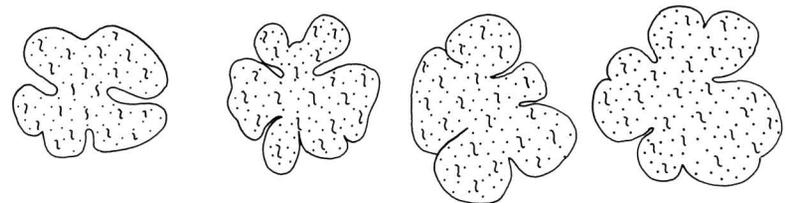
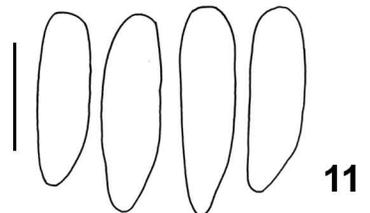
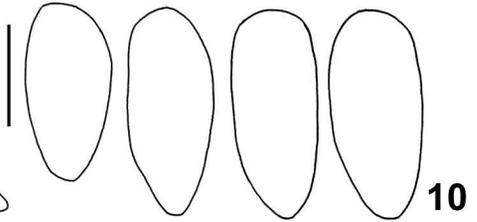
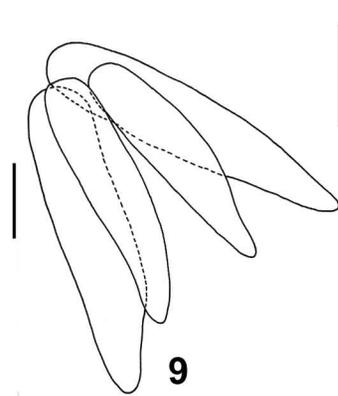
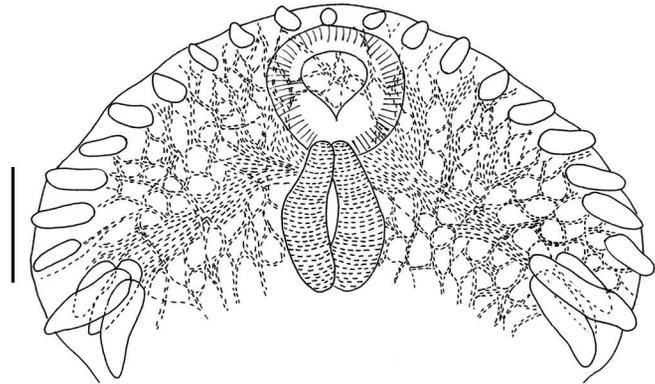
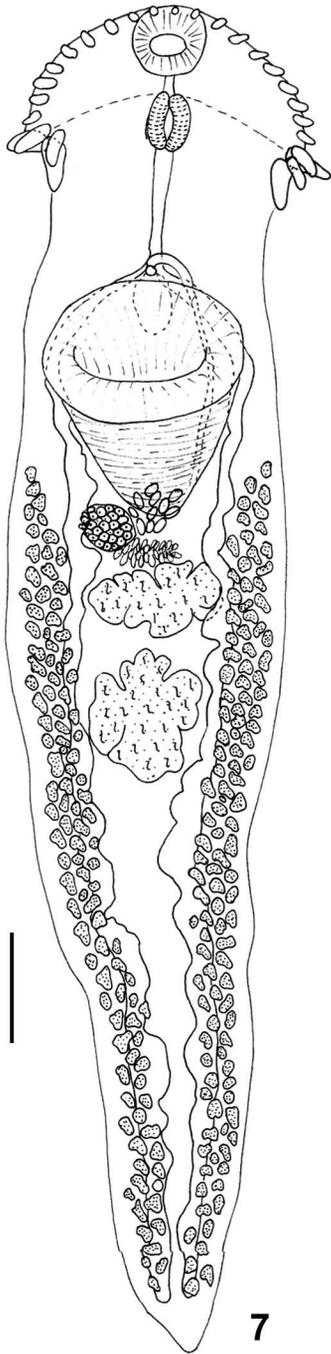
*Drepanocephalus spathans* foi descrita a partir de um espécime coletado em *P. brasilianus*, por Dietz em 1909, no Brasil. Posteriormente, foi registrada no mesmo hospedeiro na Argentina (OSTROWSKI DE NÚÑEZ 1968), na Colômbia (REITSCHER & WERDING 1978), nos E.U.A. (FEDYNICH *et al.* 1997), e no Paraguai (KOSTADINOVA *et al.* 2002). Os outros hospedeiros conhecidos desta espécie são *P. auritus* nos E.U.A. (THRELFALL 1982; FEDYNICH *et al.* 1997; FLOWERS *et al.* 2004) e *S. leucogaster* (REITSCHER & WERDING 1978). Este é o primeiro registro em biguás no Brasil após a descrição original.

OSTROWSKI DE NÚÑEZ (1968) e KOSTADINOVA *et al.* (2002), descreveram os espécimes encontrados, com maior riqueza de detalhes que a descrição original. Quando comparamos a descrição dos caracteres e a amplitude de variação dos caracteres morfológicos medidos por estes autores com os dados obtidos a partir dos helmintos coletados em *P. brasilianus* no Lago Guaíba, não são encontradas diferenças significativas.

FEDYNICH *et al.* (1997) foram os únicos autores a apresentarem prevalência e intensidade média de infecção de *D. spathans* em *P. brasilianus*. A prevalência e intensidade média de infecção na amostra de 12 biguás coletados por FEDYNICH *et al.* (1997) no Estado do Texas, E.U.A. foi de 8% e 1 helminto/hospedeiro, respectivamente. Na amostra coletada no Lago Guaíba, tanto a prevalência, quanto a intensidade média de infecção são mais altas, 42,55% e 11,90 helmintos/hospedeiro, respectivamente.

**Figuras 7-12.** *Drepanocephalus spathans*, parasita de biguá, *Phalacrocorax*

*brasilianus*, diagrama incompleto: (7) *in toto*, vista ventral, barra = 500  $\mu\text{m}$ ; (8) colar cefálico, barra = 250  $\mu\text{m}$ ; (9) espinhos dos lobos laterais, barra = 50  $\mu\text{m}$ ; (10) espinhos laterais, barra = 50  $\mu\text{m}$ ; (11) espinhos dorsais, barra = 50  $\mu\text{m}$ ; (12) variação na forma dos testículos, barra = 300  $\mu\text{m}$ .



7

8

9

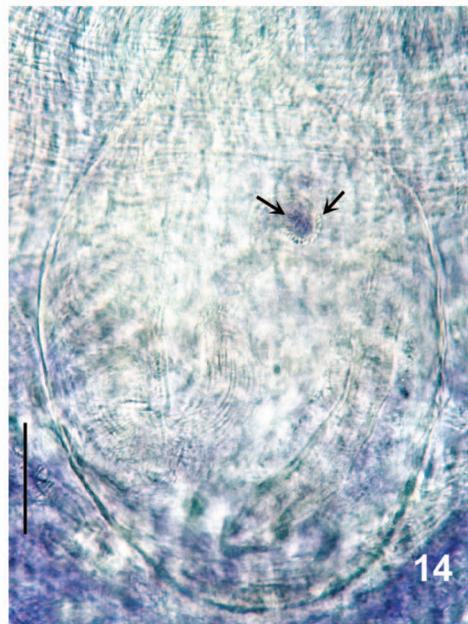
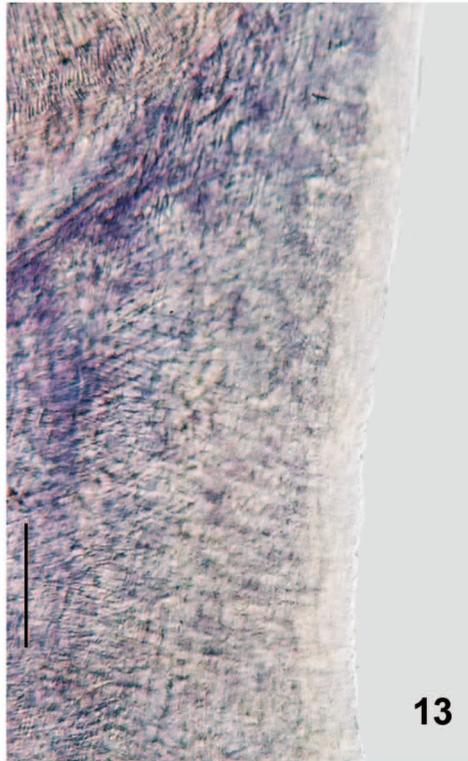
10

11

12

**Figuras 13-14.** *Drepanocephalus spathans*, parasita de biguá, *Phalacrocorax*

*brasilianus*, fotomicrografias: (13) tegumento, barra = 150  $\mu\text{m}$ ; (14) detalhe da bolsa do cirro, seta indicando cirro com espinhos, barra = 100  $\mu\text{m}$ .



*Drepanocephalus olivaceus* Nasir & Marval, 1968

Figs 15-21

**Descrição.** Baseada em 8 espécimes montados *in toto*. Echinostomatidae.

Echinostomatinae. Corpo alongado (Fig. 15), com largura máxima ao nível do colar cefálico, com 1,5 a 7,0 mm (5,0 mm, 5, 2,1 mm) de comprimento, 0,8 a 1,1 mm (0,9 mm, 5, 0,1 mm) de largura na altura do acetábulo. Colar cefálico bem desenvolvido, lobos laterais pouco pronunciados, com 209 a 299 (262, 3, 47) de comprimento, 0,8 a 1,2 mm (1,1 mm, 3, 0,2 mm) de largura; ornado com 27 espinhos; cada lobo lateral com dois pares de espinhos (Fig. 16), cada par formado por um espinho dorsal e um ventral, no primeiro par espinho ventral com 200 a 269 (225, 6, 26) de comprimento, 60 a 70 (67, 6, 5) de largura, espinho dorsal com 239 a 339 (287, 6, 42) de comprimento, 70 a 129 (86, 6, 23) de largura, no segundo par, espinho ventral com 179 a 259 (217, 6, 36) de comprimento, 60 a 70 (63, 6, 5) de largura, espinho dorsal com 239 a 368 (295, 6, 63) de comprimento, 70 a 129 (86, 6, 24) de largura; quatro espinhos em cada lateral do disco perioral (Fig. 18), o primeiro, em geral, pouco menor que os demais, com 100 a 159 (131, 6, 21) de comprimento, 40 a 60 (48, 6, 7) de largura, os demais de tamanho semelhante, com 119 a 189 (145, 18, 22) de comprimento, 50 a 60 (52, 18, 5) de altura, espinhos dorsais (Fig. 18) decrescendo em direção a ventosa oral, com 80 a 139 (111, 14, 19) de comprimento, 40 a 50 (43, 14, 6) de largura. Tegumento, após o disco perioral, densamente coberto por espinhos (Fig. 20) que se tornam esparsos e desaparecem após o acetábulo. Acetábulo com 350 a 910 (655, 4, 200) de comprimento, 322 a 810 (572, 4, 180). Ventosa oral subterminal, com 144 a 278 (197, 4, 50) de comprimento, 155 a 266 (215, 5, 46) de largura; pré-faringe curta; faringe bem desenvolvida com 178 a 283 (222, 5, 44) de comprimento, 150 a 189 (160, 5, 16) de

largura; esôfago com 172 a 460 (351, 5, 111) de comprimento, 45 a 154 (86, 5, 42) de largura; cecos iniciando no bordo anterior do acetábulo, estendendo-se até a região posterior do corpo, raramente visíveis em toda sua extensão. Relação ventosa oral/faringe 0,9:1. Testículos em tandem, intercecais, grandes e lobados (Fig. 19); testículo anterior com 2 a 4 lobos, 228 a 522 (396, 5, 114) de comprimento, 321 a 532 (462, 5, 84) de largura; testículo posterior com 3 a 6 lobos, com 383 a 622 (525, 5, 97) de comprimento, 473 a 538 (497, 5, 28) de largura; bolsa do cirro dorsal ao acetábulo, com 261 a 466 (353, 5, 42) de comprimento, 178 a 300 (229, 5, 46) de largura; vesícula seminal bisseptada; cirro liso (Fig. 21); poro genital único na região da bifurcação cecal. Ovário intercecal, situado do lado direito do corpo entre a ventosa ventral e o testículo anterior, com 139 a 266 (202, 5, 64) de comprimento, 178 a 277 (229, 5, 50) de largura; glândula de Mehlis bem desenvolvida, abaixo ou parcialmente sobreposta ao ovário, com 222 a 294 (258, 5, 51) de comprimento, 200 a 266 (233, 5, 47) de largura; receptáculo seminal ausente; útero curto com poucos ovos; metratermo muscular, ventral à bolsa do cirro; glândulas vitelogênicas compostas por pequenos folículos dispostos em dois campos laterais que iniciam na região posterior do acetábulo, após o testículo posterior os campos tornam-se mais próximos; ovos com 61 a 83 (72, 10, 7) de comprimento, 39 a 52 (46, 10, 3) de largura. Vesícula excretora não observada, poro excretor subterminal.

### **Resenha Taxonômica**

Hospedeiro. Biguá, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Local de infecção. Jejuno-íleo.

Localidade. Lago Guaíba, Guaíba, RS, Brasil (30°00'S, 051°15'W).

Prevalência. 8,51%.

Intensidade média de infecção. 2,75 helmintos/hospedeiro.

Abundância média da infecção. 0,23 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção. 1 a 6 helmintos/hospedeiro.

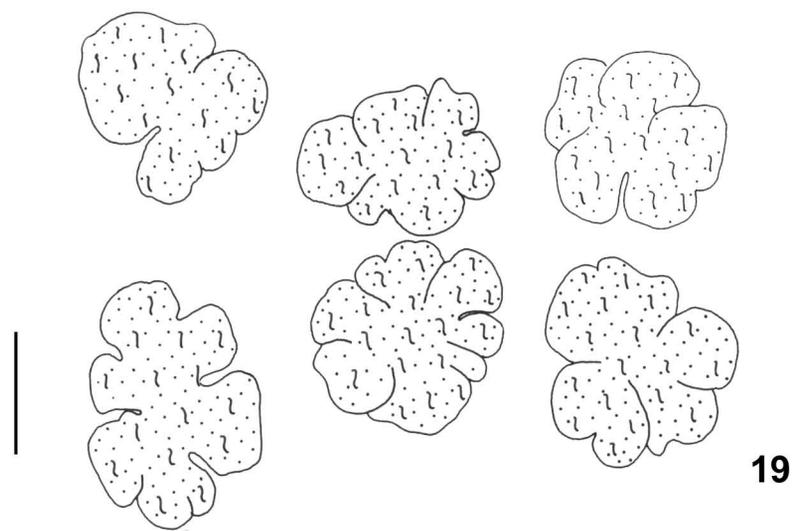
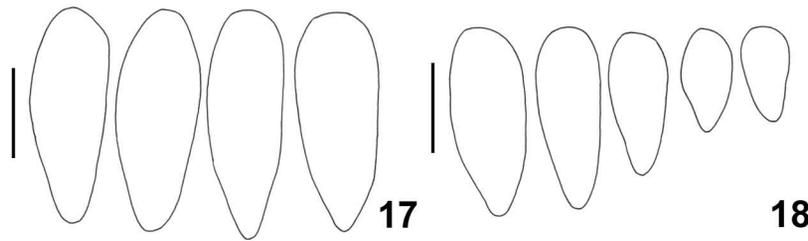
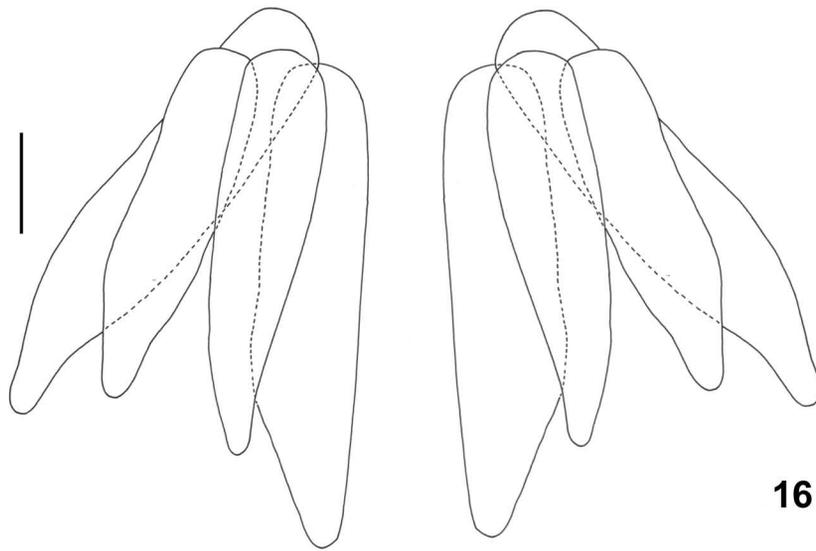
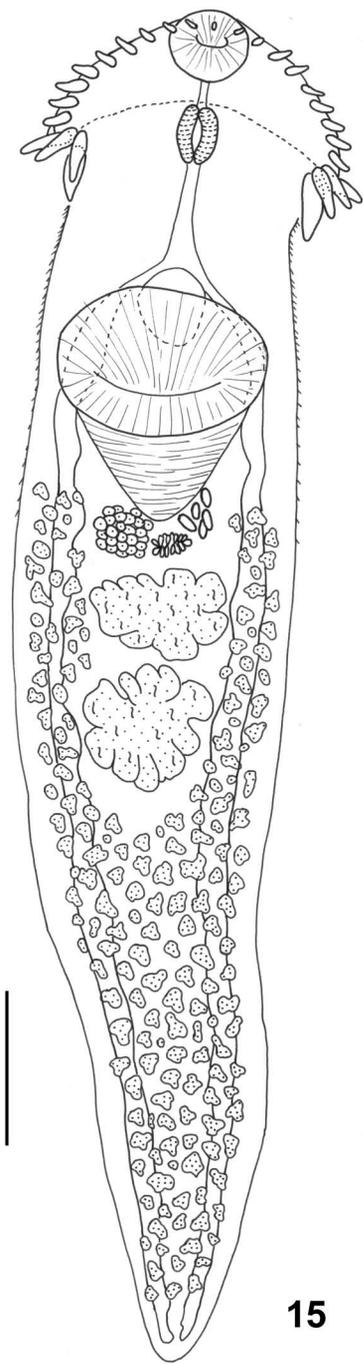
Espécime depositado. CHIOC nº \_\_\_\_\_.

### **Comentários**

*Drepanocephalus olivaceus* parasita exclusivamente de *P. brasiliensis*. Foi descrita na Venezuela (NASIR & MARVAL 1968) e posteriormente encontrado no México (RAMOS 1995). Este é o terceiro registro da espécie. A descrição original é a única disponível, uma vez que RAMOS (1995) somente registrou a presença de *D. olivaceus* no México. Quando a descrição original da espécie é comparada com aquela obtida dos espécimes coletados em *P. brasiliensis* no Brasil, não são observadas variações significativas. No entanto, quando comparamos dados morfométricos, as amplitudes de variação se sobrepõem, na maioria dos caracteres, em somente um dos extremos, o que é aceitável uma vez que descrição original representa a variação de tamanho de três espécimes.

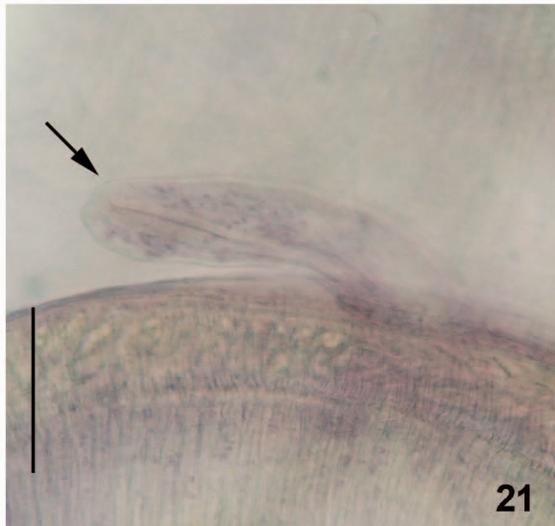
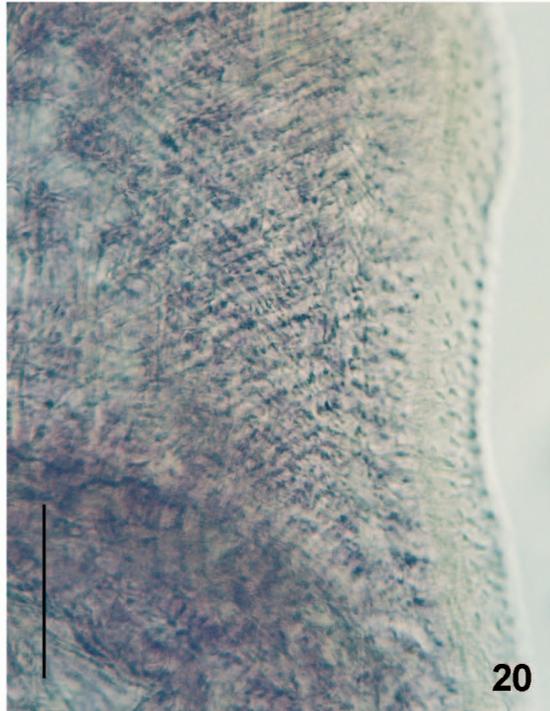
**Figuras 15-19.** *Drepanocephalus olivaceus* parasita de biguá, *Phalacrocorax*

*brasilianus*, diagrama incompleto: (15) *in toto*, vista ventral, barra = 500  $\mu\text{m}$ ;  
(16) espinhos dos lobos laterais, barra = 50  $\mu\text{m}$ ; (17) espinhos laterais, barra =  
50  $\mu\text{m}$ ; (18) espinhos dorsais, barra = 50  $\mu\text{m}$ ; (19) variação na forma dos  
testículos, barra = 250  $\mu\text{m}$ .



**Figuras 20-21.** *Drepanocephalus olivaceus*, parasita de biguá, *Phalacrocorax*

*brasilianus*, fotomicrografias: (20) tegumento, barra = 100  $\mu\text{m}$ ; (21) detalhe da bolsa do cirro, seta indicando cirro com espinhos, barra = 200  $\mu\text{m}$ .



*Paryphostomum segregatum* Dietz, 1909

Figs 22-28

**Descrição.** Baseada em 8 espécimes montados *in toto*. Echinostomatidae.

Echinostomatinae. Corpo alongado (Fig. 22), com 3,2 a 4,6 mm (3,9 mm, 6, 0,5 mm) de comprimento, com largura máxima no nível do acetábulo, com 0,5 a 0,8 mm (0,6 mm, 6, 0,1 mm) de largura. Colar cefálico pouco desenvolvido, lobos laterais bem recortados, com 161 a 211 (186, 6, 20) de comprimento, 411 a 544 (455, 6, 49) de largura; ornado com 27 espinhos; em cada lobo lateral encontram-se dois pares de espinhos (Figs 23 e 24), cada um formado por um espinho dorsal e um ventral, no primeiro par espinho ventral com 107 a 134 (122, 10, 10) de comprimento, 30 a 40 (34, 10, 3) de largura, espinho dorsal com 124 a 169 (148, 10, 15) de comprimento, 35 a 45 (40, 10, 4) de largura, no segundo par, espinho ventral com 104 a 154 (131, 10, 15) de comprimento, 32 a 42 (36, 10, 3) de largura, espinho dorsal com 110 a 159 (141, 10, 15) de comprimento, 35 a 45 (40, 10, 3) de largura; quatro espinhos de tamanho semelhante em cada lobo lateral do disco perioral (Fig. 23), com 79 a 120 (99, 30, 14) de comprimento, 22 a 35 (29, 30, 4) de largura; espinhos dorsais em fileira dupla (Fig. 25) decrescendo em direção à ventosa oral, com 59 a 104 (82, 20, 17) de comprimento, 20 a 34 (28, 20, 15) de largura. Tegumento com espinhos até a região do acetábulo. Acetábulo com 489 a 655 (573, 6, 65) de comprimento e 324 a 544 (461, 6, 82). Ventosa oral subterminal, com 112 a 154 (129, 6, 16) de comprimento, 114 a 141 (125, 6, 11) de largura; pré-faringe com 40 a 164 (125, 6, 44); faringe bem desenvolvida, com 119 a 169 (144, 6, 22) de comprimento, 92 a 99 (95, 6, 3) de largura; esôfago curto; cecos iniciando no bordo anterior do acetábulo, estendendo-se até a região posterior do corpo, raramente visíveis em toda sua extensão. Relação ventosa oral/faringe 0,90:1.

Testículos em tandem (Fig. 26), intercecais, grandes e lobados; testículo anterior com 3 a 7 lobos, 295 a 766 (430, 6, 172) de comprimento, 344 a 588 (402, 6, 92) de largura; testículo posterior com 4 a 6 lobos, com 411 a 905 (525, 6, 191) de comprimento, 322 a 544 (388, 6, 78) de largura; bolsa do cirro dorsal ao acetábulo, com 238 a 466 (328, 6, 79) de comprimento, 177 a 322 (236, 6, 64) de largura; vesícula seminal bisseptada; cirro liso (Fig. 28); poro genital único na região da bifurcação cecal precedido por um átrio genital. Ovário intercecal, a direita do corpo, entre a ventosa ventral e o testículo anterior, com 164 a 222 (193, 6, 65) de comprimento, 172 a 322 (219, 6, 53) de largura; glândula de Mehlis bem desenvolvida, abaixo ou parcialmente sobreposta ao ovário, com 105 a 333 (184, 6, 79) de comprimento, 227 a 321 (285, 6, 42) de largura; receptáculo seminal ausente; útero curto com poucos ovos; metratermo muscular, ventral à bolsa do cirro; glândulas vitelogênicas compostas por folículos pequenos dispostos em dois campos laterais que iniciam na região posterior do acetábulo, após o testículo posterior campos tornam-se mais próximos; ovos com 82 a 85 (79, 18, 3) de comprimento, 40 a 57 (47, 18, 4) de largura. Vesícula excretora não observada, poro excretor subterminal.

### **Resenha Taxonômica**

Hospedeiro. Biguá, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Local de infecção. Duodeno, jejuno-íleo e intestino grosso.

Localidade. Lago Guaíba, Guaíba, RS, Brasil (30°00'S, 051°15'W).

Prevalência. 31,91 %.

Intensidade média de infecção. 11,53 helmintos/hospedeiro.

Abundância média da infecção. 3,68 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção. 1 a 46 helmintos/hospedeiro.

Espécime depositado. CHIOC nº \_\_\_\_\_.

### **Comentários**

O gênero *Paryphostomum*, assim como o gênero *Drepanocephalus*, foi revisado por KOSTADINOVA *et al.* (2002). Estes autores transferiram duas espécies do gênero *Drepanocephalus* para *Paryphostomum*: *D. mexicanus* e *Drepanocephalus parvicephalum* Reitschel & Werding, 1978 propondo duas novas combinações, *P. mexicanus* e *Paryphostomum parvicephalum* (Reitschel & Werding, 1978) Kostadinova, Vaucher & Gibson, 2002. Segundo KOSTADINOVA *et al.* (2002), o gênero *Paryphostomum* agrupa oito espécies, para as quais elaboraram uma chave de identificação. São parasitas de *P. brasilianus*, *P. parvicephalum* na Colômbia (REITSCHER & WERDING 1978) e *P. segregatum* na Argentina (OSTROWSKI DE NÚÑEZ 1968).

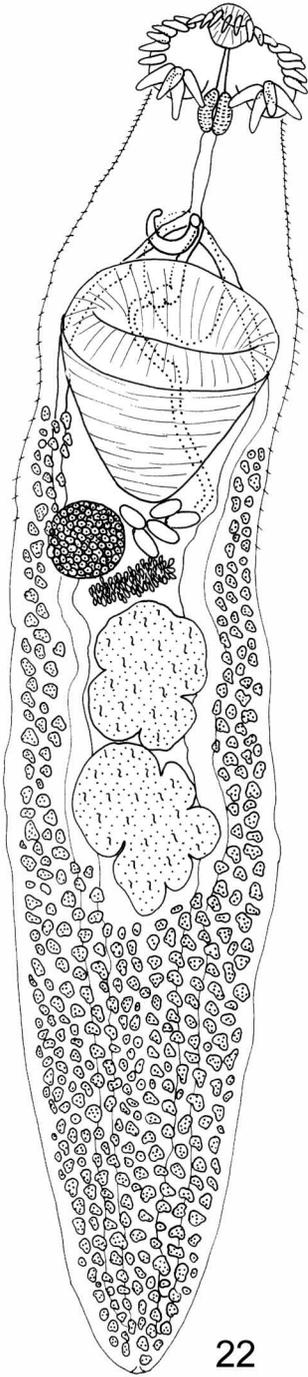
Os espécimes encontrados no trato digestivo de biguás coletados no Lago Guaíba foram determinados, através da chave proposta por KOSTADINOVA *et al.* (2002), como sendo *P. segregatum*. Esta espécie já havia sido registrada parasitando aves no território brasileiro (TRAVASSOS *et al.* 1969), porém não havia sido registrada em biguás.

A morfologia do material de biguás do sul do Brasil concorda com a descrição dos espécimes obtidos por OSTROWSKI DE NÚÑEZ (1968) em *P. brasilianus* na Argentina e por KOSTADINOVA *et al.* (2002) em *Coragyps atratus* (Bechstein, 1793) no Paraguai. No entanto, os dados morfométricos dos espécimes coletados em *P. brasilianus* do Lago Guaíba têm uma amplitude de variação menor do que a do material examinado por KOSTADINOVA *et al.* (2002) e OSTROWSKI DE NÚÑEZ (1968).

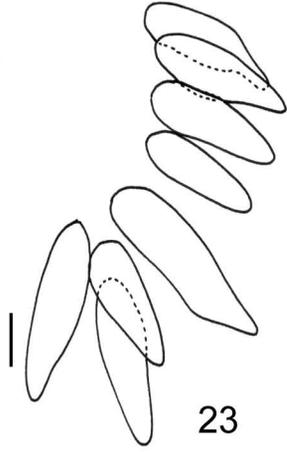
Não existem dados ecológicos, como prevalência e intensidade média de infecção, disponíveis para comparação com os dados obtidos na amostra de *P. brasiliensis* coletados no presente trabalho.

**Figuras 22-26.** *Paryphostomum segregatum*, parasita de biguá, *Phalacrocorax*

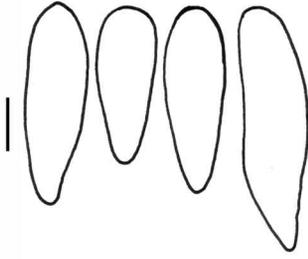
*brasilianus*, diagrama incompleto: (22) *in toto*, vista ventral, barra = 500  $\mu\text{m}$ ;  
(23) espinhos dos lobos laterais, barra = 50  $\mu\text{m}$ ; (24) tamanho relativo dos  
espinhos dos lobos laterais, barra = 50  $\mu\text{m}$ ; (25) espinhos dorsais dispostos em  
duas fileiras, barra = 50  $\mu\text{m}$ ; (26) variação na forma dos testículos, barra = 300  
 $\mu\text{m}$ .



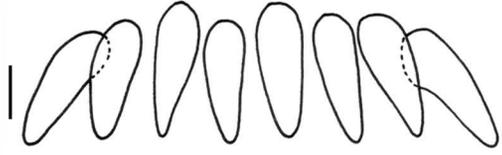
22



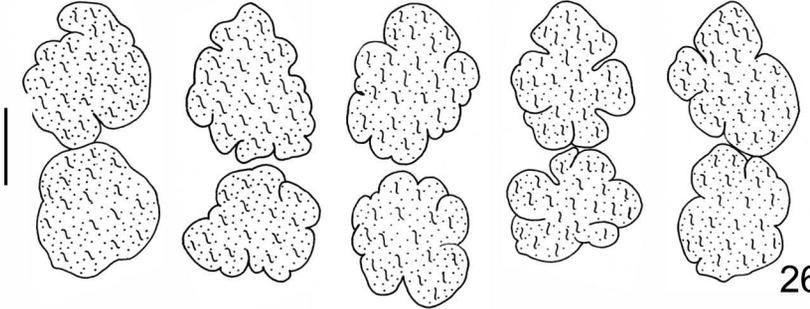
23



24



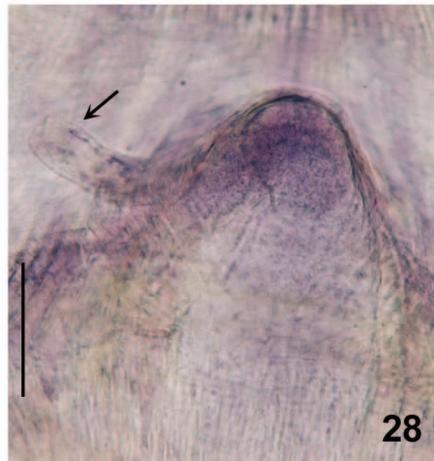
25



26

**Figuras 27-28.** *Paryphostomum segregatum*, parasita de biguá, *Phalacrocorax*

*brasilianus*, fotomicrografias: (27) tegumento, barra = 100  $\mu\text{m}$ ; (28) detalhe da bolsa do cirro, seta indicando cirro com espinhos, barra = 200  $\mu\text{m}$ .



Subfamília Ignaviinae Yamaguti, 1958

*Ignavia olivacei* Ostrowski de Núñez, 1967

Fig. 29

**Descrição.** Baseada em 6 espécimes montados *in toto*. Echinostomatidae. Corpo alongado (Fig. 29), com 7,2 a 11,1 mm (8,3 mm, 5, 1,6 mm) de comprimento, largura na região da faringe 266 a 316 (290, 5, 18), mais largo na região do acetábulo e dos testículos, com 400 a 455 (425, 4, 25) de largura e 300 a 488 (383, 5, 88) de largura, respectivamente. Colar cefálico pouco desenvolvido (Fig. 29), lobos laterais pouco recortados, com 283 a 355 (316, 5, 31) de comprimento, 388 a 450 (424, 5, 22) de largura; ornado com 24 espinhos distribuídos em fileira única interrompida na região anterior. Tegumento com espinhos até a região do ovário. Acetábulo com 299 a 394 (339, 5, 35) de comprimento, 289 a 377 (350, 5, 36) de largura. Ventosa oral subterminal, com 222 a 277 (246, 5, 24) de comprimento, 216 a 277 (243, 5, 27) de largura; pré-faringe com 72 a 150 (120, 5, 33); faringe bem desenvolvida, com 155 a 250 (214, 5, 42) de comprimento, 94 a 155 (115, 5, 29) de largura; esôfago com divertículos laterais, com 322 a 438 (356, 5, 48) de comprimento, 67 a 127 (105, 5, 28) de largura; cecos iniciando à frente do acetábulo, estendendo-se até a região posterior do corpo, raramente visíveis em toda sua extensão. Relação comprimento da ventosa oral/comprimento da faringe 1,2:1. Testículos em tandem, intercecais, grandes; testículo anterior com 344 a 566 (400, 6, 83) de comprimento, 177 a 399 (276, 6, 78) de largura; testículo posterior com 344 a 511 (404, 6, 65) de comprimento, 183 a 405 (272, 6, 86) de largura; bolsa do cirro dorsal ao acetábulo, com 289 a 300 (294, 3, 6) de comprimento, 133 a 150 (142, 3, 8) de largura; vesícula seminal bisseptada; cirro liso;

poro genital único na região da bifurcação cecal precedido por um átrio genital. Ovário intercecal, situado do lado direito do corpo, entre a ventosa ventral e o testículo anterior, com 128 a 189 (162, 6, 21) de comprimento, 128 a 183 (155, 6, 24) de largura; glândula de Mehlis bem desenvolvida, abaixo ou parcialmente sobreposta ao ovário, com 155 a 178 (164, 5, 8) de comprimento, 128 a 183 (159, 5, 23) de largura; receptáculo seminal ausente; útero com muitos ovos; glândulas vitelogênicas compostas por folículos pequenos dispostos em dois campos laterais que iniciam na zona contígua ao testículo posterior e estendem-se até a região posterior do corpo; ovos com 97 a 114 (107, 18, 5) de comprimento, 57 a 80 (66, 18, 7) de largura. Vesícula excretora em Y, bifurcando-se na zona acetabular e estendendo-se até a zona da faringe; poro excretor subterminal.

### **Resenha Taxonômica**

Hospedeiro. Biguá, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Local de infecção. Ureteres.

Localidade. Lago Guaíba, Guaíba, RS, Brasil (30°00'S, 051°15'W).

Prevalência. 19,14%.

Intensidade média de infecção. 4,78 helmintos/hospedeiro.

Abundância média da infecção. 0,91 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção. 1 a 16 helmintos/hospedeiro.

Espécime depositado. CHIOC nº \_\_\_\_\_.

### **Comentários**

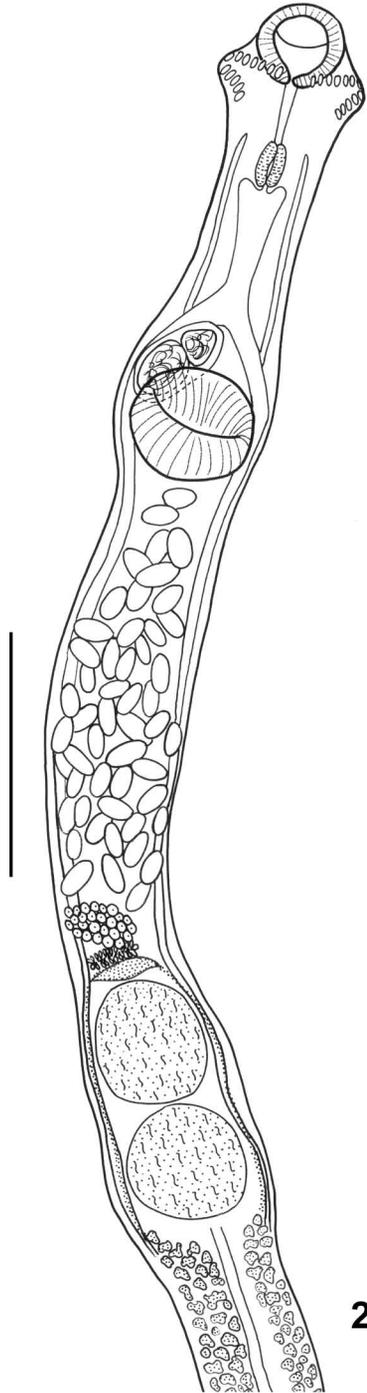
O gênero *Ignavia* de Freitas, 1948 foi proposto para *Ignavia venusta* de Freitas, 1948, um echinostomatídeo de corpo longo, parasito dos ureteres de garças capturadas em Manguinhos, Rio de Janeiro, RJ (DE FREITAS 1948). Quando o autor propôs o novo

gênero considerou-o muito próximo de *Stephanoprora* Odhner, 1902. A principal diferença entre os dois gêneros é a distribuição das glândulas vitelogênicas, que em *Stephanoprora* estão restritas à zona pós-testicular e em *Ignavia* ultrapassam esta região. GUPTA (1962) descreveu uma nova espécie, *Ignavia breviovatica*, propôs uma nova combinação, *Ignavia ardeae* (Schewtschenko, 1954), emendou o gênero e propôs uma chave para identificação das cinco espécies consideradas válidas. YAMAGUTI (1971) considerou sete espécies como válidas, e não manifestou opinião sobre *I. olivacei*. *Ignavia olivacei* foi descrita a partir de um único espécime coletado no rim de *P. brasiliensis* em Buenos Aires, Argentina. OSTROWSKI DE NÚÑEZ (1968) se referiu a este digenético, apresentando novamente as medidas e ilustrações do espécime tipo, mas não deixou claro tratar-se de um novo registro da espécie. Os caracteres diagnósticos de *I. olivacei* são: 24 espinhos no disco perioral, número superior ao encontrado nas demais espécies do gênero, e glândulas vitelogênicas restritas ao nível pós-testicular (OSTROWSKI DE NÚÑEZ 1967). Esta mesma autora mencionou a semelhança entre *I. olivacei* e *Stephanoprora anomala* Travassos, 1922, ambas as espécies têm o mesmo hospedeiro tipo, no entanto foram encontradas parasitando, rins e bolsa de Fabricius, respectivamente.

A descrição dos espécimes coletados em biguás do Lago Guaíba é comparável com a descrição do material coletado na Argentina. Quando comparamos caracteres morfométricos, as médias de comprimento são semelhantes às medidas apresentadas por OSTROWSKI DE NÚÑEZ (1968). No entanto, o espécime tipo, é mais largo na maioria dos parâmetros avaliados, o que pode ser resultado de compressão excessiva. Após a descrição, a espécie não foi mais encontrada, sendo este o seu segundo registro. A descrição dos espécimes coletados em biguás no Lago Guaíba acrescenta dados sobre a variação morfológica e morfométrica de *I. olivacei*, amplia sua distribuição geográfica

conhecida e apresenta prevalência, amplitude da intensidade de infecção, intensidade média e abundância média.

**Figura 29.** *Ignavia olivacei*, in toto, parasita de biguá, *Phalacrocorax brasilianus*,  
diagrama incompleto da porção anterior do corpo, barra = 50  $\mu$ m.



Família Psilostomidae Looss, 1900

Subfamília Ribeiroiinae Travassos, 1951

*Ribeiroia ondatrae* (Price, 1931) Price, 1942

Figs 30-33

**Descrição.** Baseada em 10 espécimes montados *in toto*, 10 medidos. Psilostomidae.

Corpo ovalado (Figs 30 e 33), com 1,1 a 1,5 mm (1,3 mm, 10, 0,1 mm) de comprimento, 362 a 515 (422, 10, 54) de largura máxima na zona acetabular.

Tegumento coberto por pequenos espinhos lábeis. Ventosa oral subterminal, com 144 a 177 (157, 10, 10) de comprimento, 127 a 177 (144, 10, 14) de largura; pré-faringe curta; faringe com 66 a 77 (70, 10, 3) de comprimento, 49 a 66 (56, 10, 5) de largura; relação comprimento da faringe/comprimento da ventosa ventral 0,3 a 0,4 (0,4, 10, 0,04); esôfago curto com dois cecos curtos voltados em direção à faringe. Acetábulo na metade do corpo, com 166 a 211 (180, 10, 15) de comprimento, 172 a 216 (188, 10, 13).

Testículos em tandem, intercecais, localizados no terço posterior do corpo, grandes, mais largos que longos, com bordos lisos ou levemente ondulados; testículo anterior com 72 a 133 (99, 10, 18) de comprimento, 155 a 255 (198, 10, 31) de largura; testículo posterior com 72 a 127 (103, 10, 19) de comprimento, 127 a 227 de largura (173, 10, 35); bolsa do cirro oval a arredondada, dorsal à ventosa ventral, anterior ou levemente sobreposta ao acetábulo, com 76 a 177 (109, 10, 33) de comprimento, 55 a 183 (98, 10, 38) de largura; vesícula seminal interna, bisseptada (Fig. 32); cirro longo e desarmado (Fig. 31); poro genital único, localizado entre a bifurcação cecal e a ventosa ventral. Ovário oval a redondo, entre a ventosa ventral e o testículo anterior, com 66 a 122 (81, 10, 17) de comprimento, 72 a 122 (82, 10, 15) de largura; glândula de Mehlis

arredondada, próxima ou levemente sobreposta ao ovário; útero com poucos ovos, ocupa total- ou parcialmente o espaço entre a bolsa do cirro e o testículo anterior; ovos grandes, operculados, com 66 a 77 (70, 10, 4) de comprimento, 33 a 55 (44, 10, 6) de largura; glândulas vitelogênicas iniciam na zona dos divertículos esofagianos e estendem-se até a extremidade posterior do corpo, extracecais ou parcialmente sobrepostas aos cecos, ocupando toda a região pós-testicular.

### **Resenha Taxonômica**

Sinônimos. *Psilostomum ondatrae* Price, 1931, *Cercaria thomasi* McMullen, 1938,

*Ribeiroia thomasi* (McMullen, 1938) Beaver, 1939, *Ribeiroia insignis*

Travassos, 1939, *Pseudopsilostoma ondatrae* (Price, 1931) Yamaguti, 1958.

Hospedeiro. Biguá, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Local de infecção. Proventrículo.

Localidade. Lago Guaíba, Guaíba, RS, Brasil (30°00'S, 051°15'W).

Prevalência. 73,46%.

Intensidade média de infecção. 10,02 helmintos/hospedeiro.

Abundância média da infecção. 7,36 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção. 1 a 64 helmintos/hospedeiro.

Espécime depositado. CHIOC nº \_\_\_\_\_.

### **Comentários**

*Psilostomum ondatrae* Price, 1931 foi descrita a partir de um espécime coletado no fígado de um 'muskrat' *O. zibethica* no Canadá. Price em 1932 (*apud* OSTROWSKI DE NÚÑEZ 1968) registrou a presença deste trematódeo digenético em *L. californicus* no Estado de Oregon, E.U.A.

TRAVASSOS (1939) propôs o gênero *Ribeiroia* (em homenagem ao zoólogo Alípio Miranda-Ribeiro) e descreveu uma nova espécie, *Ribeiroia insignis* parasita do esôfago de *C. egretta*. Price em 1942 (*apud* OSTROWSKI DE NÚÑEZ 1968) considerou *R. insignis* sinônimo júnior de *P. ondatrae* e propôs uma nova combinação *R. ondatrae*.

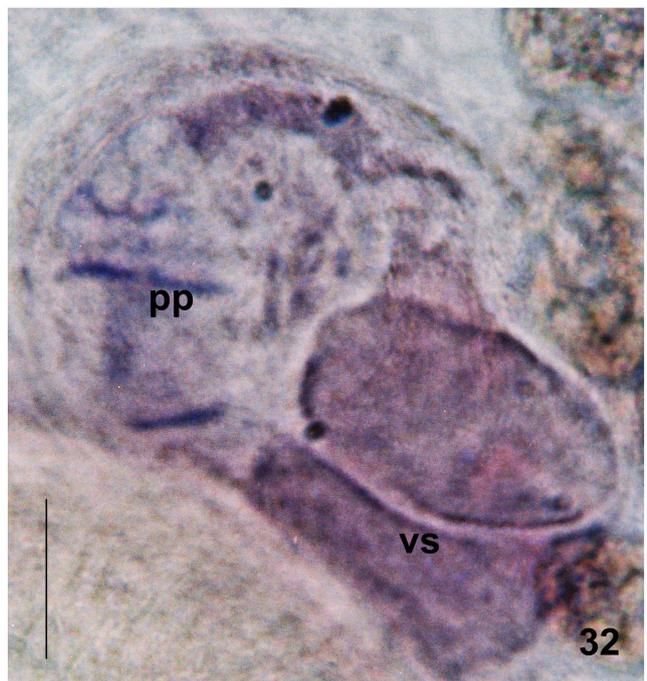
YAMAGUTI (1975) e JOHNSON *et al.* (2004) reconheceram três espécies válidas *R. ondatrae*, *Ribeiroia congolensi* (Faust & Hoffman, 1934) e *Ribeiroia marini* (Dollfus, 1950). *Ribeiroia ondatrae* foi registrada parasitando quarenta espécies de aves distribuídas em 10 ordens e 16 famílias. As prevalências mais altas foram registradas em aves das ordens Ciconiiformes, Falconiformes e Pelecaniformes, sempre associadas a ambientes lóticos (JOHNSON *et al.* 2004). Nas espécies do gênero *Phalacrocorax*, *R. ondatrae* foi registrada parasitando *P. brasilianus* na Argentina (OSTROWSKI DE NÚÑEZ 1968) e no México (RAMOS 1995). Este é o primeiro registro de *R. ondatrae* no sul do Brasil e o primeiro registro deste helminto neste hospedeiro no território brasileiro.

Somente três espécies de mamíferos são conhecidas como hospedeiros naturais de *R. ondatrae*. São elas: *Procyon lotor* (Linnaeus, 1758), *Taxidea taxus* (Schreber, 1777) e o hospedeiro tipo, *O. zibethica*. O primeiro hospedeiro intermediário destes digenéticos são moluscos planorbiídeos. São conhecidas 12 espécies de moluscos hospedeiros intermediários, distribuídas nos gêneros: *Biomphalaria* Preston, 1910, *Helisoma* Swainson, 1840 e *Planorbella* Haldeman, 1842. As cercárias penetram ativamente no segundo hospedeiro intermediário, peixes e anfíbios (YAMAGUTI 1975). Em peixes são encontradas na linha lateral, brânquias, lábios e narinas. Em anfíbios a prevalência é mais alta do que nos peixes e a infecção ocorre antes da metamorfose do girino em adulto. Nos girinos são encontradas, principalmente, na base dos membros posteriores, na cloaca, próximo à bexiga urinária e na margem ventral das mandíbulas (JOHNSON *et al.* 2004). *Ribeiroia ondatrae* tem causando deformidades e declínio na

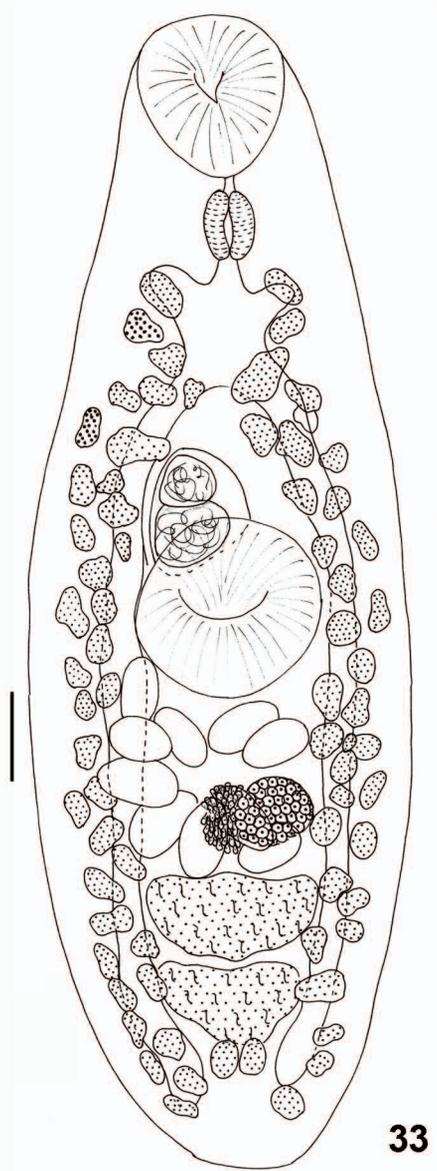
população em anfíbios (JOHNSON *et al.* 2004) problemas até a pouco tempo atribuídos à degradação de habitats naturais e à poluição ambiental (JOHNSON *et al.* 1999). O baixo grau de especificidade em todos os estágios do ciclo de vida e hábitos migratórios dos hospedeiros definitivos são responsáveis pela ocorrência de *R. ondatrae* em localidades distantes em todo o hemisfério ocidental (JOHNSON *et al.* 2004).

As variações morfológicas mais freqüentes encontradas em *R. ondatrae* são: (1) tamanho do corpo, (2) ausência de espinhos no tegumento, (3) comprimento da pré-faringe, (4) distribuição das glândulas vitelogênicas na região anterior do corpo, (5) comprimento da bolsa do cirro, e (6) tamanho dos ovos (JOHNSON *et al.* 2004). O reexame dos espécimes representativos mostra que a perda de espinhos do tegumento, pode ser resultado do congelamento do hospedeiro ou do exame de hospedeiros onde o processo de decomposição já tenha iniciado. Alguns espécimes examinados provenientes de *P. brasiliensis* coletados no Lago Guaíba apresentaram perda dos espinhos tegumentares. As demais variações morfológicas comuns a estes helmintos não foram encontradas no material examinado. Comparando as medidas aqui apresentadas com aquelas obtidas nos espécimes coletados em *P. brasiliensis* na Argentina por OSTROWSKI DE NÚÑEZ (1968) não foi verificada variação significativa.

**Figuras 30-32.** *Ribeiroia ondatrae*, parasita de biguá, *Phalacrocorax brasilianus*,  
fotomicrografias: (1) espécime montado *in toto*, barra = 200  $\mu\text{m}$ ; (2) cirro  
evertido, barra = 50  $\mu\text{m}$ ; (3) bolsa do cirro, (pp – pars prostática; vs – vesícula  
seminal bisseptada), barra = 50  $\mu\text{m}$ .



**Figura 33.** *Ribeiroia ondatrae*, parasita de biguá, *Phalacrocorax brasilianus*, espécime montado *in toto*, diagrama incompleto, barra = 200  $\mu\text{m}$ .



Família Prosthogonimidae (Lühe, 1909) Lahille, 1922

*Prosthogonimus ovatus* (Rudolphi, 1803) Lühe, 1899

Figs 34-38

**Descrição.** Baseada em 1 espécime coletado, montado *in toto* em lâmina permanente e medido. Prosthogonimidae. Corpo piriforme achatado (Figs 35 e 38), com 6,2 mm de comprimento, 2,7 mm de largura máxima na zona dos testículos. Ventosa oral subterminal, com 499 de comprimento, 482 de largura; acetábulo com 849 de comprimento, 821,87 de largura; relação diâmetro da ventosa oral/diâmetro do acetábulo 0,59:1. Prefaringe curta (Fig. 35); faringe pequena, doliiforme, muscular, com 171 de comprimento, 200 de largura; esôfago curto, com 598 de comprimento; bifurcação cecal pré-acetabular; cecos intestinais seguindo a curvatura do corpo, visíveis durante toda sua extensão, terminando no início do terceiro terço do corpo. Testículos similares em forma e tamanho, pré-equatoriais, pós-ovarianos, situados na mesma zona, em campos opostos; testículo direito com 815 de comprimento, 660 de largura; testículo esquerdo com 710 de comprimento, 671 de largura; bolsa do cirro alongada, estreita, estendendo-se do poro genital até a bifurcação cecal, vesícula seminal (vs) interna longa, enrolada; poro genital masculino e feminino separados (Fig. 35), porém próximos, subterminais e situados à esquerda da ventosa oral; ovário (Fig. 36 - o) lobado, à esquerda do corpo, pós-acetabular, intracecal, com 516 de comprimento, 654 de largura; glândula de Mehlis (Fig. 3 - gm) à direita do ovário; receptáculo seminal (rs) posterior ao ovário ou levemente sobreposto a este, com 148 de comprimento, 121 de largura. Canal de Laurer não observado; glândulas vitelogênicas laterais, predominantemente extracecal, iniciando antes da bifurcação cecal,

estendendo-se até o final do segundo terço do corpo; cada grupo de folículos em forma de cacho (Fig. 37); útero longo, ocupando toda a região pós-testicular com algumas voltas entre os testículos e o acetábulo; ovos numerosos, com 20 de comprimento, 10 de largura.

### **Resenha Taxonômica**

Hospedeiro. Biguá, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Local de infecção. Cloaca.

Localidade. Lago Guaíba, Guaíba, RS, Brasil (30°00'S, 051°15'W).

Prevalência. 2%.

Intensidade média de infecção. 1 helminto/hospedeiro.

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

Amplitude das intensidades de infecção. 1 helminto/hospedeiro.

Espécime depositado. CHIOC nº \_\_\_\_\_.

### **Comentários**

A família Prosthogonimidae (Lühe, 1909) Lahille, 1922 agrupa helmintos que vivem na bolsa de Fabricius, sob a membrana nictitante, oviduto, cloaca, cecos intestinais e fígado de aves e de mamíferos (YAMAGUTI 1971). As espécies do gênero *Prosthogonimus* Lühe, 1899 são notórias pela sua grande variação morfológica intraespecífica (TRAVASSOS 1928; BODDEKE 1960a, b; KOHN & FERNANDES 1972). Estes digenéticos são parasitos de aves domésticas e silvestres e têm sido registrados em uma ampla variedade de hospedeiros em todo o mundo. As prevalências mais altas são encontradas em aves fêmeas e juvenis devido à preferência de habitat destes helmintos pela bolsa de Fabricius (BODDEKE 1960a). Quando este órgão atrofia estes helmintos

migram para a cloaca ou para o oviduto, onde são encontrados em aves adultas. Existem divergências quanto ao número de espécies válidas deste gênero. BODDEKE (1960a, b) ressaltou a complexidade taxonômica do grupo e através de dados obtidos com infecções experimentais em aves indicou a existência de grande variação morfológica intraespecífica.

Travassos (1920 *apud* KOHN & FERNANDES 1972) referiu pela primeira vez a presença de *P. ovatus* no território brasileiro, como parasito de *Gallus domesticus* (Linnaeus, 1758). Em 1928, TRAVASSOS publicou o resultado de uma expedição ao Estado do Mato Grosso realizada em 1922 e registrou a presença de *P. ovatus* na cloaca das seguintes aves silvestres: *Harpiprion caerulescens* (Vieillot, 1818), *Piaya cayana* (Linnaeus, 1758), *Xiphorhynchus triangularis* (Lafresnaye, 1842), *Monasa nigrifrons* (Spix, 1824), e *Cyanocorax cyanomelas* (Vieillot, 1818). Diante da grande variação encontrada no material, o autor salientou a necessidade de revisar o gênero e comparar todas as formas conhecidas de *P. ovatus*. TRAVASSOS *et al.* (1969) compilaram os dados sobre os trematódeos digenéticos e seus hospedeiros no Brasil, acrescentando à lista de hospedeiros de *P. ovatus* as seguintes aves: *Capella paraguayae* (Vieillot, 1818), *Campylorhamphus trochilirostris* (Vieillot, 1818), *Crotophaga major* Gmelin, 1789, *Cyanocorax chrysops* (Vieillot, 1818), *Hydropsalis sp.*, *Larus dominicanus* Lichtenstein, 1823, *Mesembrinibis cayennensis* (Gmelin, 1789), *Pteroglossus aracari* (Linnaeus, 1758), *Sturnella superciliaris* (Bonaparte, 1850), *Thalasseus maximus* (Boddaert, 1783), *Thraupis sayaca* (Linnaeus, 1758), *Trichothraupis melanops* (Vieillot, 1818), e *Turdus amaurochalinus* Cabanis, 1850. A presença deste parasito já foi referida anteriormente nos Estados do Rio de Janeiro, Mato Grosso, Espírito Santo e Pará. Este, portanto, é o primeiro registro de *P. ovatus* na região sul do Brasil. Este é

também o primeiro registro deste parasito em uma ave do gênero *Phalacrocorax*, não só em território brasileiro, mas em todo o mundo.

A necessidade de revisão do gênero levantada por TRAVASSOS (1928), em parte, foi realizada por KOHN & FERNANDES (1972). Estas autoras revisaram todos os espécimes pertencentes ao gênero *Prosthogonimus* depositados na Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz. Foram examinados 84 espécimes provenientes de 22 espécies de hospedeiros. Os espécimes, quando analisados individualmente, apresentavam uma grande variação morfológica. Porém, quando estudados em conjunto, esta grande variação morfológica formava um gradiente. Desta forma, as autoras concluíram apesar da grande plasticidade fenotípica encontrada no material examinado, todos os espécimes depositados na Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz, pertenciam a uma única espécie, *P. ovatus*.

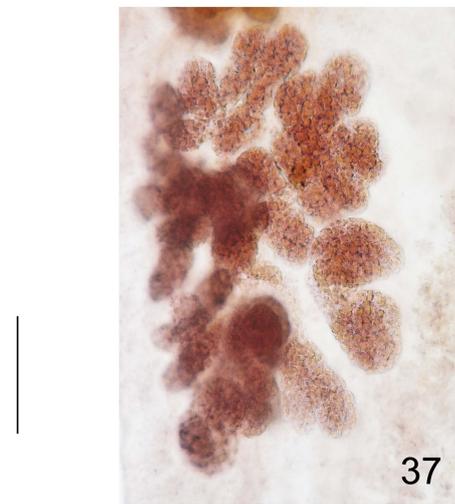
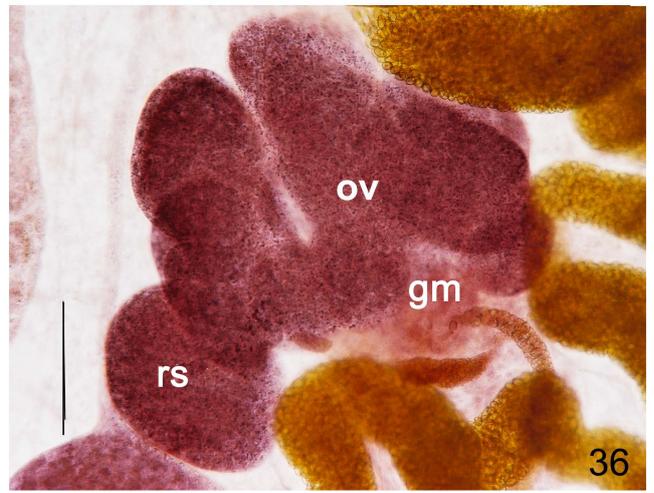
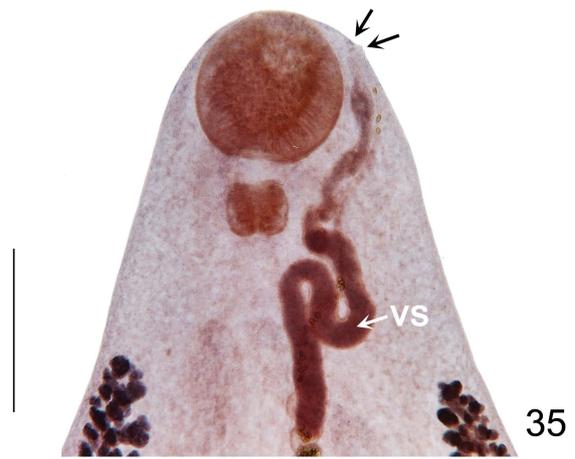
Com exceção da ausência de espinhos tegumentares no espécime coletado em *P. brasiliensis*, os demais caracteres estão dentro da variação morfológica apresentada por KOHN & FERNANDES (1972) para este digenético. A distribuição das glândulas vitelogênicas está no extremo superior do gradiente apresentado por KOHN & FERNANDES (1972).

BODDEKE (1960a) realizou infecções experimentais com *P. ovatus* em diferentes espécies de aves, com o objetivo de verificar até que ponto as variações morfológicas poderiam ser atribuídas à diferentes locais de infecção e hospedeiros. O autor observou que estes dois fatores influenciavam de maneira significativa na morfologia deste helminto e também que poderiam ser determinantes no seu tempo de desenvolvimento. Variação nas proporções entre a ventosa oral e a ventosa ventral, na posição do ovário, na localização do útero, na posição das glândulas vitelogênicas, no comprimento da bolsa do cirro e no tamanho dos ovos são induzidas pelo fator hospedeiro, e pela

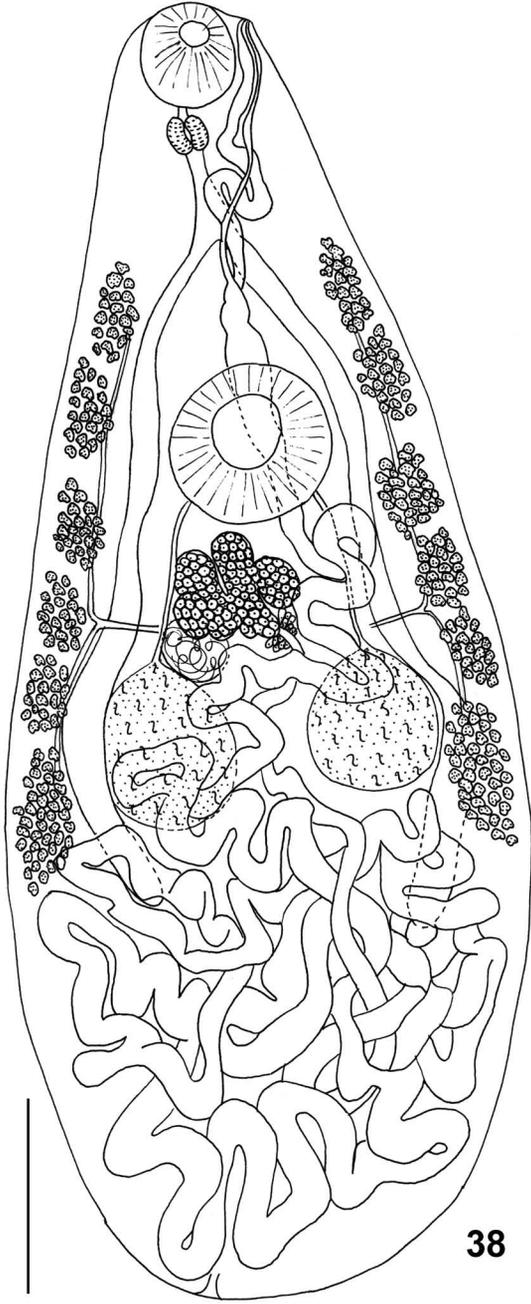
localização no hospedeiro (BODDEKE 1960b). KOHN & FERNANDES (1972) também atribuíram algumas destas variações aos mesmos fatores.

Variações encontradas no espécime coletado na cloaca de *P. brasilianus*, como a ausência de espinhos tegumentares e a distribuição das glândulas vitelogênicas, podem ser interpretadas como variações intra-específicas que talvez possam ter sido influenciadas pelo hospedeiro, já que até então este helminto não havia sido encontrado em aves do gênero *Phalacrocorax*.

**Figuras 34-37.** *Prosthogonimus ovatus*, parasita de biguá, *Phalacrocorax brasilianus*, fotomicrografias: (34) helminto *in toto*, vista ventral, barra = 800  $\mu\text{m}$ ; (35) detalhe da extremidade anterior, mostrando local de abertura dos poros genitais masculino e feminino, (vs – vesícula seminal), barra = 500  $\mu\text{m}$ ; (36) detalhe da genitália feminina, (ov – ovário; gm – glândula de Mehlis; rs – receptáculo seminal), barra = 150  $\mu\text{m}$ ; (37) detalhe de um conjunto de folículos vitelogênicos, mostrando o viteloduto, barra = 150  $\mu\text{m}$ .



**Figura 38.** *Prosthogonimus ovatus*, parasita de biguá, *Phalacrocorax brasilianus*,  
diagrama incompleto, barra = 1 mm.



### 5.1.2. Eucestoda

Superclasse Cercomeria Brooks, 1982

Classe Cercomeridea Brooks, O'Grady & Glen, 1985

Infraclasse Cercomeromorphae Bychowsky, 1937

Subclasse Cestodaria Monticelli, 1891

Superordem Eucestoda Southwell, 1930

Ordem Cyclophyllidea van Beneden *in* Braun, 1900

Família Dilepididae Railliet & Henry, 1909

*Paradilepis caballeroi* Rysavy & Macko, 1971

Figs 39-47

**Descrição.** Baseada em 12 espécimes. Dilepididae.

**Geral.** Estróbilo com 5,9 a 7,2 (6,7, 10, 0,4) de comprimento, 340 a 470 (385, 10, 34) de largura máxima. Escólex 266 a 355 (309, 9, 28) de comprimento, 260 a 405 (324, 9, 51) de largura; rostelo eversível (Figs 42-44), com 119 a 176 (136, 4, 27) de comprimento, 158 a 188 (175, 4, 16) de largura, armado com 24 ganchos dispostos em duas fileiras, cada uma com 12 ganchos; ganchos da fileira interna, maiores (Fig. 39), com 98 a 122 (115, 12, 5) de comprimento, lâmina com 52 a 59 (55, 12, 3) de comprimento, cabo com 49 a 66 (64, 12, 4) de comprimento; ganchos da fileira externa, menores (Fig. 40), com 76 a 89 (84, 12, 5) de comprimento, lâmina com 37 a 43 (39, 12, 3) de comprimento, cabo com 41 a 52 (48, 12, 4) de comprimento; quatro ventosas com 89 a 151 (116, 18, 18) de diâmetro. Colo curto (Fig. 45), com 180 a 200 (185, 10, 9) de comprimento. Proglótides craspédotas, retangulares com largura aumentando ao longo do estróbilo; proglótides com aparelho

reprodutor feminino e masculino; poro genital único, unilateral, sempre do lado esquerdo do corpo (Fig. 46). No estróbilo são reconhecidos quatro trechos: (1) masculino jovem, caracterizada pela presença dos primórdios testiculares, bolsa do cirro e ausência de cirro, composto por aproximadamente 20 proglótides, (2) masculino maduro, cirro desenvolvido, primórdios do sistema reprodutor feminino, formado por mais de 15 proglótides (3) feminino maduro, ovário e glândula vitelogênica bem desenvolvida, sistema reprodutor continua presente (Fig. 41), formado por, aproximadamente, 15 proglótides, e (4) proglótides grávidas, útero, repleto de ovos, substituindo completamente o ovário, trecho formado por mais de 20 proglótides.

**Sistema reprodutor masculino.** Quatro testículos, dois porais e dois aporais, sobrepostos, esféricos a ovais, na porção posterior da proglótide, com 54 a 82 (66, 10, 9) de comprimento, 56 a 76 (63, 10, 7) de largura; vesícula seminal externa à bolsa do cirro, estreita e alongada, voltas na metade anterior da proglótide, aporais; bolsa do cirro longa; cirro longo e estreito, armado com espinhos na porção distal (Fig. 47), com 107 a 117 (112, 10, 4) de comprimento.

**Sistema reprodutor feminino.** Ovário mediano formado por dois lobos unidos por um istmo estreito; glândula vitelogênica compacta, arredondada ou alongada, pós-ovariana e intertesticular, com 50 a 70 (60, 9, 8) de diâmetro; receptáculo seminal arredondado, pós-ovariano, intertesticular, com 60 a 80 (66, 9, 9) de diâmetro; vagina conspícua, com porção distal interna à bolsa do cirro e dorsal ao cirro; útero nas proglótides grávidas substituindo o ovário; ovos esféricos, com 22 a 32 (27, 40, 3) de diâmetro.

### **Resenha Taxonômica**

Hospedeiro. Biguá, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Local de infecção. Duodeno e jejuno-íleo.

Localidade. Lago Guaíba, Guaíba, RS, Brasil (30°00'S, 051°15'W).

Prevalência. 87,23%.

Intensidade média de infecção. 20,46 helmintos/hospedeiro.

Abundância média da infecção. 17,85 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção. 1 a 209 helmintos/hospedeiro.

Espécime depositado. CHIOC nº \_\_\_\_\_.

### **Comentários**

Os espécimes de cestóides encontrados no trato digestivo dos biguás coletados no Lago Guaíba, foram identificados como sendo da espécie *P. caballeroi*. Esta espécie é muito semelhante à *Paradilepis scolecina* (Rudolphi, 1819), porém, apresenta número diferente de ganchos no rostelo. *Paradilepis caballeroi* possui 24 ganchos dispostos em duas fileiras enquanto, *P. scolecina* 20 ganchos dispostos em duas fileiras. As distribuições geográficas de *P. scolecina* e *P. caballeroi*, também são diferentes, primeira é encontrada na Ásia, Europa, África e Austrália, enquanto a segunda é típica da Região Neotropical (SCHOLZ *et al.* 2002).

*Paradilepis caballeroi* foi descrita a partir de quatro espécimes, sendo três imaturos, coletados em *P. auritus floridanus* em Cuba (RYSAVY & MACKO 1971). Posteriormente, foi registrada em *P. brasilianus* nos E.U.A. (FEDYNICH *et al.* 1997) e no México (SCHOLZ *et al.* 2002). Somente FEDYNICH *et al.* (1997) apresentaram dados de prevalência e intensidade de infecção, 50% e 13,5 helmintos por hospedeiro, valores muito menores do que os encontradas na amostra coletada em biguás no Estado do Rio Grande do Sul. Este é o primeiro registro de *P. caballeroi* na América do Sul.





**Figuras 39-41.** *Paradilepis caballeroi*, cestóide parasita de biguá, *Phalacrocorax*

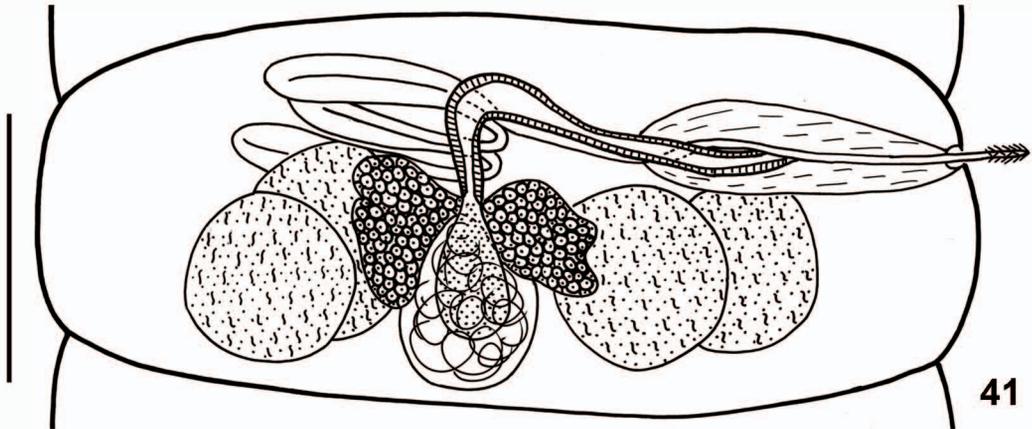
*brasilianus*, diagrama incompleto: (39-40) ganchos do rostelo: (39) ganchos da fileira interna, barra = 100  $\mu\text{m}$ ; (40) ganchos da fileira externa, barra = 50  $\mu\text{m}$ ; (41) proglótide madura, barra = 50  $\mu\text{m}$ .



39



40



41

**Figuras 42-47.** *Paradilepis caballeroi* parasita de biguá, *Phalacrocorax brasilianus*,  
fotomicrografias: (42-44) escólece, barra = 50  $\mu\text{m}$ ; (42) rostelo totalmente  
evertido; (43) rostelo parcialmente evertido; (44) rostelo invaginado; (45) colo,  
barra = 100  $\mu\text{m}$ ; (46) escólece, cirros no lado esquerdo do corpo, barra = 200  
 $\mu\text{m}$ ; (47) cirro mostrando espinhos na porção distal, barra = 50  $\mu\text{m}$ .



### 5.1.3. Nematoda

Filo Nematoda Potts, 1932

Classe Enoplea Inglis, 1983

Subclasse Dorylaimia Inglis, 1983

Ordem Dioctophymatida Baylis & Daubney, 1926

Subordem Dioctophymatina Skrjabin, 1927

Família Dioctophymatidae Castellani & Chalmers, 1910

*Eustrongylides* sp. (larva)

**Descrição.** Baseada em 1 espécime, larva de terceiro estágio montada em lactofenol. Dioctophymatidae. Corpo com cutícula estriada, com 108,0 mm de comprimento; 334 de largura na região do anel nervoso, 835 de largura na região do final do esôfago, 724 na extremidade posterior. Anel nervoso distando 306 da extremidade anterior. Poro excretor não observado. Esôfago com 22,4 mm de comprimento, 543 de largura máxima; com cerca de 20% do comprimento do corpo; intestino mais estreito que o esôfago, com 334 de largura.

#### Resenha Taxonômica

Hospedeiro. Biguá, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Local de infecção. Esôfago.

Localidade. Lago Guaíba, Guaíba, RS, Brasil (30°00'S, 051°15'W).

Prevalência. 2%.

Intensidade média de infecção. 1 helminto/hospedeiro.

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

Espécime depositado. CHIOC nº \_\_\_\_\_.

### **Comentários**

As espécies do gênero *Eustrongylides* têm peixes como segundo hospedeiro intermediário e aves piscívoras como hospedeiro definitivo. VICENTE *et al.* (1995a) registraram a presença de uma espécie indeterminada do gênero *Eustrongylides* em biguás no Brasil. Posteriormente, nenhuma outra espécie deste gênero foi registrada em *P. brasiliensis* no Brasil. Embora o espécime coletado no proventrículo do biguá tenha sido uma larva de terceiro estágio a identificação até nível genérico foi possível devido ao comprimento total do corpo do nematóide, comprimento do esôfago e a distância do anel nervoso à extremidade anterior.

Ordem Trichinellida Hall, 1916

Família Capillariidae Neveu-Lemaire, 1936

*Eucoleus contortus* (Creplin, 1839) Gagarin, 1951

Figs 48-59

**Descrição.** Baseada em 46 espécimes (10 machos e 10 fêmeas montados temporariamente em lactofenol e medidos; 16 fotografados em DIC e 10 corados em carmin de Semichon). Capillariidae.

**Geral.** Nematóides pequenos, finos, com a cutícula estriada transversalmente. Corpo fino, afilando em direção às extremidades. Extremidade anterior arredondada (Figs 48 e 57); boca pouco desenvolvida, papilas não visíveis com microscopia óptica; esôfago (Figs 48 e 57) constituído de porção muscular e porção glandular composta por uma fileira de esticócitos com bordo irregular (Figs 48, 50 e 57), comprimento variável; esticossomo terminando na junção do esôfago - intestinal onde estão localizadas duas células glandulares (Figs 50 e 57). Anel nervoso na porção inicial do esôfago muscular (Fig. 57). Machos menores que as fêmeas.

**Machos.** Corpo com 6,2 a 8,1 mm (6,9 mm, 10, 0,6 mm) de comprimento, 42 a 57 (50, 10, 5) de largura. Esôfago com 1,9 a 3,1 mm (2,6 mm, 10, 0,3 mm) de comprimento; relação comprimento do corpo/comprimento esôfago 2,25 a 3,54:1 (2,70:1, 10, 0,35); esticossoma com 28 a 41 esticócitos (33,6, 10, 5,1), com 1,7 a 2,9 mm (2,3 mm, 10, 0,4 mm) de comprimento. Anel nervoso distando de 65 a 117 (89, 10, 14) da extremidade anterior. Espículo de difícil visualização, curto, fino, com 307 a 422 (368, 35,14) de

comprimento; bainha espicular coberta por espinhos em toda sua extensão, com 1,2 a 1,5 mm (1,3 mm, 10, 0,1 mm); porção proximal com espinhos pequenos, pouco esclerotizados e dispersos estes são dispersos; porção mediana com espinhos longos, muito esclerotizados e bundantes (Figs 51 a 53); bolsa copuladora pouco desenvolvida, subterminal, formada por dois pequenos lobos laterais arredondados, unidos posteriormente por membrana cuticular dorsal (Fig. 51), cada um deles dotado de pequena papila (Figs 51 a 53).

**Fêmeas.** Corpo com 8,3 a 11,5 mm (10,1 mm, 10, 1,1 mm) de comprimento, 55 a 80 (68, 10, 7) de largura. Esôfago com 2,7 a 4,1 mm (3,4 mm, 10, 0,4 mm) de comprimento, relação comprimento do corpo/comprimento esôfago 2,7 a 3,4:1 (3:1, 10, 0,2). Esticossomo com 31 a 41 esticócitos (33,9, 10, 3), com 2,3 a 3,6 mm (3,1 mm, 10, 0,4) de comprimento. Anel nervoso distando de 65 a 117 (88, 10, 14) da extremidade anterior. Vagina pouco saliente (Figs 54 e 58), sem apêndice, distando 62 a 270 (114, 10, 59) do fim do esticossoma; vulva fortemente muscular, com ovos passando em fileira única (Fig. 58); ovos operculados nas duas extremidades, ovais, com a casca crenulada (Figs 54, 55 e 58) com 40 a 50 (46, 30, 3) de comprimento, 15 a 25 (22, 30, 2) de largura.

### **Resenha Taxonômica**

Sinônimos. *Trichosoma contortum* Creplin, 1839, *Thominx contorta* (Creplin, 1839),

*Thominx spirale* (Molin, 1858) Skrjabin & Schikhobalova, 1954, *Thominx railletii*

(López-Neyra, 1947) Skrjabin & Schikhobalova, 1954, *Eucoleus pachyderma*

(Linstow, 1877) López-Neyra, 1947, *Eucoleus laricola* Wassilkowa, 1930,

*Eucoleus tringae* Wang-Pu-Qin, 1982, *Capillaria thomascameroni* Mawson, 1969, *Capillaria venteli* de Freitas & de Almeida, 1935.

Hospedeiro. Biguá, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Local de infecção. Esôfago.

Localidade. Lago Guaíba, Guaíba, RS, Brasil (30°00'S, 051°15'W).

Prevalência. 63,04%.

Intensidade média de infecção. 118,17 helmintos/hospedeiro.

Abundância média da infecção. 74,50 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção. 1 a 561 helmintos/hospedeiro.

Espécimes depositados. CHIOC n° \_\_\_\_\_.

### **Comentários**

A família Capillariidae Neveu-Lemaire, 1936 representa um dos maiores grupos de nematóides trichurídeos. Estes nematóides parasitam todas as ordens de vertebrados (MORAVEC & SPRATT 1998). Do ponto de vista sistemático e taxonômico os nematóides capillariídeos são um dos grupos mais difíceis de serem trabalhados, devido à descrições com poucos caracteres e até mesmo devido à posição sistemática complicada do grupo. Muitos autores continuam incluindo estes nematóides na família Trichuridae (Ransom, 1911) Railliet, 1915 não aceitando o táxon proposto em 1936 por Neveu-Lemaire.

MORAVEC (1982) propôs um sistema de classificação para os nematóides capillariídeos baseado, principalmente, nas estruturas da cauda dos machos, considerando válidos 16 gêneros. Destes, sete são citados como parasitos de aves: *Pseudocapillaria* de Freitas, 1959, *Baruscapillaria* Moravec, 1982, *Echinocoleus* López-Neyra, 1947, *Capillaria*, *Eucoleus* Dujardin, 1845, *Pterothominx* de Freitas,

1959, *Aonchoteca* López-Neyra, 1947. Posteriormente, os gêneros *Ornithocapillaria* Baruš & Sergeeva, 1990 e *Tridenthocapillaria* Baruš & Sergeeva, 1990 foram propostos a partir de espécimes coletados em aves. Deste modo são oito os gêneros de nematóides da família Capillariidae encontrados em aves.

O gênero *Eucoleus* (*eu* = bonito; *coleus* = bainha) agrupa nematóides parasitos do trato respiratório de aves e de mamíferos (MORAVEC *et al.* 1987). Este gênero foi proposto por Dujardin que estudou todas as espécies deste grupo descritas até 1845. Todos os nematóides capillariídeos coletados na porção anterior do trato digestivo de aves devem ser agrupados no gênero *Eucoleus* (RYZHIKOV & SERGEEVA 1983). Baylis (1931 *apud* SKRJABIN 1954) sinonimizou os gêneros *Eucoleus* e *Hepaticola* Hall, 1916 a *Capillaria* (SKRJABIN 1954). Skrjabin (1939 *apud* SKRJABIN, 1954) reconheceu a independência do gênero *Eucoleus*, que foi sinonimizado a *Thominx* por Dujardin, 1845 e em 1846 por Skarbilovich. LÓPEZ-NEYRA (1947) reconheceu a independência do gênero, opinião compartilhada com Gagarin (1951 *apud* SKRJABIN 1954) e Chertkova (1952 *apud* SKRJABIN 1954).

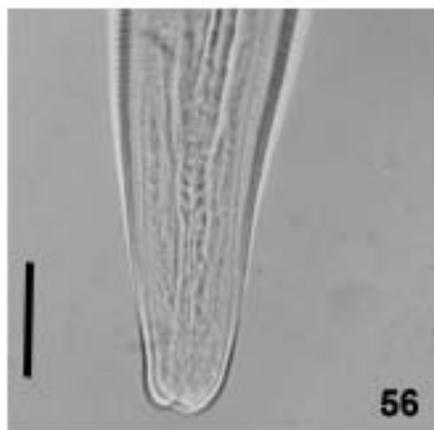
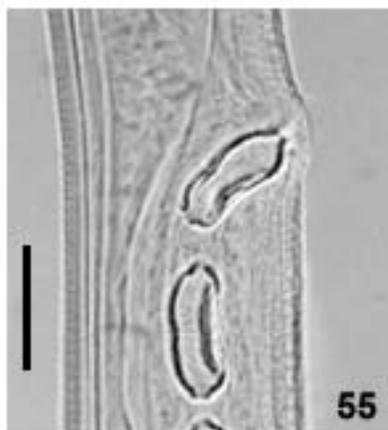
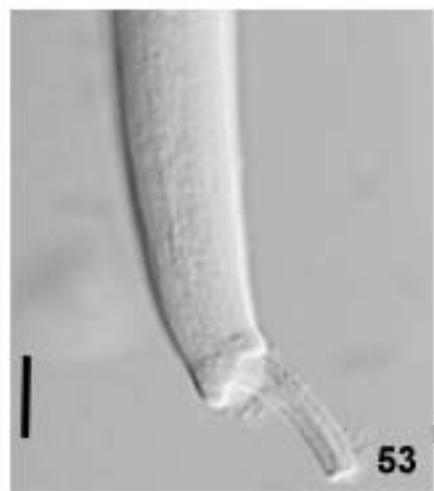
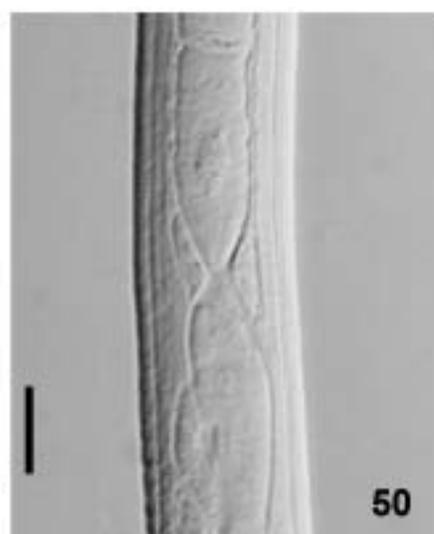
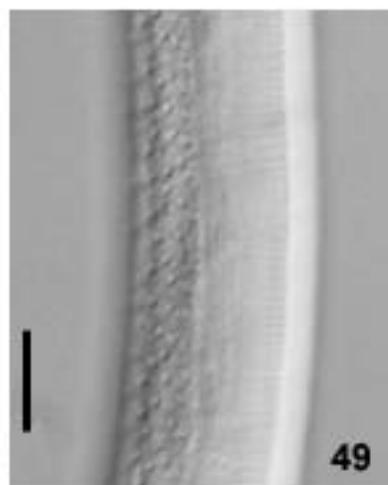
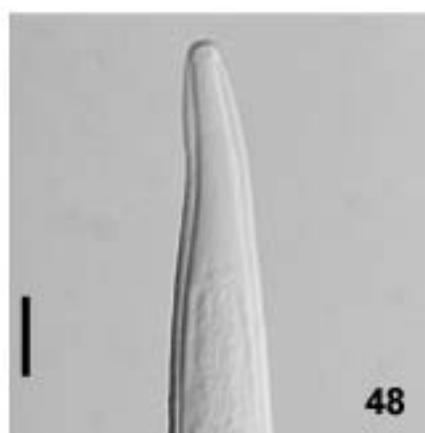
No Brasil, DE FREITAS & DE ALMEIDA (1936) registraram a presença de *Capillaria ventelli* de Freitas & de Almeida, 1935, sinonimizado a *E. spirale* por LÓPEZ-NEYRA (1947), em *Ajaja ajaia* (Linnaeus, 1758). Posteriormente, VICENTE *et al.* (1995a) compilaram informações sobre nematóides parasitos em aves no Brasil e registraram as seguintes espécies: *Eucoleus annulatus* (Molin, 1858) López-Neyra, 1947; *Eucoleus cairinae* (de Freitas & de Almeida, 1935) López-Neyra, 1947; *Eucoleus contortus* (Creplin, 1839) Gagarin, 1951; *Eucoleus dubius* (Travassos, 1917) López-Neyra, 1947; *Eucoleus penidoi* (de Freitas & de Almeida, 1935) López-Neyra, 1947, e *Eucoleus perforans* (Kotlán & Orosz, 1931) López-Neyra, 1947, porém, nenhuma destas espécies foi registrada parasitando *P. brasiliensis* no Brasil.

Assim como a delimitação dos caracteres do gênero *Eucoleus* foi imprescindível para a compreensão da taxonomia do grupo, o mesmo se faz necessário para a espécie *E. contortus*. Esta espécie, de ampla distribuição geográfica, parasita diversas espécies de aves de diferentes ordens. LÓPEZ-NEYRA (1947) já levantava a necessidade de uma minuciosa revisão e delimitação dos caracteres específicos de *E. contortus*. Devido a variações em caracteres como a relação entre a porção esofágica e a porção intestinal do corpo, a presença ou ausência do espículo, o tamanho dos ovos e diferentes habitats destes parasitos, LÓPEZ-NEYRA (1947) reforçou a necessidade da delimitação da espécie em questão e de novos arranjos para agrupar os helmintos até então colocados neste grupo. RYZHIKOV & SERGEEVA (1983) concordando com outros autores no que diz respeito à *Eucoleus contortus* ser um complexo de espécies, listou *Eucoleus corvicola* (Wassilkowa, 1930); *E. laricola* (Wassilkowa, 1930); *Eucoleus pachyderma* (Linstow, 1877); *Eucoleus frugilegus* (Czaplinski, 1962), *Eucoleus esophagealis* (Rietschel, 1972) como sinônimos de *E. contortus*.

BARUŠ & SERGEEVA (1989) em uma revisão dos gêneros *Eucoleus* e *Echinocoleus* parasitos de aves na região Paleártica sugeriram que todos os nematóides parasitos no esôfago de aves aquáticas sejam considerados co-específicos e sejam combinados em um único táxon válido. Também propuseram que *E. contortus* e os nematóides parasitos do esôfago de aves terrestres sejam reunidos em uma unidade específica, *E. dispar* (Dujardin, 1845). *Eucoleus contortus* foi registrada em *P. carbo* (Linnaeus, 1758) (FRANTOVÁ 2001). *Eucoleus contortus* foi registrado em *P. brasilianus* por FEDYNICH *et al.* (1997). Este é o primeiro registro desta espécie em *P. brasilianus* no Brasil.

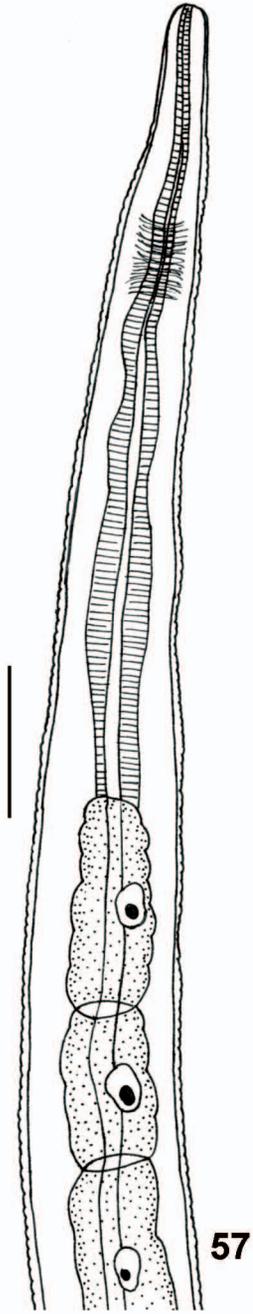
**Figuras 48-56.** *Eucoleus contortus*, parasita de biguá, *Phalacrocorax brasilianus*

fotografado em microscópio óptico com contraste de interferência diferencial (DIC): (48) extremidade anterior, início do esticossoma, barra = 40  $\mu$ m; (49) faixa bacilar lateral, barra = 30  $\mu$ m; (50) junção esôfago-intestinal de um macho, barra = 30  $\mu$ m; (51) extremidade posterior de um macho, vista ventral, barra = 30  $\mu$ m; (52) extremidade posterior de um macho, vista ventral, barra = 30  $\mu$ m; (53) extremidade posterior de um macho, vista lateral, baínha evertida, barra = 30  $\mu$ m; (54) fêmea, região da vagina e vulva, barra = 30  $\mu$ m; (55) fêmea, ovos no útero, barra = 30  $\mu$ m; (56) extremidade posterior de uma fêmea, barra = 35  $\mu$ m.

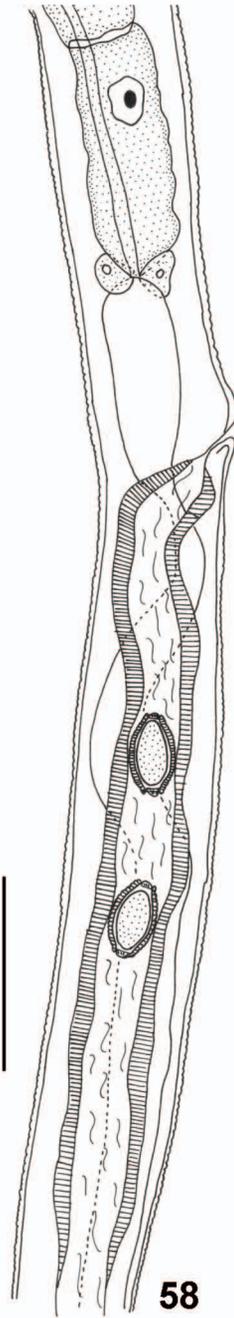


**Figuras 57-59.** *Eucoleus contortus*, parasita de biguá, *Phalacrocorax brasilianus*,

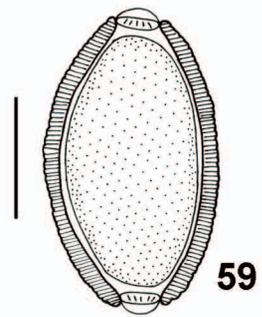
diagramas incompletos: (57) extremidade anterior, barra = 100  $\mu$ m; (58) fêmea, junção esôfago-intestinal, vagina e vulva, barra = 100  $\mu$ m; (59) ovo, barra = 25  $\mu$ m.



57



58



59

*Ornithocapillaria appendiculata* (de Freitas, 1933)

Moravec, Salgado-Maldonado & Osório-Sarabia, 2000

Figs 60-72

**Descrição** Baseada em 32 espécimes (8 machos e 6 fêmeas montados temporariamente em lactofenol e medidos; 8 fotografados em DIC e 10 corados em carmin de Semichon). Capillariidae.

**Geral.** Nematóides longos, muito finos. Dimorfismo sexual evidente, machos menores que as fêmeas. Cutícula lisa. Quatro faixas bacilares presentes, uma dorsal, uma ventral e duas laterais. Extremidade anterior arredondada (Fig. 60); boca pouco desenvolvida, papilas não visíveis com microscopia óptica; esôfago (Fig. 60) com aproximadamente 1/3 do comprimento do corpo, constituído por porção muscular e porção glandular composta por fileira de esticócitos divididos de sete a nove anéis, com núcleos grandes de forma variada (Fig. 61); duas células glandulares de tamanho médio, localizadas na junção esôfago-intestinal. Anel nervoso na porção inicial do esôfago muscular (Fig. 60).

**Machos.** Corpo com 12,9 a 16,1 mm (14,7 mm, 8, 0,9 mm) de comprimento, 42 a 60 (50, 8, 5) de largura máxima. Esôfago com 4,6 a 5,7 mm (5,3 mm, 8, 0,4 mm), composto por duas porções distintas; porção proximal muscular, com 360 a 477 (412, 8, 40); porção distal, esticossomo, com 4,6 a 5,7 mm (5,3 mm, 8, 0,4 mm) de comprimento, 32 a 40 (36, 8, 35) de largura; composto por 45 a 49 (46, 8, 1) esticócitos; relação comprimento do corpo/comprimento esôfago 2,5 a 3,1:1 (2,8:1, 8, 0,2). Anel nervoso distando de 70 a 90 (79, 8, 7) da extremidade anterior. Espículo distante da extremidade posterior do corpo (Fig. 72), longo, fino, com 2,0 a 3,9 mm (2,4 mm, 8,

0,6) de comprimento, 17 a 30 (21, 8, 4) de largura na base (Fig. 67); 7 a 10 (8, 8, 1) de largura na ponta; bainha espicular estriada, com 2,7 a 7,3 mm (5,2 mm, 8, 1,5 mm) de comprimento; com quatro formas distintas de ornamentação, porção anterior estriada (Fig. 68), porção média anterior 'estrelada' (Fig. 69), porção média posterior com 'pregas largas' (Fig. 70), porção posterior com 'pregas estreitas' (Fig. 71); bolsa copuladora membranosa, grande e larga (Figs 62, 65, 66 e 72), formada por dois lobos laterais unidos por membrana dorsal mais curta; cada um dos lobos com uma papila, com 52 a 65 (57, 8, 4) de comprimento, 60 a 70 (65, 8, 4) de largura.

**Fêmeas.** Corpo com 20,7 a 25,9 mm (24,1 mm, 6, 1,8 mm) de comprimento e 65 a 90 (72, 6, 9 mm) de largura. Esôfago com 4,9 a 7,9 mm (6,6 mm, 6, 0,4 mm) de comprimento, composto por porção proximal muscular com 410 a 530 (466, 6, 47) de comprimento; esticossomo composto de 43 a 45 (44, 6, 1) esticócitos, com 4,4 a 7,5 mm (6,2 mm, 6, 1,1 mm) de comprimento, 35 a 55 (44, 6, 7) de largura; relação comprimento do corpo/comprimento esôfago 2,9 a 4,9:1 (3,7:1, 6, 0,7). Anel nervoso distando 75 a 95 (79, 6, 7) da extremidade anterior. Abertura vulvar distando 6,1 a 7,6 mm (6,9 mm, 6, 0,6 mm) da extremidade anterior e 57 a 137 (81, 6, 29) da junção esôfago-intestinal (Fig. 63); apêndice vulvar (Fig. 63) longo, aumentando de largura em direção à sua região posterior, com 70 a 90 (80, 6, 8). Ovos ovais (Fig. 64), operculados em ambas as extremidades, os bordos voltados para o exterior, casca crenulada, com 45 a 52 (49, 18, 2) de comprimento, 17 a 27 (23, 18, 2) de largura. Cauda com 2 a 4 (3, 6, 1) de comprimento.

### **Resenha Taxonômica**

Sinônimo. *Capillaria appendiculata* de Freitas, 1933.

Hospedeiro. Biguá, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Local de infecção. Intestino grosso e cloaca.

Localidade. Lago Guaíba, Guaíba, RS, Brasil (30°00'S, 051°15'W).

Prevalência. 51,06%

Intensidade média de infecção. 25 helmintos/hospedeiro.

Abundância média da infecção. 12,77 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção. 1 a 135 helmintos/hospedeiro.

Espécimes depositados. CHIOC n° \_\_\_\_\_.

### **Comentários**

Os nematóides coletados no intestino grosso e cloaca de biguás do Lago Guaíba, foram determinados como pertencendo ao gênero *Baruscapillaria* Moravec, 1982, de acordo com a chave para nematóides capilariídeos proposta por MORAVEC (1982). Após a publicação desta chave dois novos gêneros de capilariídeos parasitos de aves foram propostos, *Tridentocapillaria* e *Ornithocapillaria*. As espécies do gênero *Baruscapillaria* podem ser facilmente diferenciadas das do gênero *Tridentocapillaria*. Nas espécies do gênero *Tridentocapillaria*, os machos, apresentam baínha espicular armada na porção distal e pseudo-bolsa copuladora pouco desenvolvida (BARUŠ & SERGEEVA 1990), enquanto os machos das espécies do gênero *Baruscapillaria* possuem baínha espicular sem espinhos e pseudo-bolsa copuladora bem desenvolvida (MORAVEC 1982).

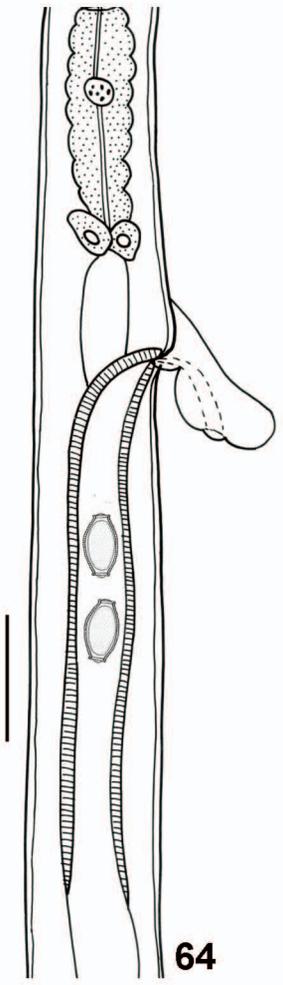
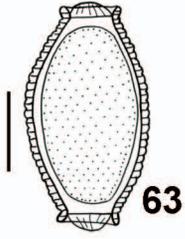
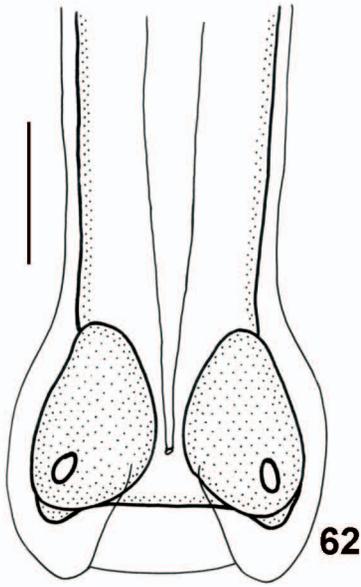
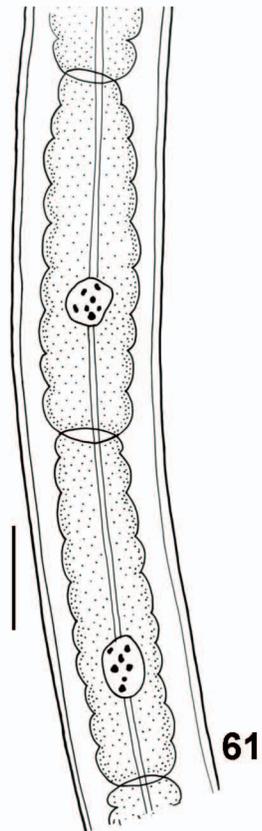
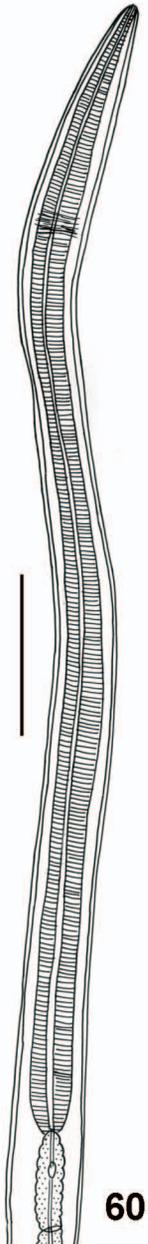
O gênero *Ornithocapillaria* foi proposto para agrupar espécies que pertenciam ao gênero *Baruscapillaria*, porém possuem apêndice vulvar e pela pseudo-bolsa copuladora maior. Os espécimes coletados nos biguás possuem apêndice vulvar desenvolvido e bolsa copuladora com morfologia e tamanho semelhantes as que

caracterizam as espécies gênero *Ornithocapillaria*. Por isto, foram classificados como pertencendo ao gênero *Ornithocapillaria* e não ao gênero *Baruscapillaria*.

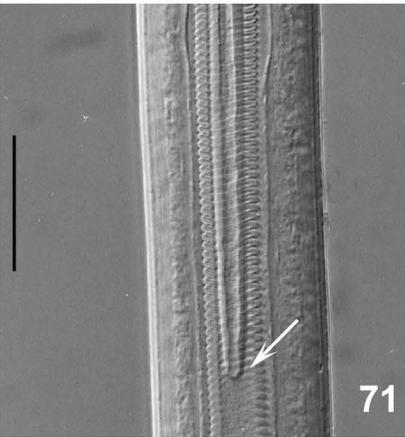
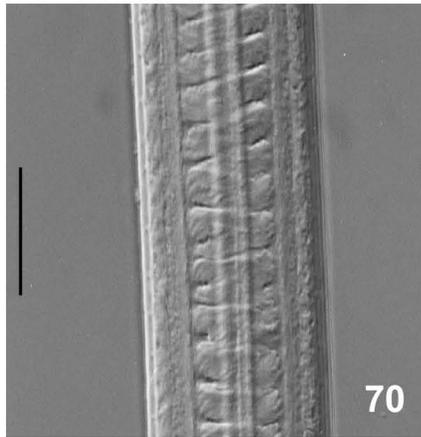
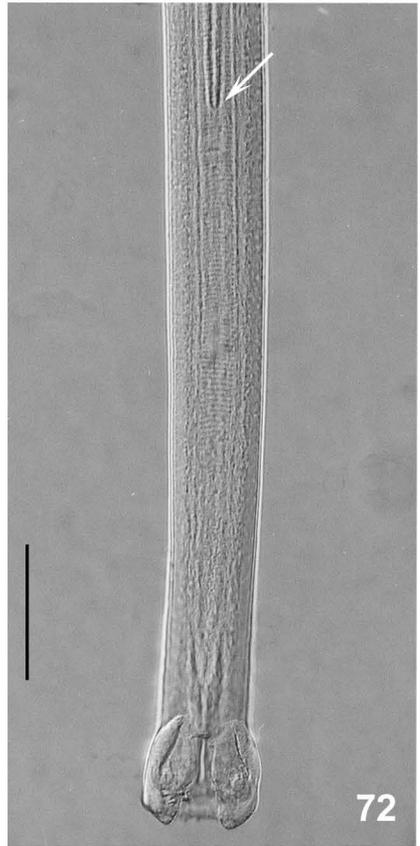
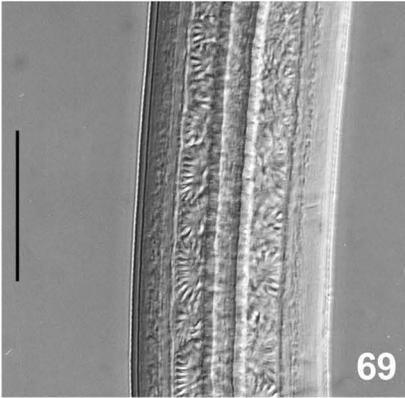
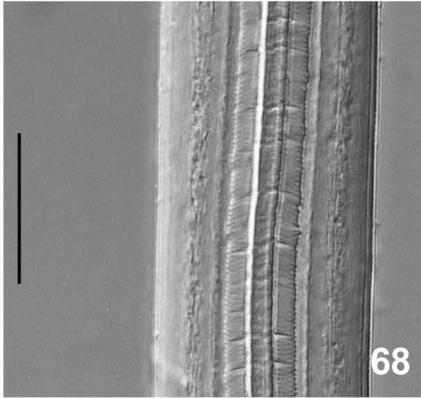
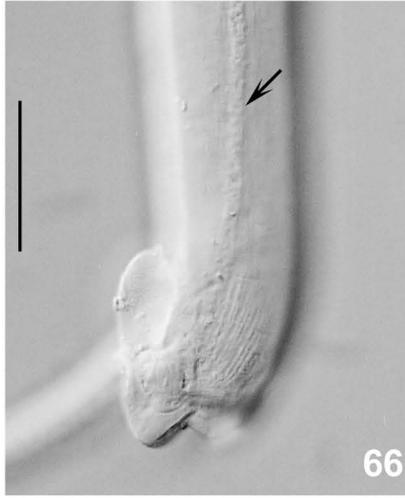
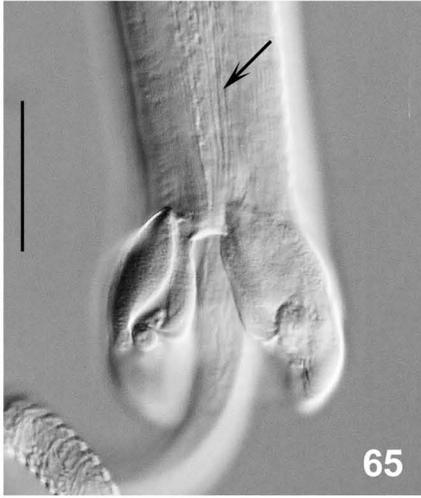
BARUŠ & SERGEEVA (1990) quando propuseram o gênero *Ornithocapillaria* designaram *Ornithocapillaria ovopunctata* (Rudolphi, 1819) Baruš & Sergeeva, 1990 como espécie-tipo e propuseram três novas combinações, *Ornithocapillaria quisicali* (Read, 1949) Baruš & Sergeeva, 1990, *Ornithocapillaria picorum* (Rudolphi, 1819) Baruš & Sergeeva, 1990 e *Ornithocapillaria cylindrica* (Eberth, 1863) Baruš & Sergeeva, 1990. MORAVEC *et al.* (2000) propuseram três novas combinações, *Ornithocapillaria appenciculata* (de Freitas, 1933) Moravec, Salgado-Maldonado & Osório-Sarabia, 2000, *Ornithocapillaria phalacrocoraxi* (Borgarenko, 1975) Moravec, Salgado-Maldonado & Osório-Sarabia, 2000 e *Ornithocapillaria carbonis* (Dubinin & Dubinina, 1940) Moravec, Salgado-Maldonado & Osório-Sarabia, 2000, todas parasitas de aves do gênero *Phalacrocorax*. Atualmente, o gênero *Ornithocapillaria* agrupa sete espécies, mas somente uma, *O. appenciculata* é encontrada no novo mundo (MORAVEC *et al.* 2000). *Ornithocapillaria appenciculata* tem como hospedeiro tipo *P. brasilianus*, e o Brasil como localidade tipo. Após a descrição da espécie, esta foi registrada novamente parasitando biguás no Brasil por VICENTE *et al.* (1995a). Embora o hospedeiro tipo seja o biguá, *O. appenciculata* foi registrada por MORAVEC *et al.* (2000) parasitando o intestino de peixes no México. Os espécimes coletados nestes hospedeiros foram descritos e os caracteres morfológicos ricamente ilustrados, o que havia sido feito de forma incompleta na descrição original (MORAVEC *et al.* 2000). O autor atribuiu a infecção, que chamou de acidental em peixes, à ingestão de fezes de biguás contendo formas imaturas dos nematóides que são parasitos da porção posterior do trato digestivo destas aves.

Os espécimes provenientes do biguá são maiores que aqueles coletados em peixes no México por MORAVEC *et al.* (2000). Este é o primeiro registro de *O. appendiculata* no sul do Brasil, sendo o único que apresentou dados de prevalência, intensidade média de infecção e abundância.

**Figuras 60-64.** *Ornithocapillaria appendiculata*, parasita de biguá, *Phalacrocorax brasiliensis*, diagrama incompleto: (60) extremidade anterior, barra = 50  $\mu$ m; (61) esticócitos, barra = 50  $\mu$ m; (62) macho, detalhe da bolsa copuladora em vista ventral, barra = 30  $\mu$ m; (63) fêmea, junção esôfago-intestinal, vagina, vulva e apêndice vulvar, barra = 50  $\mu$ m; (64) ovo, barra = 20  $\mu$ m.



**Figuras 65-72.** *Ornithocapillaria appendiculata*, espécimes machos, parasita de biguá, *Phalacrocorax brasilianus* fotografado em microscópio óptico com contraste de interferência diferencial (DIC), barra = 50  $\mu\text{m}$ : (65) bolsa copuladora, vista ventral, foco na região ventral; (66) bolsa copuladora, vista lateral; (67) porção proximal do espículo, vista lateral; (68) porção inicial baínha espicular; (69) porção média anterior da baínha espicular; (70) porção média posterior da baínha espicular; (71) porção distal da baínha espicular, extremidade posterior do espículo (seta); (72) distância da extremidade posterior do espículo à região posterior do corpo.



## Capilariídeo não identificado

Figs 73-74

**Descrição.** Baseada em 4 espécimes fêmeas. Capillariidae. Nematóides pequenos e finos com a cutícula lisa. Corpo fino, em forma de fio, afinando em direção as extremidades. Extremidade anterior arredondada; boca pouco desenvolvida e papilas não visíveis com microscopia óptica. Esôfago constituído de uma porção muscular e esticossomo, constituído por uma fileira de esticócitos de bordo anelado (Fig. 73). Anel nervoso na porção média do esôfago muscular (Fig. 73). Esticossomo terminando na junção do esôfago com o intestino onde estão localizadas duas células glandulares (Fig. 73).

**Fêmeas.** Corpo com 13,9 a 15,0 mm (14,4 mm, 4, 0,5 mm) de comprimento, 40 a 45 (43, 4, 2) de largura. Esôfago com 1,6 a 1,8 mm (1,7 mm, 4, 0,1 mm) de comprimento, relação comprimento do corpo/comprimento esôfago 8,31 a 9,69:1 (9,03:1, 4, 0,59); porção muscular 91 a 101 (95, 4, 4) de comprimento, 8 a 10 (9, 4, 1) de largura; esticossomo composto por 15 esticócitos, com 1,5 a 1,7 mm (1,6 mm, 4, 0,1 mm) de comprimento, 10 a 13 (11, 4, 1) de largura. Anel nervoso distando de 43 a 52 (47, 4, 4) da extremidade anterior. Vulva pouco saliente (Fig. 74), sem apêndice distando 27 a 35 (31, 4, 4) do fim do esticossomo; vagina fortemente muscular, ovos passando em fileira única; ovos operculados, ovais, com a casca crenulada, com 43 a 44 (43, 10, 1) de comprimento, 23 a 27 (25, 10, 1) de largura.

**Resenha Taxonômica**

Hospedeiro. Biguá, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Local de infecção. Duodeno.

Local de coleta do hospedeiro. Lago Guaíba, Guaíba, RS, Brasil (30°00'S, 051°15'W).

Prevalência. 12,76%.

Intensidade média de infecção. 2,83 helmintos/hospedeiro.

Abundância média da infecção. 0,36 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção. 1 a 9 helmintos/hospedeiro.

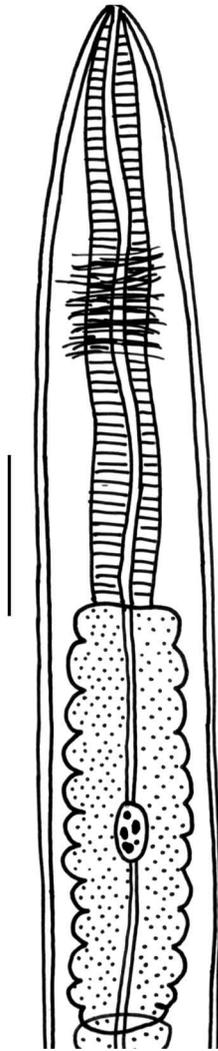
Espécime depositado. CHIOC n° \_\_\_\_\_.

### **Comentários**

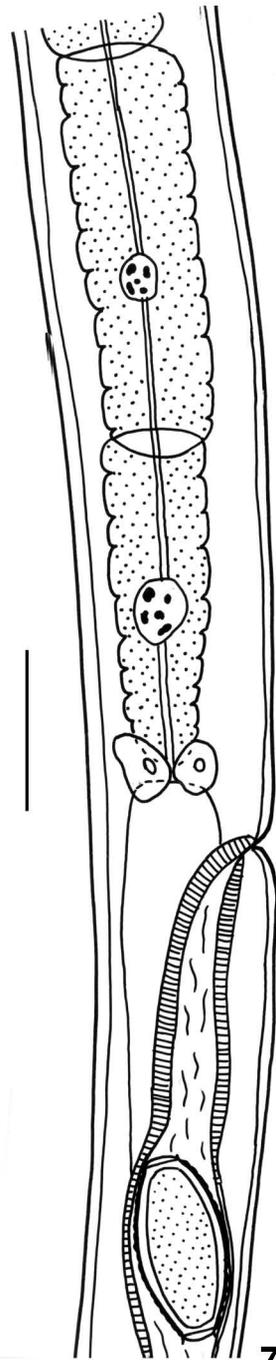
A taxonomia dos nematóides capilariídeos é baseada em caracteres da extremidade posterior dos machos, características da bainha do espículo e morfologia da bolsa copuladora. Não foi possível a determinação do gênero dos nematóides capilariídeos encontrados no duodeno dos biguás, devido ao fato de todos os espécimes coletados serem fêmeas. Não há registro de nematóides capilariídeos no duodeno de *P. brasilianus*.

**Figuras 73-74.** Capilariídeo não identificado, parasita de biguá, *Phalacrocorax*

*brasilianus*: (73) extremidade anterior, barra = 20  $\mu$ m; (74) fêmea, junção esôfago-intestinal, vagina e vulva, barra = 20  $\mu$ m.



73



74

Classe Chromadorea Inglis, 1983

Subclasse Chromadoria Pearse, 1942

Ordem Rhabditida Chitwood, 1933

Subordem Spirurina Railliet, 1914

Infraordem Spiruromorpha Ley & Blaxter *in* Lee, 2002

Superfamília Habronematoidea Chitwood & Wehr, 1932

Família Tetrameridae Travassos, 1914

*Tetrameres (Gynaecophila) sp.*

Figs 75-84

**Descrição.** Baseada em 22 espécimes, 9 machos e 13 fêmeas, montados, temporariamente, em lactofenol e medidos. Tetrameridae.

**Geral.** Dimorfismo sexual acentuado, machos filiformes, com pouco mais da metade do comprimento das fêmeas. Fêmeas antes da cópula filiformes, depois tornam-se globulares (Fig. 76) com quatro depressões longitudinais acentuadas (Fig. 77). Fêmeas grávidas habitam as glândulas secretoras de ácido clorídrico do proventrículo (criptas de Lieberkühn), onde se alimentam de sangue, por isto se tornam vermelhas (Fig. 77). As glândulas infectadas podem ser facilmente reconhecidas, pois apresentam o poro escurecido (Fig. 75). Machos filiformes durante toda a vida, podem viver no lúmen do proventrículo ou com as fêmeas no interior das criptas de Lieberkühn (Fig. 77 - seta).

**Machos.** Corpo pequeno (Fig. 78), filiforme, esbranquiçado, sem espinhos, com 2,8 a 4,2 mm (3,6 mm, 9, 0,4 mm) de comprimento, 100 a 205 (168, 8, 29) de largura. Anel

nervoso e poro excretor distando 177 a 360 (227, 5, 62) e 1,7 a 1,9 mm (1,8 mm, 4, 0,1 mm) da extremidade anterior do corpo, respectivamente. Cápsula bucal com forma de barril, esclerotizada, com 20 a 30 (26, 9, 3) de comprimento, 12 a 17 (14, 9, 1) de largura; esôfago com 0,9 a 1,3 mm (1,1 mm, 9, 0,1 mm) de comprimento, 40 a 60 (51, 9, 8) de largura; relação comprimento do esôfago/comprimento do corpo 0,24 a 0,33:1 (0,28:1, 9, 0,03); intestino largo. Espículos desiguais (Fig. 78, setas indicando porção proximal dos espículos) e dissimilares; espículo maior com a mesma largura em toda sua extensão (Fig. 79), com 2,3 a 3,2 mm (2,6 mm, 8, 0,3 mm) de comprimento; espículo menor com porção proximal mais larga (Fig. 80) com 130 a 230 (167, 8, 33) de comprimento; relação comprimento do espículo maior/comprimento do espículo menor 14,0 a 17,5:1 (15,8:1, 8, 1,1); cauda afilada, com cinco pares de papilas pós-cloacais (Fig. 80 – setas escuras), com 132 a 170 (151, 8, 26) de comprimento.

**Fêmeas.** Corpo globular, vermelho pela ingestão de sangue, com 3,9 a 6,6 mm (5,1 mm, 13, 0,7 mm) de comprimento, 1,7 a 3,0 mm (2,4 mm, 13, 0,7 mm) de largura. Anel nervoso e poro excretor distando 100 a 225 (171, 3, 54) da extremidade anterior do corpo. Cápsula bucal com forma de barril, esclerotizada, com 22 a 30 (28, 13, 3) de comprimento, 15 a 20 (18, 13, 2) de largura; esôfago (Fig. 81) com 0,6 a 1,1 mm (0,9 mm, 13, 0,3 mm) de comprimento, 70 a 122 (97, 13, 16) de largura; relação comprimento do esôfago/comprimento do corpo 0,14 a 0,23:1 (0,18:1, 13, 0,04); intestino largo com conteúdo escuro. Cauda curta, devido ao desenvolvimento do restante do corpo (Figs 82 e 84), vulva e ânus (Figs 82 e 84) distando 170 a 620 (353, 8, 236) e 110 e 205 (171, 9, 37) da extremidade posterior do corpo, respectivamente; ovos embrionados (Fig. 83), com 34 a 42 (39,10, 3) de comprimento, 21 a 26 (27, 10, 2) de largura.

### Resenha Taxonômica

Hospedeiro. Biguá, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Local de infecção. Machos no lúmem do proventrículo ou no interior das criptas de Lieberkühn com as fêmeas.

Localidade. Lago Guaíba, Guaíba, RS, Brasil (30°00'S, 051°15'W).

Prevalência. 31,91%.

Intensidade média de infecção. 15,53 helmintos/hospedeiro.

Abundância média da infecção. 4,96 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção. 1 a 116 helmintos/hospedeiro.

Espécimes depositados. CHIOC nº \_\_\_\_\_.

### Comentários

O nome genérico *Tropisurus* foi proposto por Diesing em 1935 e foi emendado corretamente para *Tropidurus* em 1935 por Wiegmann, e em 1846 por Agassiz. No entanto, este nome genérico já havia sido utilizado por Neuwied para designar lagartos. A Comissão Internacional de Nomenclatura Zoológica (CINZ) decidiu que o nome genérico *Tropidurus* deveria ser usado. Porém, ouvindo manifestação durante plenária, a CINZ deu parecer favorável ao uso do nome genérico *Tetrameres* Creplin, 1846, devido ao grande número de espécies descritas neste gênero em curto período. Apesar da decisão da CINZ, YAMAGUTI (1961) continuou considerando *Tropisurus* válido e propôs a família Tropisuridae. CHABAUD (1975) reconheceu a família Tetrameridae proposta por Travassos em 1914, sendo este nome aceito deste então.

TRAVASSOS (1914) reconheceu dois padrões diferentes no corpo das fêmeas das espécies do gênero *Tetrameres*. Em um dos grupos, as fêmeas tinham o corpo globular e

no outro tinham o corpo espiralado ao redor do seu próprio eixo. Baseado nestes padrões e em diferenças na morfologia dos machos, o autor propôs a separação do grupo em dois subgêneros. O subgênero *Tetrameres*, agrupou nematóides cujas fêmeas têm corpo globular, machos têm corpo guarnecido por saliências papiliformes ou espinhos nos campos laterais e espículo longo em relação ao comprimento do corpo. O subgênero *Microtetrameres*, agrupou nematóides cujas fêmeas têm corpo espiralado e, machos com corpo sem saliências ou espinhos, e espículos com aproximadamente 2/3 do comprimento do corpo. Atualmente, *Tetrameres* e *Microtetrameres* são considerados gêneros diferentes. No gênero *Tetrameres* são reconhecidos 3 subgêneros, *Petrowimeres* Chertkova, 1953, caracterizado pela presença de cordões ou asas laterais e/ou estruturas cuticulares anteriores internamente apoiadas por papilas cervicais (PENCE *et al.* 1975); *Tetrameres* caracterizado pela presença de espinhos cuticulares bem desenvolvidos e *Gynaecophila* caracterizado pela ausência destes.

MOLLHAGEN (1991) revisou a literatura sobre os nematóides deste gênero publicada entre 1835 e 1985, elaborando uma lista completa dos trabalhos publicados neste período. Segundo o autor, mais de 100 espécies foram descritas como pertencendo ao gênero *Tetrameres* ou um de seus sinônimos. Porém, com a revisão e reclassificação destes nematóides este número foi reduzido em aproximadamente 80%. Pouco se conhece sobre a biologia, a fisiologia, e a ecologia das espécies do gênero *Tetrameres*. O interesse reduzido neste assunto está relacionado ao fato destas espécies não infectarem seres humanos e, raramente parasitarem em aves domésticas. Após MOLLHAGEN (1991), foram descritas duas espécies novas na América do Sul. *Tetrameres (Tetrameres) spirospiculum* Pinto & Vicente, 1995 parasita de *Theristicus caudatus caudatus* (Boddaert, 1783) do Estado do Mato Grosso descrita a partir de espécimes coletados entre 1922 e 1940 depositados na Coleção Helmintológica do

Instituto Oswaldo Cruz (CHIOC) (PINTO & VICENTE 1995) e registrada no mesmo hospedeiro na Argentina (DIGIANI & CREMONTE 2001) e *Tetrameres (Gynaecophila) aspicula* Digiani, 2000 parasita de *Plegadis chihi* (Vieillot, 1817) na Argentina.

TRAVASSOS (1915) compilou as informações disponíveis até então, sobre as espécies do gênero *Tetrameres* parasitas de aves brasileiras. O mesmo foi feito por VICENTE *et al.* (1995a), que na ocasião registraram 13 espécies do gênero *Tetrameres* em aves no Brasil, porém nenhuma delas em aves do gênero *Phalacrocorax*. Comparando a descrição dos espécimes encontrados no biguá (presente trabalho), com os das espécies registradas para o Brasil, chama atenção a diferença da relação do comprimento total dos espículos, muito maior em espécimes coletados em biguás do Lago Guaíba, que a relação encontrada nas demais espécies. Entre as espécies registradas por VICENTE *et al.* (1995a), *Tetrameres fissispina* (Diesing, 1860) Travassos, 1914 e *Tetrameres dubia* Travassos, 1917 são as que apresentam a maior diferença entre o comprimento dos espículos, porém os machos de ambas as espécies apresentam espinhos no corpo, carácter não encontrado nos espécimes de biguá. Duas espécies da família Tetrameridae foram registradas parasitando o proventrículo de biguás, *T. (G.) inerme* em Cuba (BARUŠ 1966) e *T. microspinosa* nos E.U.A. (FEDYNICH *et al.* 1997). Contudo, os espécimes coletados em biguás não pertencem a qualquer destas espécies, devido ao tamanho do espículo maior e a relação do comprimento total deste com o do espículo menor. Os espécimes descritos no presente trabalho apresentam relação do comprimento dos espículos semelhantes ao de *Tetrameres (Gynaecophila) wetzeli* Schmidt, 1965, parasita de pingüins (SCHMIDT 1965). No entanto, os espécimes machos coletados no proventrículo dos biguás do Lago Guaíba têm metade do comprimento dos espécimes descritos por SCHMIDT (1965) e os espículos são muito maiores quando comparados ao comprimento total do corpo. Este é o primeiro registro de uma espécie

indeterminada do gênero *Tetrameres* em biguás no sul do Brasil, assim como o primeiro registro fotográfico da coloração das fêmeas grávidas recém coletadas.

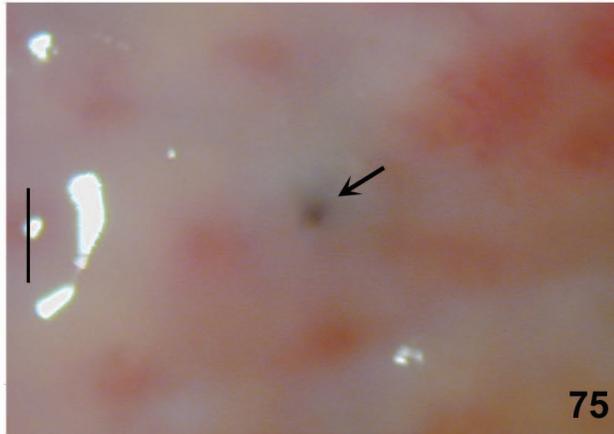
**Figuras 75-77.** *Tetrameres (Gynaecophila) sp.* parasita de biguá, *Phalacrocorax*

*brasilianus*: (75) glândula do proventrículo de biguá infectada por fêmea de

*Tetrameres sp.*, poro glandular (seta), barra = 20  $\mu\text{m}$ ; (76) variação morfológica

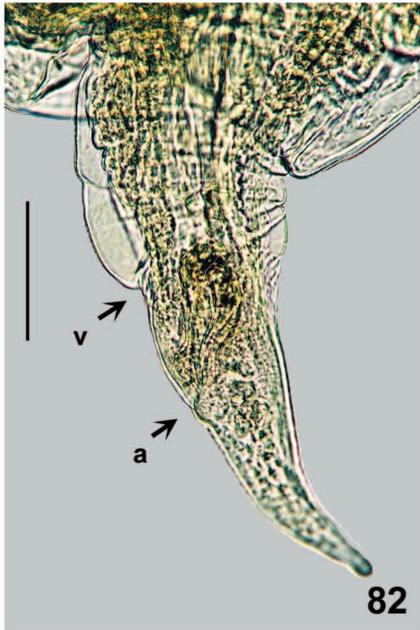
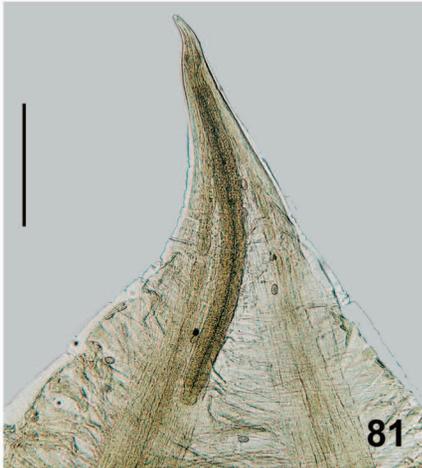
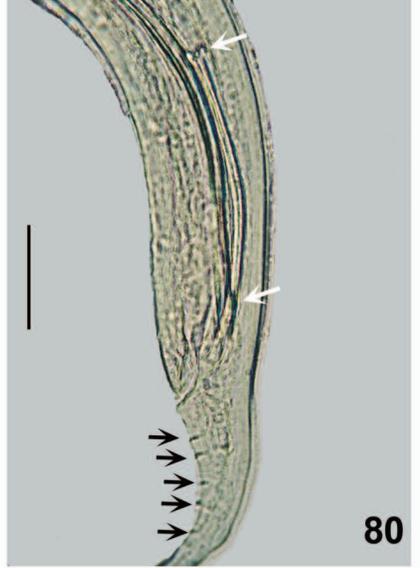
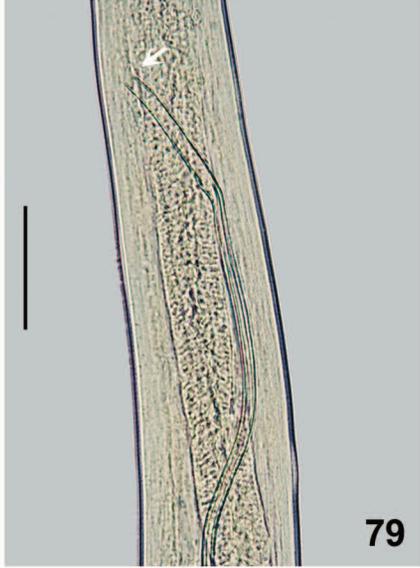
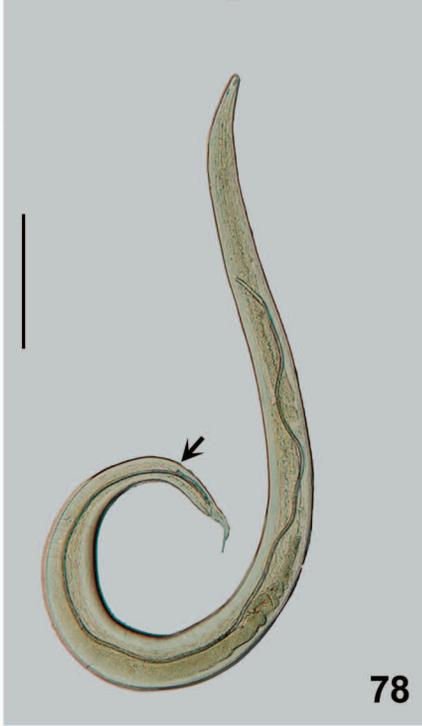
das fêmeas, mostrando o macho aderido ao corpo da fêmea (seta), barra = 2 mm;

(77) fêmea vista de cima, barra = 1 mm.

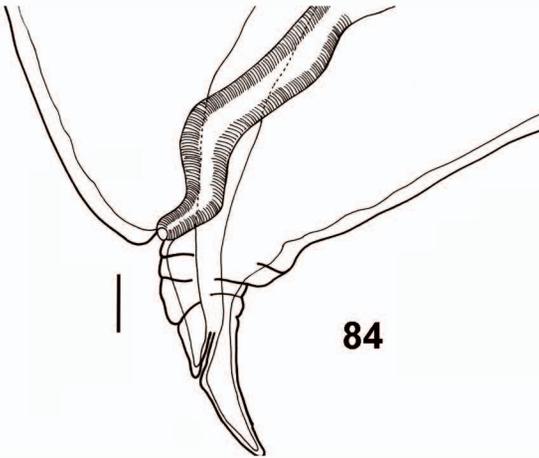


**Figuras 78-83.** *Tetrameres (Gynaecophila) sp.* parasita de biguá, *Phalacrocorax*

*brasilianus*: (78-80) macho de *Tetrameres sp.*; (78) inteiro, porção proximal dos espículos (seta), barra = 400  $\mu\text{m}$ ; (79) detalhe da porção proximal do espículo maior, barra = 100  $\mu\text{m}$ ; (80) detalhe da cauda do macho, início e o fim do espículo menor (setas claras), papilas pós-cloacais (setas escuras), barra = 100  $\mu\text{m}$ ; (81-83) fêmeas de *Tetrameres sp.*: (81) esôfago inteiro, barra = 500  $\mu\text{m}$ ; (82) cauda, vulva (v) e ânus (a), barra = 100  $\mu\text{m}$ ; (83) ovos, barra = 50  $\mu\text{m}$ .



**Figura 84.** *Tetrameres (Gynaecophila) sp.*, espécime fêmea, parasita de biguás,  
*Phalacrocorax brasilianus*, diagrama incompleto da região posterior do corpo,  
barra = 100  $\mu\text{m}$ .



Superfamília Acuarioidea Railliet, Henry & Sisoff, 1912

Família Acuariidae Railliet, Henry & Sisoff, 1912

*Syncuaria squamata* (Linstow, 1883) Wong, Anderson & Bartlett, 1986

Figs 85-100

**Descrição.** Baseada em nove espécimes (um macho e oito fêmeas). Acuariidae.

Nematóides de tamanho médio, cor branca e dimorfismo sexual acentuado, sendo as fêmeas maiores que os machos. Pseudolábios bem desenvolvidos (Figs 86 e 87); cordões cefálicos iniciando dorsal- e ventralmente aos pseudolábios (Fig. 85), pouco recorrentes e anastomosados lateralmente, formados por placas cuticulares de bordos serrilhados conectadas (Fig. 88), no seu interior são visíveis canais (Fig. 89) que se ramificam (Fig. 90). Deirídeos grandes, bífidos (Fig. 91), mas em grande maioria trífidos, laterais (Fig. 92), contíguos à porção final dos cordões cefálicos. Asas laterais presentes, iniciando logo após os deirídeos, na porção final do esôfago glandular, terminando próximo à cloaca. Poro excretor na porção posterior do esôfago muscular. Cápsula bucal longa, mais larga em vista lateral (Fig. 87) que em vista ventral (Fig. 86); esôfago muscular (Fig. 93); o anel nervoso no início da porção muscular do esôfago.

**Macho.** Corpo (Fig. 94) com 5,6 mm de comprimento, 205 de largura máxima; cordões com 230 de comprimento, 35 de largura máxima; deirídeos trífidos com 27 de comprimento, 22 de largura, distando 560 da extremidade anterior; poro excretor não observado; asas caudais com 122 de comprimento. Cauda (Fig. 95 - seta) com 122 de comprimento; cinco pares de papilas sésseis pós-cloacais (Fig. 96 – seta). Cápsula bucal com 230 de comprimento, 35 de largura máxima, em vista lateral; esôfago composto de

duas porções, a primeira muscular com 457 de comprimento, 52 de largura, a segunda glandular; anel nervoso distando 307 da extremidade anterior. Espículos desiguais e dissimilares, espículo esquerdo maior e mais fino, com 840 de comprimento, 20 de largura, espículo direito com ponta simples, com 117 de comprimento e 25 de largura; relação entre o comprimento dos espículos é de 1:7,18.

**Fêmeas.** Corpo com 20,6 a 30,0 mm (25,0 mm, 4, 4,1 mm) de comprimento, 580 a 760 (680, 4, 74) de largura máxima; cordões com 1,0 a 1,4 mm (1,2 mm, 3, 0,2 mm) de comprimento, 55 a 62 (59, 3, 4) de largura máxima; deirídeos trífidios, com 72 a 85 (70, 4, 11) de comprimento, 55 a 70 (64, 4, 6) de largura, distando 1,1 a 1,5 mm (1,3 mm, 4, 0,2 mm) da extremidade anterior do corpo; poro excretor não observado. Cápsula bucal com 420 a 540 (460, 54) de comprimento, 52 a 65 (58, 4, 5) de largura máxima, em vista lateral; esôfago composto de duas porções, a primeira muscular, com 0,9 a 1,1 mm (1,0 mm, 4, 0,1 mm) de comprimento, 140 a 150 (143, 4, 6) de largura, a segunda glandular com 2,4 a 2,6 mm (2,5 mm, 3, 0,2 mm) de comprimento, 440 a 460 (450, 3, 81) de largura; anel nervoso no início do esôfago muscular, distando 470 a 620 (536, 4, 66) da extremidade anterior. Vulva (v) lisa (Figs 98 e 99) e ânus (a) localizados na porção posterior do corpo (Fig. 98) distando 280 a 410 (337, 4, 54); 92 a 110 (98, 3, 10) da extremidade posterior do corpo, respectivamente; ovos embrionados (Fig. 100) com 28 a 35 (31, 10, 3) de comprimento; 18 a 25 (21, 10, 2) de largura.

### **Resenha Taxonômica**

Sinônimos. *Filaria squamata* Linstow, 1883, *Dispharagus squamatus* (Linstow, 1883) Stossich, 1891, *Acuaria squamata* (Linstow, 1883) Railliet, Henry & Sisoff, 1912, *Hamannia squamata* (Linstow, 1883) Stiles & Hassall, 1920, *Echinuria squamata* (Linstow, 1883) Cram, 1927, *Skrjabinocara squamata* (Linstow, 1883) Kurashvili, 1940, *Chordocephalus squamatus* (Linstow, 1883) Alegret, 1941, *Skrjabinocara schikhobalovi* Guschanskaya, 1950, *Skrjabinocara skrjabini* Guschanskaya, 1950, *Skrjabinocara timofejevi* Guschanskaya, 1950, *Skrjabinocara viktori* Guschanskaya, 1950.

Hospedeiro. Biguá, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Local de infecção. Proventrículo.

Localidade. Lago Guaíba, Guaíba, RS, Brasil (30°00'S, 051°15'W).

Prevalência. 8,51 %.

Intensidade média de infecção. 2,5 helmintos/hospedeiro.

Abundância média de infecção. 0,21 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção. 1 a 5 helmintos/hospedeiro.

### **Comentários**

A família Acuariidae agrupa nematóides cuja sistemática é baseada no aumento da complexidade dos órgãos cefálicos de fixação, os cordões cefálicos (CHABAUD 1975). O gênero *Syncuaria* Gilbert, 1927 (sin. *Skarjabinocara* Kurashivili, 1940, *Chordocephalus* Alegret, 1941 e *Decorataria* Sobolev, 1949) agrupa nematóides parasitos do proventrículo de aves das ordens Pelecaniformes, Ciconiiformes e Podicipediformes (DIGIANI 1999). WONG *et al.* (1986) revisaram o gênero e consideraram nove espécies válidas, para as quais propuseram uma chave de identificação, e designaram seis espécies como *species inquirendae*. Posteriormente

duas espécies, *Syncuaria plegadisi* Digiani, 1999, parasita de *P. chihi* e *Syncuaria mycteriae* Zhang, Brooks & Causey, 2003, parasita de *Mycteria americana* Linnaeus, 1758, foram descritas. Assim, atualmente, o gênero é composto por 11 espécies, todas parasitas de aves aquáticas.

Segundo WONG *et al.* (1986) duas, das nove espécies válidas são parasitas de aves do gênero *Phalacrocorax* são elas: *Syncuaria buckleyi* (Ali, 1957) Wong, Anderson & Bartlett, 1986 parasita de *Phalacrocorax niger* (Vieillot, 1817) na Índia e *P. carbo* na Austrália e *S. squamata* parasita de *P. auritus floridanus* em Cuba e *P. auritus auritus* no Canadá. Em Cuba, *S. squamata* também foi registrada em *P. auritus mexicanus* por BARUŠ (1966), dado que não consta na lista de hospedeiros da espécie apresentada por WONG *et al.* (1986). Posteriormente à revisão do gênero FEDYNICH *et al.* (1997) registraram *S. squamata* em *P. brasilianus* no Texas, E.U.A.

De acordo com a chave proposta por WONG *et al.* (1986) os nematóides do proventrículo dos biguás coletados no Lago Guaíba são da espécie *S. squamata*. Esta difere de *S. plegadisi* e de *S. mycteriae*, ambas descritas após a proposição da chave para nematóides do gênero *Syncuaria*. A espécie *S. plegadisi* não possui asas laterais e os machos não apresentam bolsa copuladora enquanto que os deirídeos são simples (DIGIANI 1999), características não compartilhadas com *S. squamata*. Segundo ZHANG *et al.* (2003) as espécies mais parecidas morfológicamente à *S. mycteriae* são *S. squamata* e *S. leptoptile*. Porém, *S. squamata* pode ser diferenciada de *S. mycteriae* pelo tamanho do espículo esquerdo e pela forma da extremidade distal deste, maior e trífida, respectivamente, em *S. mycteriae*. Outra característica muito semelhante em ambas as espécies é a constituição dos cordões cefálicos, formados por placas em forma de crescente e com bordo serrilhado, conectadas umas às outras, como caracterizado para *S. squamata* por BARUŠ & MAJUNDAR (1975).

WONG *et al.* (1986) redescobriram *S. squamata*, já que a descrição original havia sido feita somente com fêmeas. Também caracterizaram e representaram os deirídeos desta espécie como grandes e bífidos. Na ilustração apresentada por BARUŠ (1966), os deirídeos de *S. squamata* são trífidos. Nos nematóides coletados nos biguás do Lago Guaíba, ambas as formas são encontradas, sendo mais comuns os deirídeos trífidos. Nas descrições de BARUŠ (1966) e WONG *et al.* (1986), os helmintos também diferem em tamanho, sendo os espécimes descritos WONG *et al.* (1986) consideravelmente maiores que os descritos por BARUŠ (1966).

CRAM (1927) agrupou todas as descrições de nematóides das ordens Strongylata, Ascaridata e Spirurata conhecidos até então. Neste trabalho sinonimizou *Hamannia squamata* (Linstow, 1883) Stiles & Hassall, 1920 a *Echinuria squamata* (Linstow, 1883) atualmente sinônimo de *S. squamata*. Na descrição original foram apresentadas medidas do comprimento total do corpo, somente das fêmeas, uma vez que os machos foram encontrados posteriormente, e o comprimento e a largura dos ovos, que são muito semelhantes aos dos espécimes coletados em *P. brasiliensis*. As medidas do espécime macho coletado em biguá do Lago Guaíba são muito semelhantes às apresentadas por BARUŠ (1966), no entanto, quando comparamos as medidas das fêmeas, nossos espécimes são, significativamente, maiores. WONG *et al.* (1986) também apresentaram medidas dos caracteres diagnósticos para *S. squamata*.

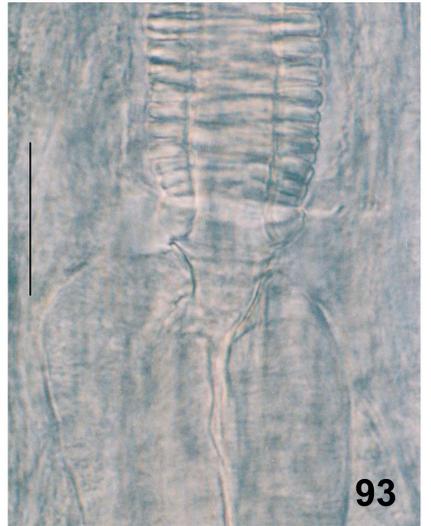
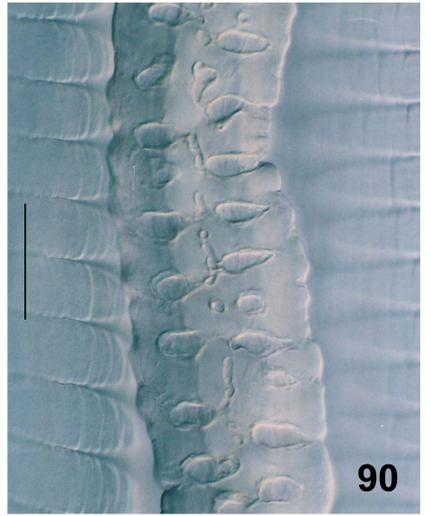
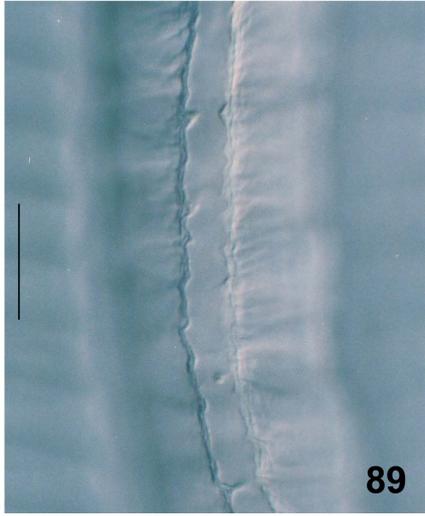
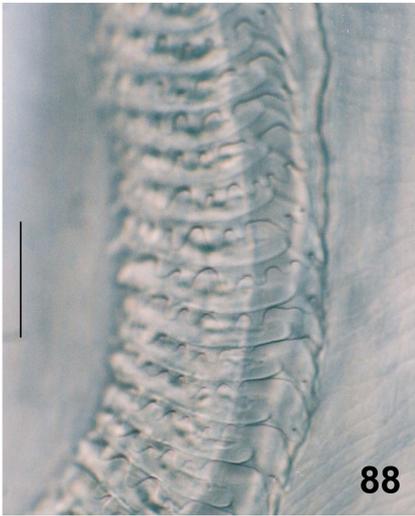
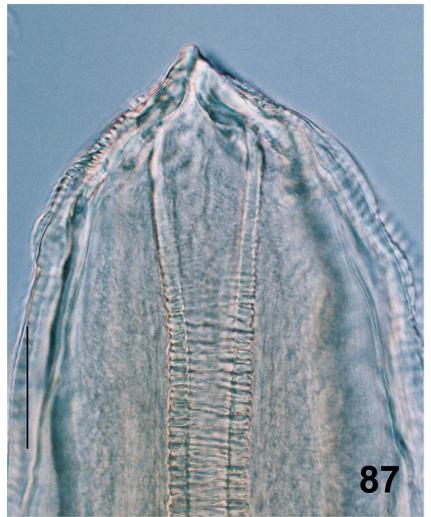
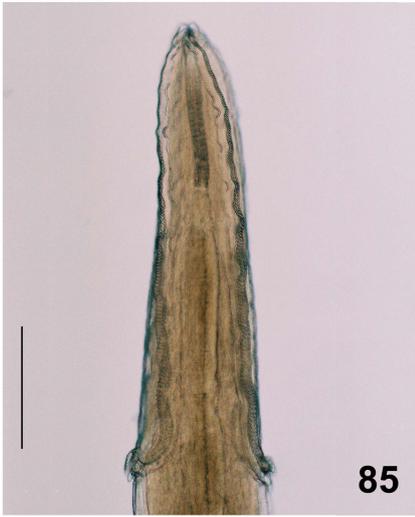
Além revisão do gênero (WONG *et al.* 1986), WONG & ANDERSON (1987) estudaram o desenvolvimento deste nematóide em seus hospedeiros intermediários, ostracodes, e em seus hospedeiros definitivos, cormorões. Além disto, elucidaram experimentalmente, o ciclo biológico de *S. squamata*, e a possibilidade de participação de peixes como hospedeiros paratênicos. Quanto ao desenvolvimento em cormorões, WONG *et al.* (1986) salientaram que a longevidade dos machos é maior que a das

fêmeas, pois em infecções mais antigas encontraram somente machos. Este fato contrasta com os dados obtidos no presente trabalho no Lago Guaíba, uma vez que dos nove indivíduos de *S. squamata* encontrados somente um era macho.

FEDYNICH *et al.* (1997) apresentaram dados sobre a prevalência e a intensidade de infecção de *S. squamata* em *P. brasiliensis*. Em ambas as amostras este parasito é pouco freqüente e pouco abundante em biguás. Este é o primeiro registro de uma espécie do gênero *Syncuaria* no Brasil.

**Figuras 85-93.** *Syncuaria squamata*, parasita de biguá, *Phalacrocorax brasilianus*,

fotomicrografias: (85) extremidade anterior, mostrando cordões cefálicos, barra = 400  $\mu\text{m}$ ; (86-87) detalhe dos interlábios; (86) em vista ventral, barra = 200  $\mu\text{m}$ ; (87) em vista lateral, barra = 200  $\mu\text{m}$ ; (88-90) detalhe dos cordões cefálicos: (88) bordo serrilhado, barra = 25  $\mu\text{m}$ ; (89) canal no interior dos cordões, barra = 25  $\mu\text{m}$ ; (90) ramificação dos cordões, barra = 25  $\mu\text{m}$ ; (91-93) deirídeos: (91) trífido, barra = 25  $\mu\text{m}$ ; (92) bífido, barra = 25  $\mu\text{m}$ ; (93) junção esôfago-intestinal, barra = 60  $\mu\text{m}$ .



**Figuras 94-96.** *Syncuaria squamata*, espécime macho, parasita de biguá,

*Phalacrocorax brasilianus*, fotomicrografias: (94) *in toto*, barra = 500  $\mu\text{m}$ ; (95)

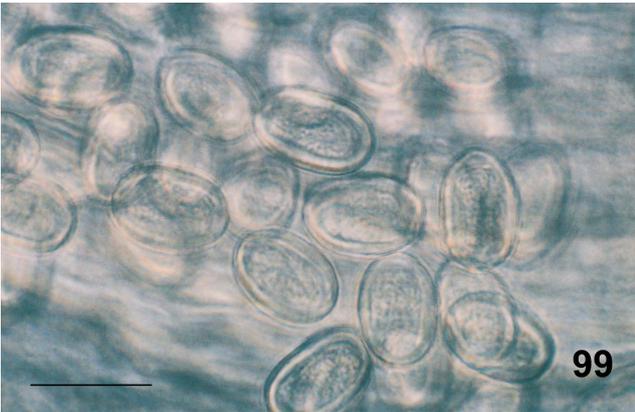
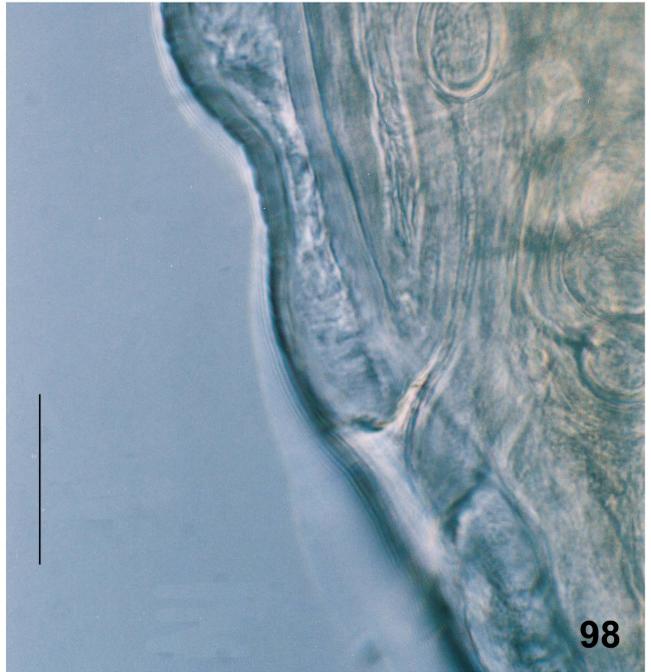
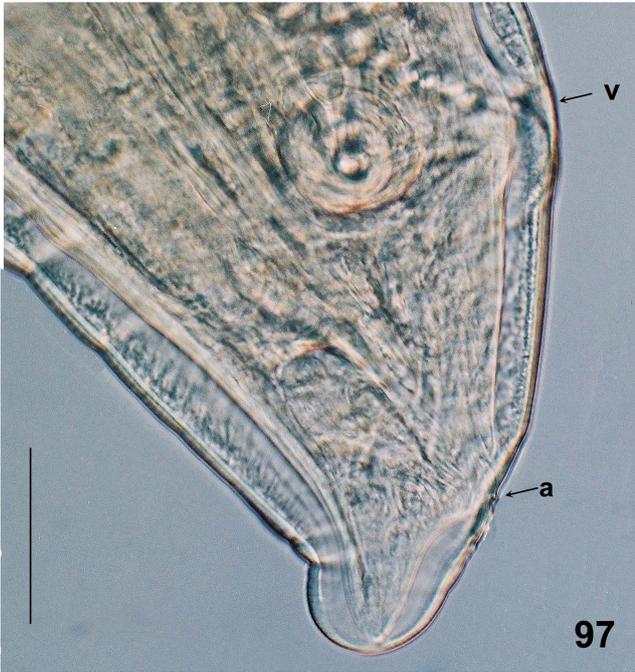
extremidade posterior do corpo, início da asa caudal (seta), barra = 200  $\mu\text{m}$ ; (96)

detalhe da cauda, papilas pós-cloacais (setas), barra = 50  $\mu\text{m}$ .



**Figuras 97-100.** *Syncuaria squamata*, espécime fêmea, parasita de biguá,

*Phalacrocorax brasilianus*, fotomicrografias: (97) região posterior do corpo, cauda, vulva (v) e ânus (a), barra = 100  $\mu\text{m}$ ; (98) vagina e vulva, barra = 50  $\mu\text{m}$ ; (99-100) ovos, barra = 30  $\mu\text{m}$ : (99) no interior do útero; (100) isolados.



Infraordem Ascaridomorpha Ley & Blaxter *in* Lee, 2002

Superfamília Ascaridoidea Baird, 1853

Família Anisakidae Railliet & Henry, 1912

*Contracaecum rudolphii* Hartwich, 1964

Figs 101-110

**Descrição.** Baseada em 105 espécimes adultos montados (30 machos e 30 fêmeas montados inteiros em lactofenol e medidos; 5 espécimes montados *en face*; 4 caudas de machos montadas em lactofenol; 46 espécimes montados em ‘stubs’ para MEV).

Anisakidae.

**Geral.** Nematóides de diferentes idades e estágios foram encontrados concentrados, preferencialmente, no proventrículo (Fig. 101), formando granuloma eosinofílico (Fig. 102 - setas). Três lábios com bordos lisos, sem cristas dentíferas, comumente hexagonais (Figs 103, 105, e 106); lábio dorsal com duas papilas ovais, fusionadas (Figs 103 e 104); dois lábios ventro-laterais, cada um com uma papila lateral oval também resultante de fusão (Fig. 103), e um poro anfídial; interlábio bem desenvolvido (Fig. 103), com extremidade bífida (Fig. 105). Poro excretor abrindo ventral, abaixo do interlábio. Esôfago com ventrículo globular, pequeno (Fig. 106); ventrículo com apêndice posterior (Fig. 106). Intestino com ceco voltado para a extremidade anterior (Fig. 107).

**Machos** (30 espécimes). Corpo com 18 a 31 mm (25 mm, 3,4 mm) de comprimento, 306-598 (481, 7) de largura máxima. Esôfago muscular com 2,4 a 3,8 mm (3,1 mm, 0,5

mm) de comprimento; ceco intestinal com 2,1 a 2,9 mm (2,4 mm, 0,3 mm) de comprimento; apêndice ventricular com 0,8 a 1,2 mm (1,0 mm, 0,1 mm) de comprimento. Espículos de tamanho semelhante, desiguais; espículo direito com 4,5 a 7,5 mm (6,2 mm, 0,9 mm) de comprimento; espículo esquerdo com 5,9 a 8,2 mm (7,1 mm, 0,8 mm) de comprimento; abertura cloacal a 140 a 235 (205, 22) da extremidade posterior. Cauda cônica, com 24 a 35 pares de papilas pré-cloacais, 1 ou 2 pares de papilas ad-cloacais (Fig. 109), 7 pares de papilas pós-cloacais (Figs 109 e 110); os dois primeiros pares lado a lado; 2 pares latero-ventrais e 2 pares dorso-ventrais. Abertura dos poros fasmídeos sobre papilas menores, que se encontram entre as papilas dorso-ventrais (Fig. 109 e 110). Relação comprimento/largura máxima do corpo 47,9 a 68,6:1 (52,9:1, 3,3); relação comprimento do corpo/comprimento do esôfago 7,1 a 10,9:1 (8,1:1, 0,7); relação comprimento do corpo/comprimento da cauda 91,3 a 145,5:1 (122,7:1, 14,6); relação comprimento do esôfago/comprimento do ceco intestinal 0,9 a 1,6:1 (1,3:1, 0,1); relação comprimento do esôfago/comprimento do apêndice ventricular 2,8 a 3,6:1 (3,2:1, 0,2); relação comprimento do corpo/comprimento médio dos espículos 3,1 a 5,4:1 (3,8:1, 0,4).

**Fêmeas** (30 espécimes). Corpo com 23 a 52 mm (41,8 mm, 7,5 mm) de comprimento, 0,5 a 1,1 mm (0,8 mm, 0,1 mm) de largura. Esôfago muscular com 2,4 a 5,4 mm (4,2 mm, 0,8 mm) de comprimento; ceco intestinal com 1,6 a 3,6 mm (2,9 mm, 0,6 mm) de comprimento; apêndice ventricular com 0,6 a 1,5 mm (1,2 mm, 0,2 mm) de comprimento; ânus (Fig. 111) distando 198 a 572 (423, 10) da extremidade posterior. Vulva (Fig. 110) distando 9,7 a 21,3 mm (15,2 mm, 2,5 mm) da extremidade anterior. Ovos com 99 a 106 (105, 7) de comprimento, 83 a 92 (91, 8) de largura. Fasmídeos com aberturas laterais (Fig. 108, seta). Relação comprimento do corpo/largura máxima do

corpo 36,6 a 66,5:1 (53,2:1, 6,1); relação comprimento do corpo/comprimento do esôfago 8,7 a 13,2:1 (9,9:1, 0,8); relação comprimento do corpo/comprimento da cauda 74,9 a 168,3:1 (101,8:1, 21,0); relação comprimento do corpo/comprimento do ceco intestinal 1,3 a 1,6:1 (1,5:1, 0,1); relação comprimento do esôfago/comprimento do apêndice ventricular 3,2 a 4,3:1 (3,7:1, 0,3). Distância da vulva à extremidade anterior multiplicada por 100/comprimento do corpo 29,7 a 46,5:1 (36,7:1, 3,6).

### **Resenha Taxonômica**

Hospedeiro. Biguá, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Local de infecção. Proventrículo.

Local. Lago Guaíba, Guaíba, RS, Brasil (30°00'S, 51°15'W).

Prevalência. 100%.

Intensidade media de infecção. 97,70 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção. 25 a 403 helmintos/hospedeiro.

Espécimes depositados. CHIOC ° \_\_\_\_\_

### **Comentários**

Os hospedeiros definitivos das espécies do gênero *Contracaecum* Railliet & Henry, 1912, são aves piscívoras (maioria Pelecaniformes) associadas com ambientes dulciaquícolas ou salinos em todo o mundo, e focas (BARUŠ *et al.* 2000). Os principais hospedeiros definitivos de *C. rudolphii* são aves do gênero *Phalacrocorax* (ANDERSON 1992). YAMAGUTI (1961) listou 63 espécies de aves como hospedeiras de nematóides do gênero *Contracaecum*. THRELFALL (1982) registrou infecção mista por *C. spiculigerum* (= *C. rudolphii*) e *C. multipapilatum* em *P. auritus*. ABOLLO *et al.* (2001) registraram a

presença de infecção mista por *C. rudolphii* e *Contracaecum septentrionale* Kreis, 1955 no proventrículo do cormorão europeu, *P. aristotelis aristotelis*.

HARTWICH (1964) revisou o gênero *Contracaecum* e apresentou uma lista completa dos sinônimos e dos hospedeiros das cinco espécies consideradas válidas por ele. O autor usou a forma dos lábios, interlábios, distribuição das papilas pós-cloacais e a morfologia da ponta dos espículos para caracterizar estas espécies, como havia sido feito anteriormente em 1957 (HARTWICH 1957), quando introduziu alterações nomenclatoriais na sistemática de Ascaridoidea. HARTWICH (1964) declarou que *Ascaris microcephala* Rudolphi, 1809, posteriormente tornou-se *Contracaecum microcephalum* (Rudolphi, 1809) Baylis, 1920, era morfológicamente similar a alguns dos espécimes que Rudolphi havia identificado como *Ascaris spiculigera* Rudolphi, 1809, declarando *A. spiculigera* um sinônimo júnior de *C. microcephalum*, baseado na prioridade de página. HARTWICH (1964) designou que uma outra espécie identificada como *A. spiculigera*, realmente pertencia a uma nova espécie, porém, ainda sem nome. Nesta ocasião, Hartwich, deu um nome novo para estes espécimes, *Contracaecum rudolphii* Hartwich, 1964.

FAGERHOLM (1988) apresentou o padrão de distribuição das papilas caudais de várias espécies de *Contracaecum* de focas e algumas das espécies de aves de várias localidades de altas latitudes, nos hemisférios norte e sul, baseada em MEV. Este autor introduziu uma nomenclatura especial para as papilas caudais, incluindo informações sobre a sua distribuição em *C. rudolphii*.

LI *et al.* (2005) apresentaram evidências genéticas da existência de espécies-irmãs ‘sibling species’ formando o complexo *C. rudolphii* (*C. rudolphii* A e *C. rudolphii* B) coletados do grande cormorão negro, *Phalacrocorax carbo sinensis* Blumenbach, 1798,

das regiões nordeste e central da Itália, com base no primeiro (ITS-1) e no segundo (ITS-2) espaçadores internos do DNA ribossomal (rDNA).

VICENTE *et al.* (1995a) publicaram informações sobre os nematóides do Brasil, em sua maioria, referentes a espécimes depositados na Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz (CHIOC). VICENTE *et al.* (1995b) listaram os nematóides parasitos de aves Cicconiiformes do Brasil, estabelecendo novos registros, e posteriormente, VICENTE *et al.* (1996), descreveram quatro espécimes de *C. spiculigerum* (= *C. rudolphii*) coletados de *P. brasilianus* e de anhinga, *Anhinga anhinga* (Linnaeus, 1758), dos Estados de Mato Grosso do Sul e Rio de Janeiro, que foram depositados naquela coleção.

Em geral, as relações morfométricas dos espécimes coletados em biguás são maiores que aquelas dadas por HARTWICH (1964). No entanto estas diferenças podem estar relacionadas ao fato de que no presente trabalho foram medidos somente espécimes adultos, enquanto HARTWICH (1964) não especificou se as medidas apresentadas se referiam a espécimes adultos. A extremidade distal do espículo (Fig. 110), número e posição das papilas caudais quando comparadas com as da descrição original, confirmam a identificação da espécie.

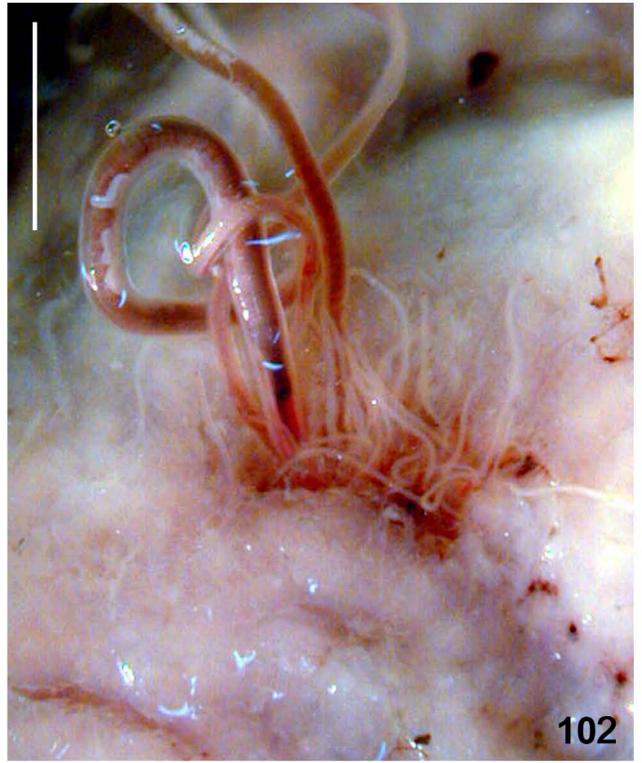
HARTWICH (1964) indicou holótipo, parátipo e hospedeiro tipo para *C. rudolphii*, depositando material tipo no “Helminthensammlung des Instituts für Spezielle Zoologie und Zoologischen Museums der Humboldt-Universität zu Berlin unter der Katalog-Nr. 441a, die Paratypen unter Nr. 441b”.

Comparando as medidas e os dados morfométricos apresentados por VICENTE *et al.* (1996) as principais diferenças podem estar relacionadas ao fato destes autores terem medido somente quatro espécimes, enquanto que no presente trabalho foram medidos 60. As ilustrações apresentadas por VICENTE *et al.* (1996), corte *en face* da extremidade

anterior não são representativas da espécie, assim como a indicação da presença de duas papilas labiais em cada lábio. HARTWICH (1964), na descrição original da espécie mencionou a presença de dois pares de papilas somente no lábio dorsal. VICENTE *et al.* (1996) também mencionaram a presença de cinco pares de papilas pós-cloacais, quando a diagnose genérica menciona a presença de sete pares de papilas pós-cloacais.

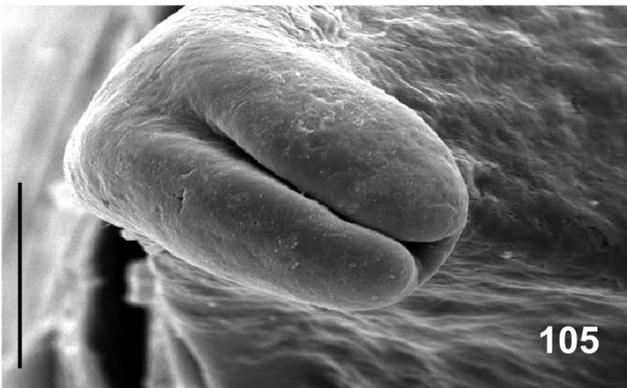
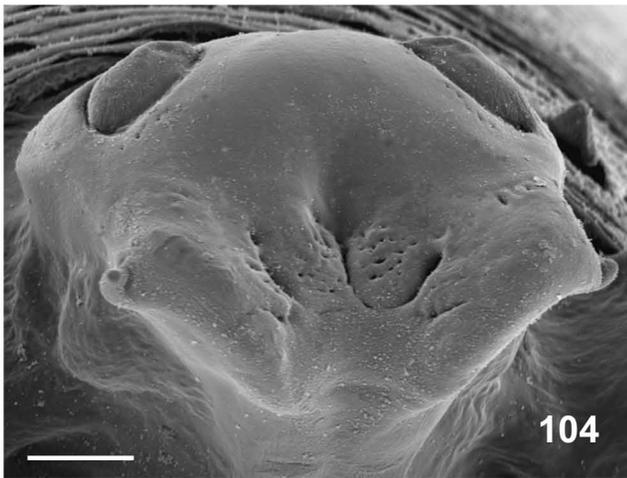
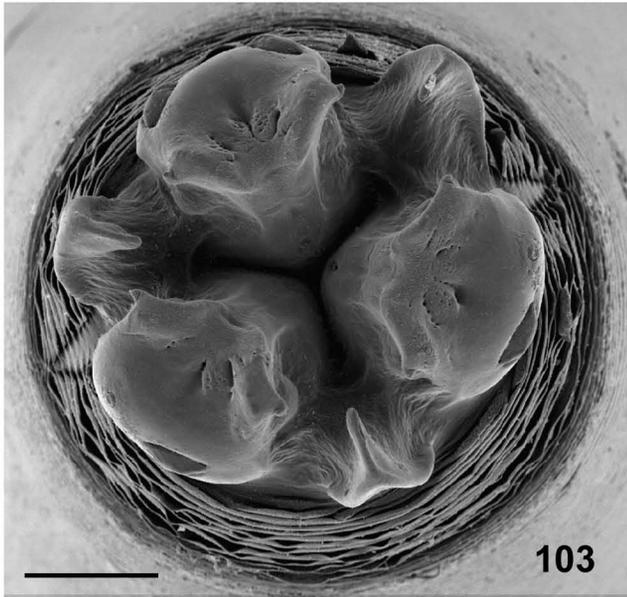
Outra discrepância entre a descrição de HARTWICH (1964) e a descrição de VICENTE *et al.* (1996) é o tamanho dos ovos, que segundo estes autores variou de 59 a 73  $\mu\text{m}$  de comprimento e 41 a 59  $\mu\text{m}$  de largura e 50  $\mu\text{m}$  de comprimento por 40  $\mu\text{m}$  de largura no presente trabalho é maior do que o indicado pelos autores citados. Os espécimes coletados em *P. brasilianus* do Lago Guaíba têm abertura fasmidial no penúltimo par de papilas pós-cloacais (Fig. 109), como indicado por FAGERHOLM (1988) e ABOLLO *et al.* (2001). A forma dos lábios e interlábios, assim como a distribuição das papilas e a extremidade dos interlábios bífida concordam com as ilustrações de BARUŠ *et al.* (2000). Este primeiro registro da presença de *C. rudolphii* em *P. brasilianus* no sul do Brasil foi encaminhado para publicação a Revista Brasileira de Zoologia (Anexo 2).

**Figuras 101-102.** Proventrículo de biguá, *Phalacrocorax brasilianus*, infectado por *Contracaecum rudolphi*, fotomicrografias: (101) vista geral, barra = 1 cm; (102) nematóides presos à mucosa formando ulceração, barra = 5 mm.



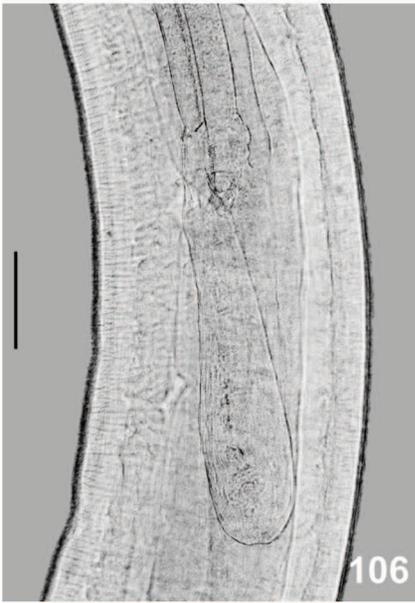
**Figuras 103-105.** Região anterior de *Contracaecum rudolphii*, parasita de biguá,

*Phalacrocorax brasilianus*, em microscopia eletrônica de varredura: (103) *en face*, barra = 30  $\mu\text{m}$ ; (104) lábio dorsal, barra = 10  $\mu\text{m}$ ; (105) interlábio com extremidade posterior bífida, barra = 10  $\mu\text{m}$ .



**Figuras 106-108.** *Contracaecum rudolphii*, parasita de biguá, *Phalacrocorax*

*brasilianus*, fotomicrografias: (106) ventrículo e apêndice ventricular, barra = 200  $\mu\text{m}$ ; (107) ceco intestinal, barra = 200  $\mu\text{m}$ ; (108) cauda da fêmea, barra = 150  $\mu\text{m}$ .

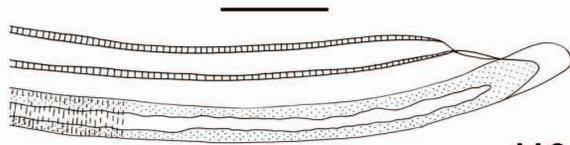


**Figura 109.** *Contracaecum rudolphii*, parasita de biguá, *Phalacrocorax brasilianus*,  
cauda do macho em microscopia eletrônica de varredura, barra = 30 µm.



**Figura 110.** *Contracaecum rudolphii*, espécime macho, parasita de biguá,

*Phalacrocorax brasilianus*, extremidade distal do espículo, barra = 30  $\mu\text{m}$ .



**110**

Subordem Rhabditina Chitwood, 1933

Infraordem Rhabditomorpha Ley & Blaxter *in* Lee, 2002

Família Syngamidae Leiper, 1912

*Syngamus sp.*

Figs 111-120

**Descrição.** Baseada em 4 espécimes, dois machos e duas fêmeas, montadas *in toto* em lactofenol. Syngamidae.

**Geral.** Casal permanentemente em cópula (Figs 116 e 117). Dimorfismo sexual acentuado, machos com menos de um terço do comprimento das fêmeas, mais estreitos. Colar bucal bem desenvolvido (Fig. 111); cápsula bucal grande, mais larga que profunda (Figs 111, 112, e 113), provida dentes na base (Fig. 112). Esôfago dilatado na sua porção posterior (Figs 114, 115, e 116); anel nervoso (Fig. 114) e poro excretor (Fig. 115) ao nível da porção distal do esôfago.

**Machos.** Corpo com 5,7 mm (1) de comprimento, 338 a 407 (373, 2, 49) de largura. Cápsula bucal com 239 de comprimento, 318 de largura; provida de dentes na sua base; esôfago com 706 de comprimento total; porção anterior delgada, com 398 de comprimento, 90 de largura; porção posterior dilatada, com 301 de comprimento, 159 de largura; intestino com porção proximal mais larga (Fig. 113 – setas) que porção posterior do esôfago. Anel nervoso e poro excretor no início da região dilatada do esôfago, distando 622 e 656 da extremidade anterior do corpo, respectivamente. Espículos não conectados na porção distal (Fig. 118, seta), com 85 a 90 (88, 3, 3) de

comprimento, 7 a 12 (11, 3, 3) de largura. Bolsa copuladora terminal dotada de raios grossos (Fig. 117, setas).

**Fêmeas.** Corpo com 17,9 a 28,3 mm (23,1 mm, 2, 7,3 mm) de comprimento, 427 a 487 (457, 2, 42) de largura. Cápsula bucal com 298 a 378 (338, 2, 56) de comprimento, 92 a 137 (115, 2, 32) de largura; provida de dentes na sua base; esôfago com 577 a 895 (736, 2, 225) de comprimento total; porção anterior estreita, com 467 a 487 (477, 2, 14) de comprimento, 109 (2) de largura; porção posterior dilatada, com 338 a 408 (373, 2, 49) de comprimento, 189 a 199 (194, 2, 7) de largura; intestino com porção proximal mais larga que porção final do esôfago. Anel nervoso no início da região dilatada do esôfago, distando 577 a 636 (606, 2, 42); poro excretor não observado. Vulva distando 5,3 mm (1) da extremidade anterior do corpo; ovos (Fig. 120) com 78 a 85 982, 10, 3) de comprimento, 40 a 43 (42, 10, 1) de largura. Cauda afilada (Fig. 119), com 77 (1) de comprimento.

### **Resenha Taxonômica**

Hospedeiro. Biguá, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Local de infecção. Traquéia.

Local. Lago Guaíba, Guaíba, RS, Brasil (30°00'S, 51°15'W).

Prevalência. 6,38%.

Intensidade média de infecção. 2 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção. 2 helmintos/hospedeiro.

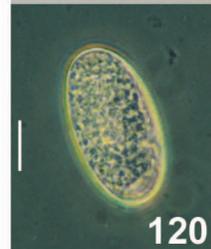
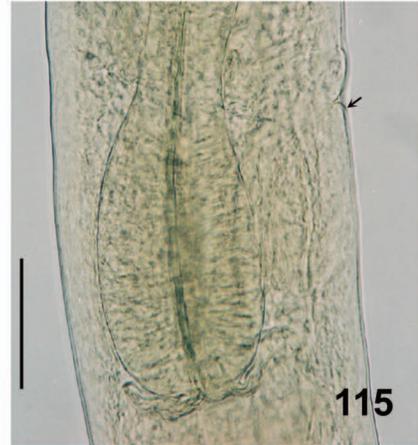
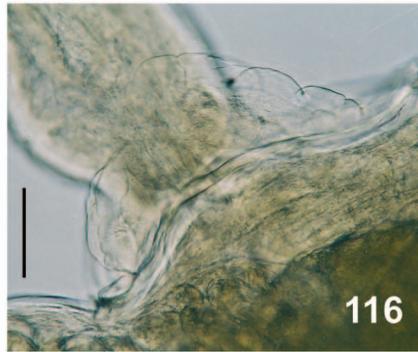
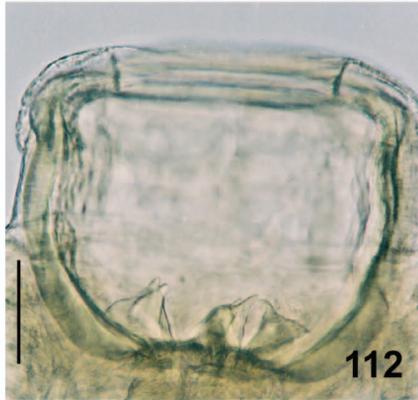
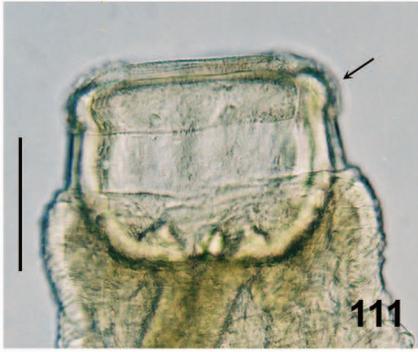
Espécimes depositados. CHIOC ° \_\_\_\_\_

## Comentários

FEDYNICH *et al.* (1997) registraram a presença de um espécime do gênero *Syngamus* Siebold, 1836 em biguás. Este helminto foi coletado na água de dissecação, e portanto, não há o registro do local de infecção de espécimes adultos. No Brasil há o registro de uma espécie do gênero *Syngamus*, *Syngamus trachea*, mas não em *P. brasilianus* (VICENTE *et al.* 1995a). Este é o primeiro registro de uma espécie do *Syngamus* para este hospedeiro. Devido à pequena quantidade de material coletada não foi possível fazer o corte da extremidade anterior, *en face*, para contagem dos dentes, nem a separação dos animais em cópula, para observação dos raios da bolsa copuladora, caracteres diagnósticos indispensáveis segundo (BARUŠ & TENORA 1972). Deste modo os helmintos coletados nos biguás do Lago Guaíba, não foram identificados até o nível específico.

**Figuras 111-120.** *Syngamus sp.* parasita de biguá, *Phalacrocorax brasilianus*,

fotomicrografias: (111-112) cápsula bucal; (111) foco no colar bucal (seta), barra = 200  $\mu\text{m}$ ; (112) foco nos dentes, barra = 100  $\mu\text{m}$ ; (113) cápsula bucal, esôfago e porção anterior do intestino com porção anterior dilatada (setas), barra = 200  $\mu\text{m}$ ; (114-115) porção posterior do esôfago, (114) delimitação do anel nervoso (setas), barra = 150  $\mu\text{m}$ ; (115) anel nervoso (setas), barra = 150  $\mu\text{m}$ ; (116) bolsa copuladora do macho aderida no corpo da fêmea, barra = 100  $\mu\text{m}$ ; (117) bolsa copuladora do macho aderida ao corpo da fêmea, raios da bolsa copuladora (setas), barra = 100  $\mu\text{m}$ ; (118) extremidade posterior do macho, setas indicando espículo, barra = 100  $\mu\text{m}$ ; (119) extremidade posterior da fêmea, cauda afilada, ânus (setas), barra = 200  $\mu\text{m}$ ; (120) ovo, barra = 30  $\mu\text{m}$ .



#### 5.1.4. Acanthocephala

Filo Acanthocephala Rudolphi, 1808

Classe Palaeacanthocephala Meyer, 1931

Ordem Polymorphida Petrochenko, 1956

Família Polymorphidae Meyer, 1931

*Andracantha* sp.

Figs 121-129

**Descrição.** Baseada em 9 espécimes montados *in toto* (4 machos e 5 fêmeas).

Polymorphidae. Dimorfismo sexual inexistente (Figs 121, 122, 125, 126 e 129), fêmeas pouco maiores que os machos. Tegumento com pigmentação alaranjada (carotenóides?) não uniforme, mais escura na porção anterior do tronco das fêmeas (Figs 121 e 122). Probóscide inflada no terço médio (Fig. 128). Colo com o mesmo comprimento da probóscide (Figs 125, 126, 128, e 129). Corpo, nos espécimes não comprimidos, com duas inflações, uma anterior, ao nível do campo posterior de espinhos, seguida por uma constrição imediatamente posterior, com inflação maior na região média do tronco. Porção anterior do tronco com espinhos distribuídos em dois campos distintos (Figs 125, 126 e 129), com largura similar dorsal- e ventralmente. Campo anterior com 5 a 6 fileiras transversais de espinhos; campo posterior com 8 a 10 fileiras transversais de espinhos; zona nua entre os campos de espinhos no tronco com aproximadamente a mesma largura. Lemniscos largos, com a extremidade posterior arredondada, mais longos que o receptáculo da probóscide, ao menos nos machos. Poro genital terminal e espinhos genitais não observados em ambos os sexos.

**Machos.** Tronco com 4,0 a 7,4 mm (5,4 mm, 4, 1,7 mm) de comprimento, 0,9 a 1,7 mm (1,3 mm, 4, 0,4 mm) de largura máxima. Probóscide com 690 a 740 (723, 3, 29) de comprimento, 250 a 290 (267, 3, 21) de largura; ganchos em 18 fileiras longitudinais de 14 a 16 em cada (Fig. 127); primeiros oito ganchos com forma e tamanho similar, último gancho que em algumas espécies é maior com o mesmo tamanho dos demais; ganchos bem desenvolvidos, sem manúbrio; 6 a 8 espinhos com raízes pouco desenvolvidas, manúbrio pouco desenvolvido; ganchos 37 a 55 (44, 48, 4) de comprimento; espinhos com 32 a 45 (40, 42, 2) de comprimento. Colo com 600 a 829 (740, 5, 91) de comprimento, 474 a 731 (582, 5, 115) de largura na base. Espinhos da primeira fileira do tronco com 13 a 18 (16, 10, 2) de comprimento, da segunda fileira com 23 a 31 (28, 10, 3) de comprimento; espinhos genitais não observados. Receptáculo da probóscide com 1,2 a 1,4 mm (1,3 mm, 4, 0,1 mm) de comprimento, 316 a 336 (323, 4, 11) de largura. Testículos em tandem, ovais a arredondados; testículo anterior com 210 a 620 (397, 4, 207) de comprimento, 160 a 530 (317, 4, 191) de largura; testículo posterior com 220 a 670 (432, 4, 187) de comprimento, 170 a 550 (320, 4, 162) de largura; seis glândulas de cimento alongadas, dispostas aos pares; bolsa de Saeftigen conspicua quando preenchida por líquido, 260 a 940 (600, 2, 481) de comprimento, 170 de largura (1); bolsa copulatória pequena, introvertida na maioria dos espécimes.

**Fêmeas.** Corpo com 6,5 a 10,5 mm (8,8 mm, 5, 1,6 mm) de comprimento, 1,4 a 2,1 mm (1,8 mm, 5, 0,3 mm) de largura máxima. Probóscide com 711 a 849 (772, 5, 54) de comprimento, 210 a 290 (256, 5, 30) de largura; ganchos em 16 a 19 fileiras longitudinais de 14 a 17 ganchos em cada; oito primeiros com raízes bem desenvolvidas, sem manúbrio; 6 a 9 espinhos com raízes pouco desenvolvidas, manúbrio pequeno, como nos machos;

ganchos com 35 a 60 (48, 48, 5) de comprimento; espinhos com 35 a 48 (41, 39, 3) de comprimento. Colo com 0,7 a 1,1 mm (0,9 mm, 5, 0,2 mm) de comprimento. Receptáculo da probóscide com 1,0 a 1,7 mm (1,4 mm, 5, 0,4 mm) de comprimento, 258 a 355 (306, 5, 70) de largura. Sino uterino distando 782 a 877 (830, 2, 67) da extremidade posterior do corpo; vagina com dois esfíncteres musculares; ovos (Figs 123 e 124) com três envelopes; envelope médio com grandes expansões polares, com 80 a 107 (93, 16, 8) de comprimento, 22 a 27 (25, 16, 2) de largura.

### **Resenha taxonômica**

Hospedeiro. Biguá, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Local de infecção. Intestino.

Localidade. Lago Guaíba, Guaíba, RS, Brasil (30°00'S, 051°15'W).

Prevalência. 21,27 %.

Intensidade média de infecção. 6,80 helmintos/hospedeiro.

Abundância média da infecção. 1,45 helmintos/hospedeiro.

Amplitude das intensidades de infecção. 1 a 25 helmintos/hospedeiro.

Espécimes depositados. CHIOC nº \_\_\_\_\_.

### **Comentários**

O gênero *Andracantha* Schmidt, 1975 foi proposto por SCHMIDT (1975) para agrupar espécies transferidas do gênero *Corynosoma* Lühe, 1904. Ambos os gêneros têm como características a presença de espinhos no tronco e espinhos genitais. Nas espécies do gênero *Corynosoma* os espinhos do tronco estão dispostos em um campo, enquanto nas espécies de *Andracantha* estão dispostos em dois campos separados (com uma zona nua entre eles, ou

espinhos esparsos, encontrado em uma espécie) que podem estar conectados na região dorsal.

Quando Schmidt propôs *Andracantha*, incluiu somente três espécies, que foram transferidas do gênero *Corynosoma*: *A. grávida* – a espécie-tipo, *Andracantha phalacrocoracis* (Yamaguti, 1939) Schmidt, 1975, e *Andracantha mergi* (Lundström, 1941) Schmidt, 1975. ZDZITOWIECKI (1986) redescreveu *Corynosoma tunitae* Weiss, 1914 e descreveu *Corynosoma baylisi* Zdzitowiecki, 1986, que posteriormente (ZDZITOWIECKI 1989) foi transferida, junto com *Corynosoma clavata* Goss, 1940, para *Andracantha* fazendo três novas combinações: *Andracantha tunitae* (Weiss, 1914) Zdzitowiecki, 1989, *Andracantha baylisi* (Zdzitowiecki, 1986) Zdzitowiecki, 1989, e *Andracantha clavata* (Goss, 1940) Zdzitowiecki, 1989. ZDZITOWIECKI (1989) também emendou o gênero. Desde então, nenhuma outra espécie foi descrita ou transferida para *Andracantha*.

Cinco das seis espécies de *Andracantha* têm aves piscívoras do gênero *Phalacrocorax*, como hospedeiro-tipo. *Andracantha grávida* tem *P. auritus floridanus*, *A. phalacrocoracis* tem *Phalacrocorax pelagicus* Pallas, 1811, *A. tunitae* tem *P. carbo*, *A. baylisi* tem *Phalacrocorax albiventer* (Lesson, 1831) como hospedeiro-tipo. *Andracantha clavata*, quando descrita por GOSS (1940), foi listada como ocorrendo em *Phalacrocorax varius* (Gmelin, 1789) assim como, em *Phalacrocorax sulcirostris* (= *Phalacrocorax ater* de Goss, 1941), e em *Phalacrocorax melanoleucus* (Vieillot, 1817), mas sem indicação do hospedeiro-tipo. *Andracantha mergi*, foi encontrada em várias espécies de aves piscívoras, mas o hospedeiro-tipo é *Mergus serrator* Linnaeus, 1758. NICKOL & KOCAN (1982) e RICHARDSON & COLE (1997) registraram *A. mergi* em *Haliaeetus leucocephalus* (Linnaeus, 1766).

Em biguás foram registradas somente duas espécies de acantocéfalos, *A. gravida* no Texas E.U.A. (FEDYNICH *et al.* 1997), e *C. arctocephali*, em Llanquihue, Sul do Chile (TORRES *et al.* 1993).

A espécie de *Andracantha* encontrada no trato digestivo dos biguás coletados no Lago Guaíba, difere das demais. A probóscide de machos de *Andracantha sp.* tem 18 fileiras longitudinais de 14 a 16 ganchos cada, mais que *A. gravida* (16 e 11-12), *A. mergi* (15-17 e 10), *A. baylisi* (16 e 10), *A. tunitae* (10-12 e 14-16), e *A. clavata* (14 e 10-11), mas está dentro da amplitude do número de ganchos encontrados em *A. phalacrocoracis* (16-19 e 13 ou 14). A probóscide das fêmeas de *Andracantha sp.* tem 16 a 19 fileiras longitudinais de 14 a 17 ganchos em cada, dentro da variação encontrada em *A. gravida* (16-17 e 11-12), *A. mergi* (16 e 9-10), e *A. baylisi* (16 e 10), porém, em maior número do que o encontrado em *A. tunitae* (10-12 e 16-19), *A. clavata* (14 e 10-11), e *A. phalacrocoracis* (17-19 e 10-14). Como ocorre na maioria das espécies do gênero, existe diferença no número de ganchos/espinhos entre machos e fêmeas.

Os espécimes coletados em *P. brasiliensis* do Lago Guaíba possuem testículos em tandem, caráter não compartilhado com as demais espécies do gênero que possuem testículos posicionados lado a lado. Os testículos de *Andracantha sp.* e de *A. tunitae* estão localizados no segundo terço do corpo, enquanto nas outras espécies estão localizados no primeiro terço do corpo.

Os ovos de *Andracantha sp.* são muito mais delgados, quando são comparados com os ovos das outras espécies. Além da diferença na forma são observadas inflações polares no envelope mediano do ovo. *Andracantha sp.* também têm o sino uterino mais próximo da extremidade posterior que as demais espécies. O primeiro gancho de cada uma das fileiras longitudinais de ganchos/espinhos não possui manúbrio, o quê, junto com a forma dos

outros ganchos diferencia a espécie encontrada das demais. A presença de espinhos genitais é um carácter compartilhado com as espécies do gênero *Corynosoma*. Em *Andracantha*, os espinhos genitais podem estar presentes em machos e/ou fêmeas e podem variar em número e posição. Espinhos genitais não foram observados em *A. tunitae* (ZDZITOWIECKI 1986) nem em *Andracantha sp.* De acordo com SCHMIDT (1975) poucos espinhos foram encontrados em alguns juvenis e fêmeas adultas de *A. mergi* na descrição original, no entanto, nos espécimes coletados e descritos por ele, nenhum espinho foi encontrado. Devido às diferenças entre os espécimes de *Andracantha sp.* coletados em *P. brasiliensis* e as demais espécies do gênero, podemos considerá-la uma nova espécie. A descrição formal deste novo táxon foi encaminhada para publicação na Revista Brasileira de Zoologia (Anexo 3).

Este é o primeiro registro da presença de acantocéfalos adultos deste gênero na América do Sul. A pigmentação alaranjada encontrada nestes acantocéfalos, já foi registrada para outras espécies do filo. BARRETT & BUTTERWORTH (1973) isolaram o pigmento que confere coloração alaranjada a acantocéfalos de seis espécies das ordens Archiacanthocephala, Palaeacanthocephala, e Eoacanthocephala:  $\beta$ -carotenóide, luteína, e astaxantina esterificada. Embora a absorção de pigmentos disponíveis no corpo dos hospedeiros intermediários e definitivos seja um fenômeno conhecido, não havia sido registrado em espécies de *Andracantha*.

THERELFALL (1982) registrou a presença de um complexo de espécies em *P. auritus*, as prevalências na costa leste e oeste da Flórida foram de 34% e 5, e 74% e 24, respectivamente. MUNRO *et al.* (1995) registraram *A. tunitae* em *P. aristotelis*, com a prevalência de 69% e intensidade média de infecção de cinco espécimes por hospedeiro. FEDYNICH *et al.* (1997) registraram *A. grávida* em *P. brasiliensis* e *P. auritus*, na costa do

Texas, E.U.A., com a prevalência de 67% e 58%, e intensidade de infecção de 2 e 2,7 espécimes por hospedeiro, respectivamente. Comparando os resultados apresentados no presente estudo com os dos outros autores referidos acima, o presente estudo mostrou a prevalência menor e intensidade de infecção semelhante.



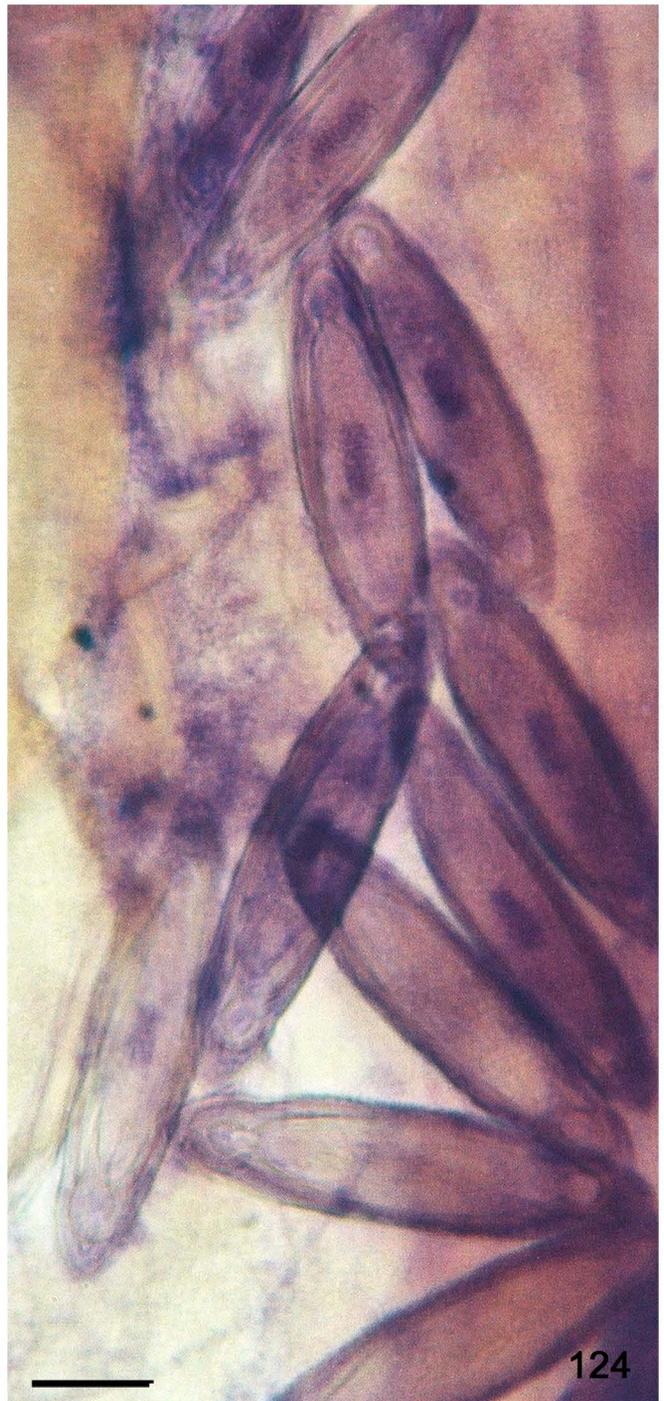
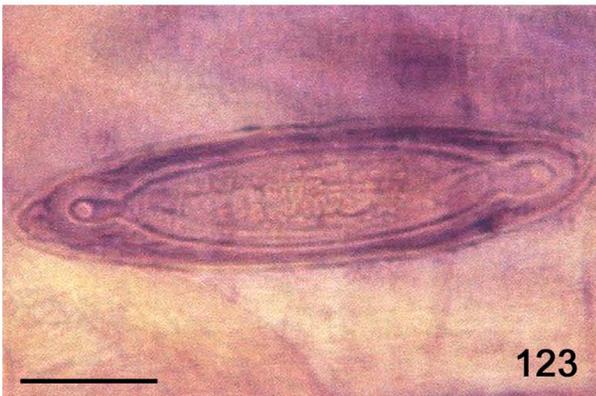




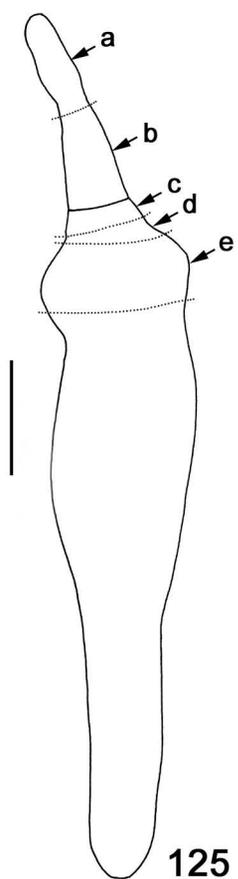
**Figura 121–124.** *Andracantha* sp. parasita de biguá, *Phalacrocorax brasilianus*,

fotomicrografias: (121-122) pigmentação corporal, barra = 1 mm (121) macho;

(122) fêmea; (123) ovo, barra = 25  $\mu\text{m}$ ; (124) ovos, barra = 25  $\mu\text{m}$ .



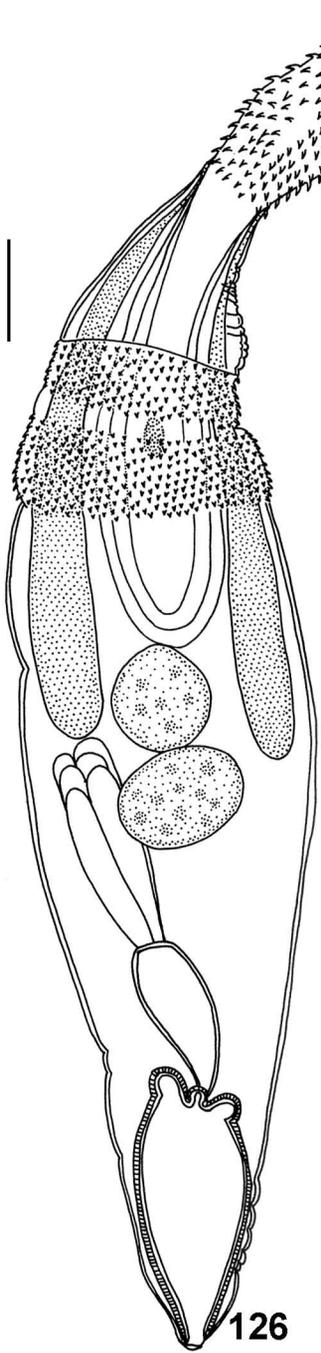
**Figura 125.** *Andracantha sp.* parasita de biguá, *Phalacrocorax brasilianus*: contorno corporal mostrando: (a) probóscide, (b) colo, (c) campo anterior de espinhos do tronco, (d) zona nua, (e) corpo posterior de espinhos no tronco e zona da primeira inflação, barra = 1 mm.



125

**Figuras 126-129.** *Andracantha sp.* parasita de biguá, *Phalacrocorax brasilianus*,

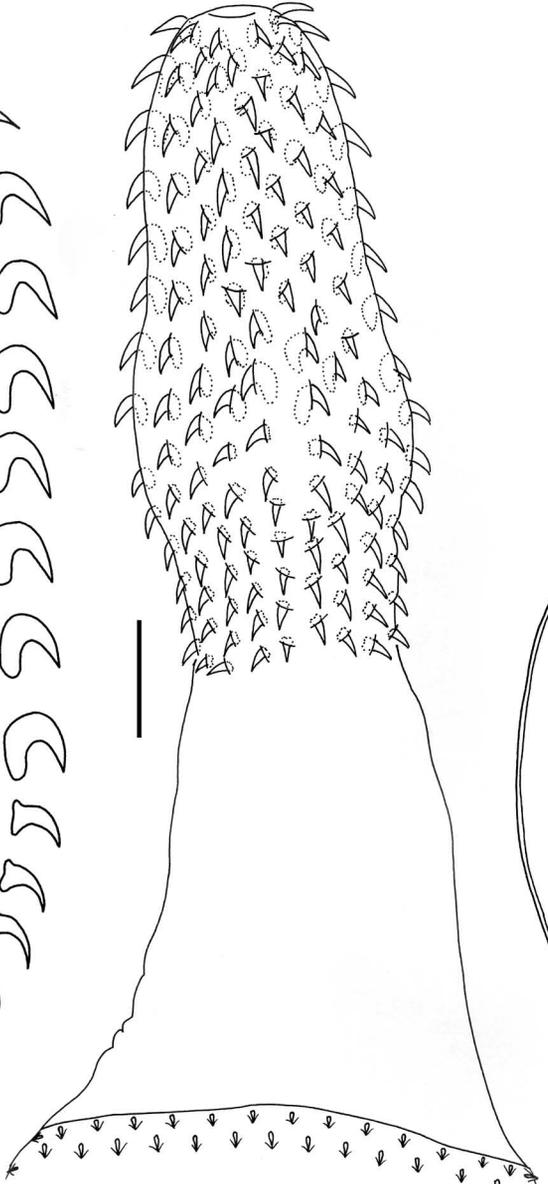
diagramas incompletos: (126) macho, barra = 250  $\mu$ m; (127) fileira longitudinal completa, composta por oito ganchos e sete espinhos, barra = 100  $\mu$ m; (128) presoma (probóscide + colo), barra = 100  $\mu$ m; (129) fêmea, barra = 250  $\mu$ m.



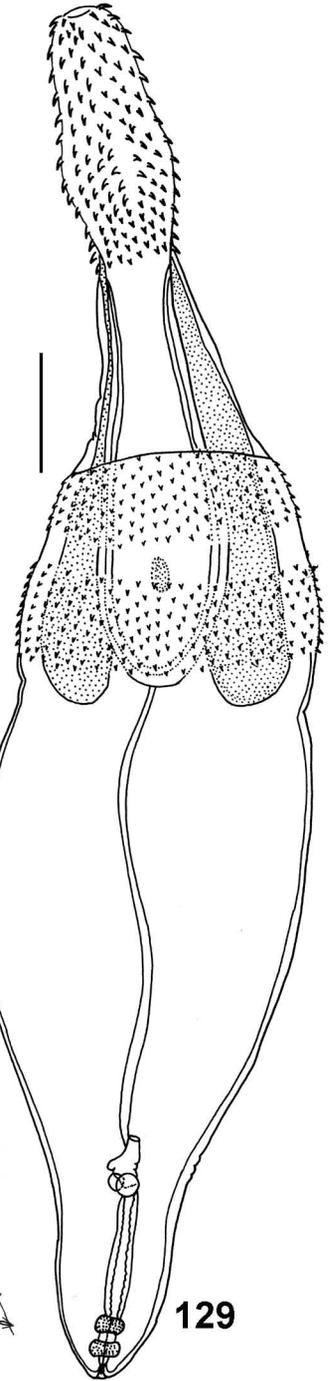
126



127



128



129

## **5.2. Análise da estrutura da comunidade de helmintos de biguás, *Phalacrocorax brasilianus* do Lago Guaíba, Guaíba, RS.**

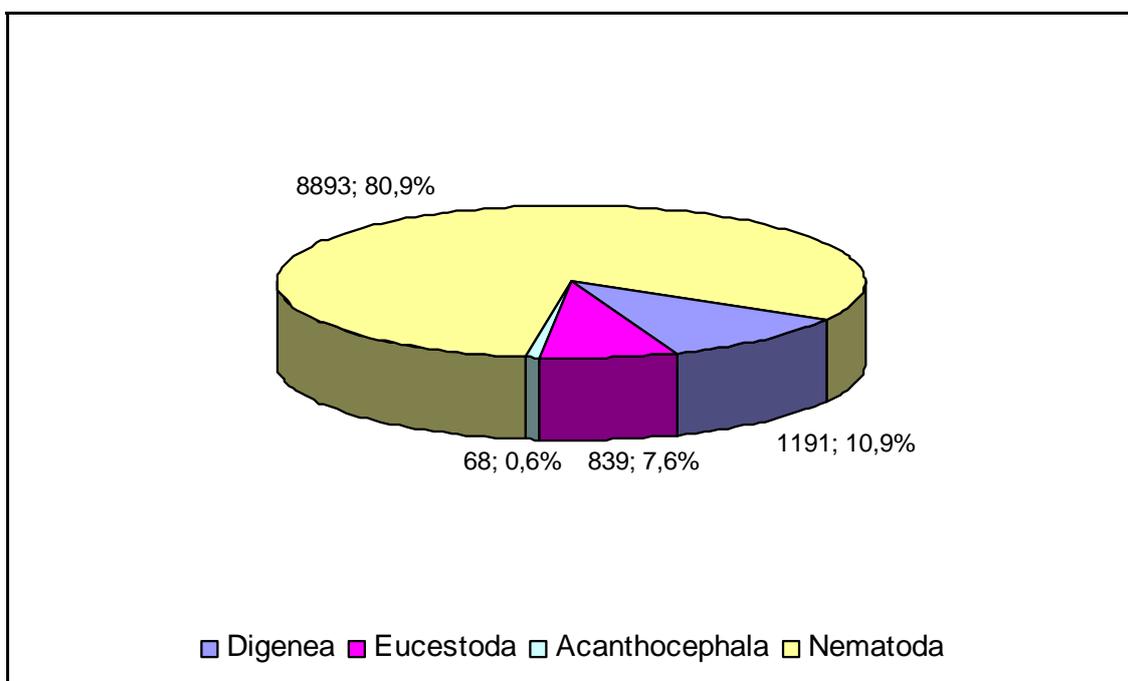
### **5.2.1. Comunidade componente**

Todos os 47 biguás coletados no Lago Guaíba, Guaíba, RS estavam parasitados por pelo menos duas espécies de helmintos. Um total de 10.993 helmintos foi coletado, representado uma intensidade média de infecção de 233,89 helmintos/hospedeiro. Estes helmintos pertencem aos seguintes grupos: Digenea, Eucestoda, Acanthocephala e Nematoda. A Fig. 130 representa a contribuição de cada um dos grupos de helmintos no número total de helmintos coletados.

A Tabela II são indicados dados sobre a de intensidade de infecção de cada um dos grupos de helmintos em todos os hospedeiros necropsiados, machos e fêmeas, juvenis e adultos. Na Tabela II também são apresentados dados referentes à intensidade de infecção por helmintos (sem levar em consideração o grupo taxonômico) para os hospedeiros agrupados por sexo, por grau de maturidade sexual e para toda a amostra.

A riqueza da helmintofauna da amostra foi de 20 espécies. A amplitude da riqueza parasitária foi de 2 a 11, sendo a riqueza média igual a 6,89. A Fig. 131 mostra a contribuição de cada um dos grupos de helmintos na riqueza parasitária dos biguás. A frequência da riqueza parasitária nos biguás amostrados está representada na Fig. 132. A mesma informação é dada para os hospedeiros agrupados por sexo (Fig. 133) e por grau de maturidade sexual (Fig. 134). Na Tabela III está representada a riqueza mínima, máxima e a riqueza média, seguida pelo desvio padrão, para biguás agrupados por sexo, por grau de maturidade sexual e não agrupados.

Para cada uma das espécies de helminto coletada, foram calculados parâmetros ecológicos, prevalência, amplitude da intensidade de infecção, intensidade média

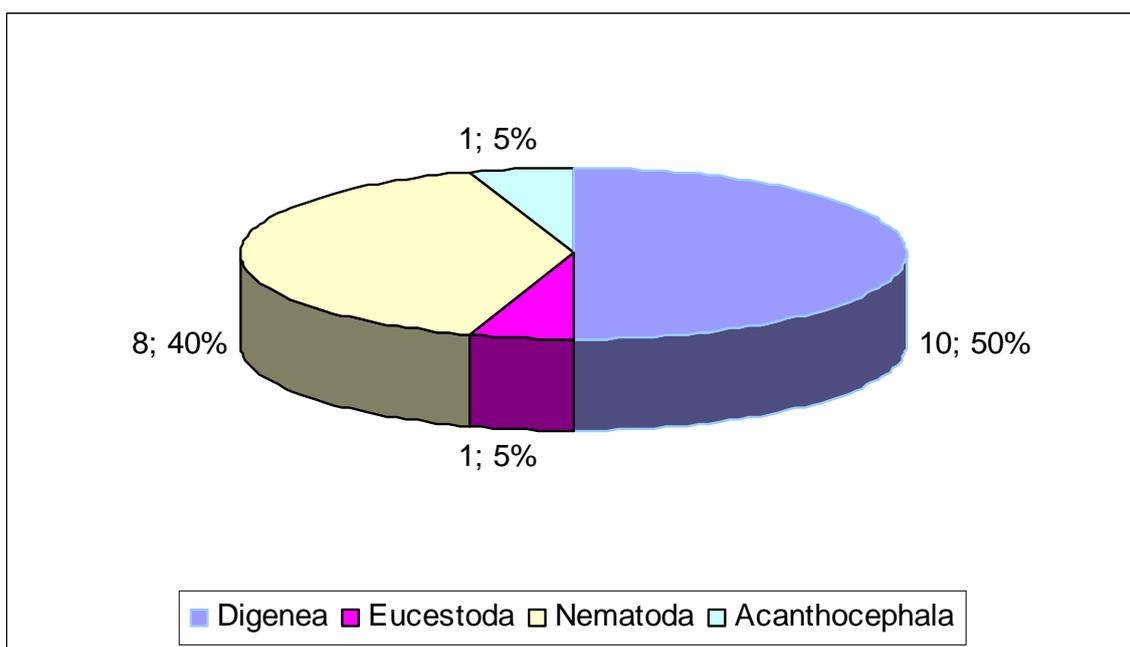


**Figura 130.** Contribuição em número de helmintos e porcentagem de cada um dos grupos taxonômicos de helmintos no total de helmintos coletados em 47 biguás, *Phalacrocorax brasilianus* do Lago Guaíba, Guaíba, RS.

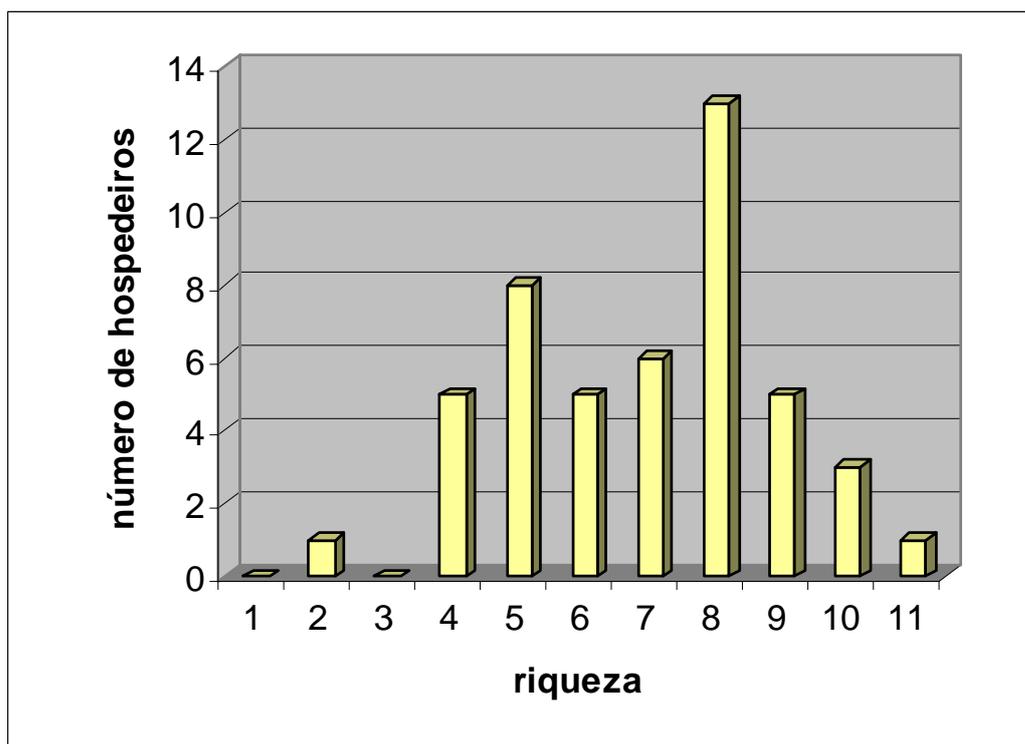
**Tabela II.** Distribuição dos diferentes grupos taxonômicos de helmintos nos biguá, *Phalacrocorax brasilianus* do Lago Guaíba, examinados.

Grupos de helmintos	Sexo		Maturidade		Total (n=47)
	Machos (n=22)	Fêmeas (n=25)	Juvenis (n=18)	Adultos (n=26)	
<b>Digenea</b>					
Amplitude	0-70	0-86	0-70	0-86	0-86
IM ± EP	24,36 ± 5,42	26,28 ± 26,29	29,61 ± 22,19	24,58 ± 28,59	25,38 ± 3,73
<b>Eucestoda</b>					
Amplitude	0-209	0-46	14-209	0-37	0-209
IM ± EP	24,04 ± 9,15	12,40 ± 13,60	26,44 ± 46,88	10,88 ± 12,26	17,85 ± 4,54
<b>Nematoda</b>					
Amplitude	27-802	47-700	75-802	27-700	27-802
IM ± EP	191,45 ± 48,40	187,24 ± 139,68	273,77 ± 225,65	144,38 ± 135,88	189,21 ± 4,54
<b>Acanthocephala</b>					
Amplitude	0-26	0-17	0-26	0-17	0-26
IM ± EP	1,45 ± 1,77	1,44 ± 4,54	1,66 ± 6,09	1,42 ± 4,46	1,44 ± 0,72
<b>Todos os helmintos</b>					
Amplitude	30-851	75-731	106-851	30-731	30-851
IM ± EP	241 ± 48,39	227,36 ± 143,78	331,50 ± 200,54	181,26 ± 138,67	233,89 ± 27,22

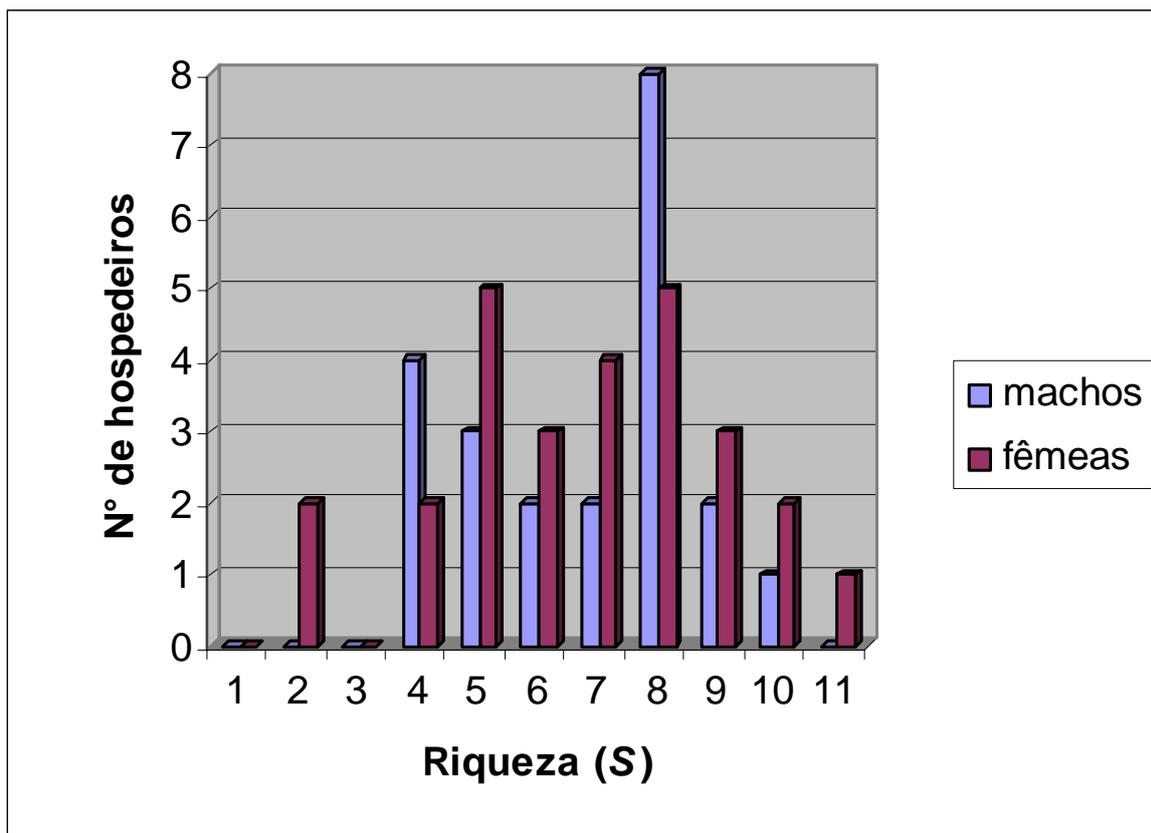
*n* = número de hospedeiros; IM = intensidade média de infecção; EP = erro padrão.



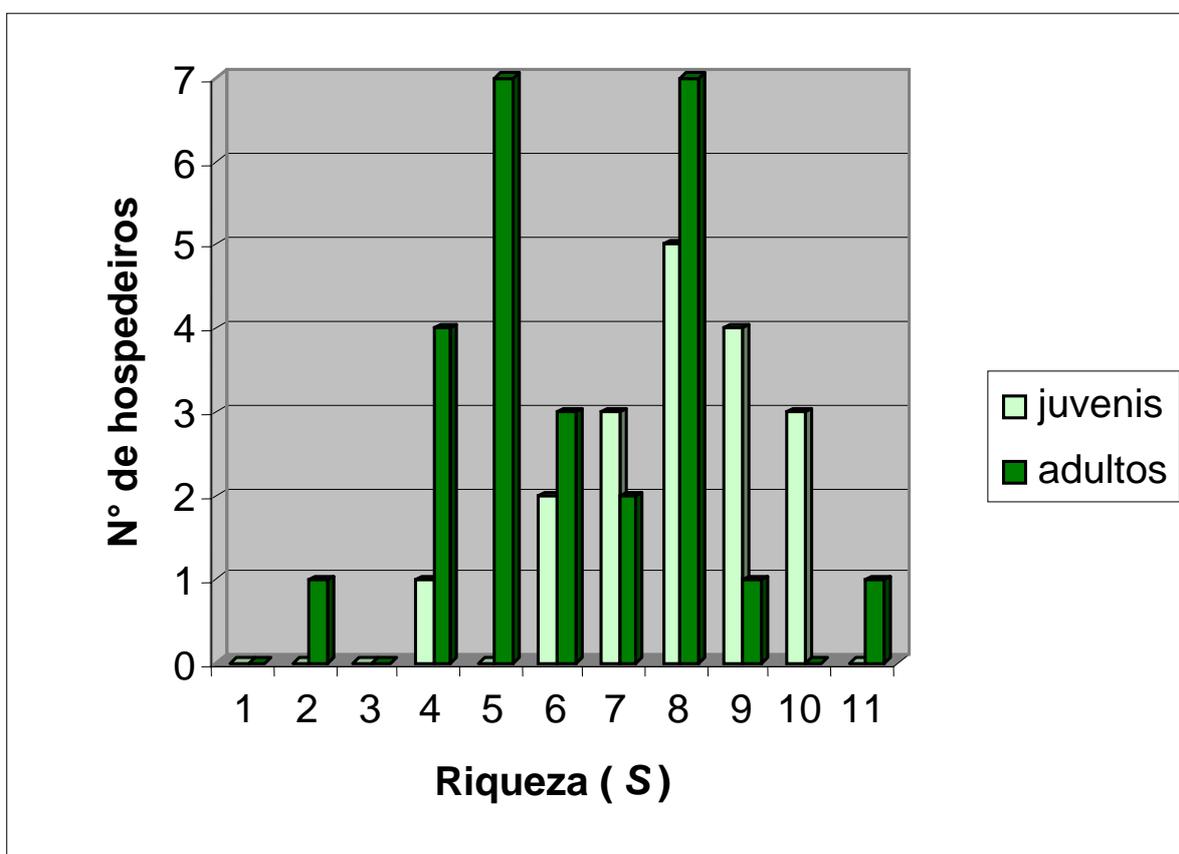
**Figura 131.** Participação dos diferentes grupos de helmintos na riqueza da helmintofauna dos biguás, *Phalacrocorax brasilianus* do Lago Guaíba, Guaíba, RS.



**Figura 132.** Frequência da riqueza absoluta da fauna helmintológica de biguás, *Phalacrocorax brasilianus* do Lago Guaíba, Guaíba, RS.



**Figura 133.** Riqueza da fauna helmintológica de biguás, *Phalacrocorax brasilianus* do Lago Guaíba, Guaíba, RS, agrupados por sexo.



**Figura 134.** Riqueza da fauna helmintológica de biguás, *Phalacrocorax brasilianus* do Lago Guaíba, Guaíba, RS, agrupados por grau de maturidade sexual.

**Tabela III.** Riqueza da helmintofauna de biguás, *Phalacrocorax brasilianus*, do Lago Guaíba, Guaíba, RS.

	Sexo		Maturidade		Total
	Machos (n=22)	Fêmeas (n=25)	Juvenis (n=18)	Adultos (n=26)	
Amplitude	4-10	2-11	4-10	2-11	2-11
$\bar{X} \pm DP$	6,77 $\pm$ 1,85	7,00 $\pm$ 2,12	7,94 $\pm$ 1,59	6,19 $\pm$ 2,02	6,89 $\pm$ 1,99

*n* = número de hospedeiros;  $\bar{X}$  = média; DP = desvio padrão.

e abundância média, ambas seguidas pelo desvio padrão, estes parâmetros são apresentados para toda amostra (Tabela IV), para hospedeiros agrupados por sexo (Tabela V), e para hospedeiros agrupados de acordo com o grau de maturidade sexual (Tabela VI).

### 5.2.2. Estrutura da comunidade componente

O grupo formado pelos nematóides foi o mais abundante na amostra, porém o segundo mais diverso, ficando atrás dos digenéticos. Cestóides e acantocéfalos apresentaram a mesma diversidade, porém o primeiro apresentou maior a abundância.

Os nematóides estão representados por oito espécies, distribuídas nas seguintes famílias em ordem decrescente de abundância média com riqueza indicada entre parênteses, não necessariamente em ordem decrescente: Anisakidae (1), Capillariidae (3), Tetrameridae (1), Acuariidae (1) e Syngamidae (1) e Dioctophymatidae (1).

Os capilariídeos e anisquídeos, infectaram 37 e 47 hospedeiros, o que representa prevalência de 78,72% e 100%, respectivamente. A contribuição dos capilariídeos na riqueza da helmintofauna é maior do que a dos anisquídeos.

*Contraecum rudolphii*, a única espécie de anisquídeo foi a que apresentou maior prevalência e abundância na mostra. A abundância média dos capilariídeos e anisquídeos 86,19 e 97,70 helmintos/hospedeiro, respectivamente. Cabe salientar, a importância de *C. rudolphii* na amostra, já que esta espécie representou mais de 50% dos nematóides e mais de 40% de todos os helmintos coletados. Os nematóides contribuíram com 80,89% dos helmintos coletados nos biguás. Os nematóides das famílias Capillariidae e Anisakidae, que juntos somaram cinco espécies, representaram 78,86% do número total de helmintos, mas apenas 23,80% da riqueza encontrada na amostra.

**Tabela IV.** Helmintos parasitos de 47 biguás, *Phalacrocorax brasilianus* do Lago Guaíba, Guaíba, RS.

<b>Espécies de helmintos</b>	<b>Prevalência (%)</b>	<b>Intensidade</b>	<b>Intensidade média (<math>\bar{X} \pm DP</math>)</b>	<b>Abundância média (<math>\bar{X} \pm DP</math>)</b>
<b>Digenea</b>				
<i>Austrodiplostomum compactum</i>	31,91	1-12	4,80 ± 3,57	1,53 ± 3,00
<i>Austrodiplostomum mordax</i>	46,80	2-22	6,23 ± 6,37	2,91 ± 5,33
<i>Clinostomum sp.</i>	2,13	1	1,00	0,02 ± 0,15
<i>Drepanocephalus olivaceus</i>	8,51	1-6	2,75 ± 2,22	0,23 ± 0,96
<i>Drepanocephalus spathans</i>	42,55	1-42	11,90 ± 12,67	5,06 ± 10,08
<i>Hysteromorpha triloba</i>	36,17	1-56	7,71 ± 13,73	2,79 ± 8,92
<i>Ignavia olivacei</i>	19,14	1-17	4,78 ± 4,94	0,91 ± 2,80
<i>Paryphostomum radiatum</i>	31,91	1-46	11,53 ± 12,19	3,68 ± 8,65
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	2,13	1	1,00	0,02 ± 0,15
<i>Ribeiroia ondatrae</i>	72,34	1-64	11,29 ± 14,91	8,17 ± 13,62
<b>Eucestoda</b>				
<i>Paradilepis caballeroi</i>	87,23	1-209	20,46 ± 32,60	17,85 ± 31,18
<b>Acanthocephala</b>				
<i>Andracantha sp.</i>	21,27	1-26	6,80 ± 9,26	1,45 ± 4,97
<b>Nematoda</b>				
Capilariídeo não identificado	12,76	1-9	2,83 ± 3,13	0,36 ± 1,41
<i>Contraecum rudolphii</i>	100	25-403	97,70 ± 81,86	97,70 ± 81,86
<i>Eucoleus contortus</i>	65,95	1-561	110,77 ± 161,17	73,06 ± 140,55
<i>Eustrongylides sp.</i> (larva)	2,13	1	1,00	0,02 ± 0,15
<i>Ornithocapillaria appendiculata</i>	51,06	1-135	25,00 ± 34,55	12,77 ± 27,50
<i>Syncuaria squamata</i>	8,51	1-5	2,50 ± 1,73	0,21 ± 0,83
<i>Syngamus sp.</i>	6,38	2	2,00	0,13 ± 0,49
<i>Tetrameres sp.</i>	31,91	1-116	15,53 ± 28,89	4,97 ± 17,54

$\bar{X}$  = média; DP = desvio padrão.

**Tabela V.** Helminhos parasitos de 47 biguás, *Phalacrocorax brasilianus* do Lago Guaíba, Guaíba, RS, agrupados de acordo com o sexo do hospedeiro.

Espécies de helmintos	Prevalência (%)		Intensidade		Intensidade de média ( $\bar{X} \pm DP$ )		Abundância média ( $\bar{X} \pm DP$ )	
	M	F	M	F	M	F	M	F
	(n=22)	(n=25)	(n=22)	(n=25)	(n=22)	(n=25)	(n=22)	(n=25)
<b>Digenea</b>								
<i>Austrodiplostomum compactum</i>	40,90	24,00	1-12	1-11	4,78 ± 3,35	4,83 ± 4,22	1,95 ± 3,17	1,16 ± 2,85
<i>Austrodiplostomum mordax</i>	50,00	44,00	1-22	1-19	6,27 ± 7,09	6,18 ± 5,91	3,14 ± 5,85	2,72 ± 4,94
<i>Clinostomum sp.</i>	4,54	0	1	0	1,00	0	0,04 ± (0,21)	0
<i>Drepanocephalus olivaceus</i>	4,54	12,00	1	2-6	1,00	3,33 ± 2,31	0,04 ± 0,21	0,40 ± 1,29
<i>Drepanocephalus spathans</i>	50,00	36,00	1-10	1-42	11,00 ± 12,12	13,00 ± 13,96	5,50 ± 10,08	4,68 ± 10,27
<i>Hysteromorpha triloba</i>	45,45	28,00	1-39	1-56	3,90 ± 3,07	13,14 ± 20,73	1,77 ± 2,83	3,68 ± 11,99
<i>Ignavia olivacei</i>	22,72	16,00	1-7	2-17	3,20 ± 2,49	6,75 ± 6,90	0,73 ± 1,75	1,08 ± 3,51
<i>Paryphostomum radiatum</i>	22,72	40,00	1-28	1-46	13,60 ± 11,46	10,50 ± 13,01	3,09 ± 7,68	4,20 ± 9,54
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	0	4,00	0	1	0	1,00	0	0,04 ± 0,20
<i>Ribeiroia ondatrae</i>	63,63	80,00	1-64	1-54	12,57 ± 18,97	10,40 ± 1,74	8,00 ± 16,16	8,32 ± 11,28
<b>Eucestoda</b>								
<i>Paradilepis caballeroi</i>	95,45	80,00	1-209	1-46	25,19 ± 43,63	15,50 ± 13,54	24,05 ± 42,92	12,40 ± 13,60
<b>Acanthocephala</b>								
<i>Andracantha sp.</i>	22,72	20,00	1-26	1-17	6,40 ± 10,97	7,20 ± 8,50	1,45 ± 5,52	1,44 ± 4,55
<b>Nematoda</b>								
Capilariídeo não identificado	9,09	16,00	2-9	1-3	5,50 ± 4,95	1,50 ± 1	0,50 ± 1,95	0,24 ± 0,66
<i>Contraecum rudolphii</i>	100	100	25-206	28-403	73,18 ± 42,12	119,28 ± 101,27	73,18 ± 42,12	119,28 ± 101,27
<i>Eucoleus contortus</i>	59,09	72,00	1-561	3-333	180,54 ± 215,53	60,39 ± 81,48	106,68 ± 186,54	43,48 ± 73,95
<i>Eustrongylides sp. (larva)</i>	0	4,00	0	1	0	1,00	0	0,04 ± 0,20
<i>Ornithocapillaria appendiculata</i>	50,00	52,00	1-135	2-80	17,27 ± 39,31	31,54 ± 29,99	8,64 ± 28,53	16,40 ± 26,61
<i>Syncuaria squamata</i>	4,54	12,00	2	1-5	2,00	2,67 ± 2,08	0,09 ± 0,43	0,32 ± 1,07
<i>Syngamus sp.</i>	4,54	8,00	2	2	2,00	2,00	0,09 ± 0,43	0,16 ± 0,55
<i>Tetrameres (Gynaecophila) sp.</i>	27,27	36,00	1-23	1-116	8,33 ± 9,35	20,33 ± 36,62	2,27 ± 5,94	7,32 ± 23,37

$\bar{X}$  = média; DP = desvio padrão; M = machos; F = fêmeas; n = número de hospedeiros.

**Tabela VI.** Helminhos parasitos de 47 biguás, *Phalacrocorax brasilianus* do Lago Guaíba, Guaíba, RS, agrupados de acordo com o estado de maturidade sexual do hospedeiro.

Espécies de helmintos	Prevalência (%)		Intensidade		Intensidade de média ( $\bar{X} \pm DP$ )		Abundância média ( $\bar{X} \pm DP$ )	
	J	A	J	A	J	A	J	A
	(n=18)	(n=26)	(n=18)	(n=26)	(n=18)	(n=26)	(n=18)	(n=26)
<b>Digenea</b>								
<i>Austrodiplostomum compactum</i>	33,33	26,92	3-8	1-12	4,33 ± 1,86	5,71 ± 4,82	1,44 ± 2,33	1,54 ± 3,50
<i>Austrodiplostomum mordax</i>	61,11	34,61	2-22	1-16	8,55 ± 7,33	4,33 ± 4,82	5,22 ± 7,07	1,50 ± 3,44
<i>Drepanocephalus olivaceus</i>	9,55	11,53	6	1-2	6,00	1,67 ± 0,58	0,33 ± 1,41	0,19 ± 0,27
<i>Drepanocephalus spathans</i>	50,00	38,46	1-27	1-42	8,44 ± 8,93	16,10 ± 14,93	4,22 ± 7,51	6,19 ± 12,00
<i>Hysteromorpha triloba</i>	61,11	15,38	1-25	2-56	5,73 ± 7,03	16,25 ± 26,51	3,50 ± 6,11	2,50 ± 10,96
<i>Ignavia olivacei</i>	27,77	15,38	1-7	2-17	3,20 ± 2,49	6,75 ± 6,90	0,89 ± 1,91	1,04 ± 3,45
<i>Paryphostomum radiatum</i>	44,44	26,92	1-28	1-46	11,13 ± 9,70	12,00 ± 15,37	4,94 ± 8,43	3,23 ± 9,28
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	5,55	0	1	0	1,00	0	0,05 ± 0,24	0
<i>Ribeiroia ondatrae</i>	77,77	69,23	1-54	1-64	11,57 ± 16,36	12,11 ± 14,69	9,00 ± 15,34	8,38 ± 13,39
<b>Eucestoda</b>								
<i>Paradilepis caballeroi</i>	94,44	80,24	2-209	1-37	28,00 ± 47,85	13,48 ± 12,30	26,44 ± 46,89	10,88 ± 12,26
<b>Acanthocephala</b>								
<i>Andracantha sp.</i>	22,22	19,23	1-26	1-17	7,50 ± 12,34	7,40 ± 8,32	1,67 ± 6,10	1,42 ± 4,46
<b>Nematoda</b>								
Capilariídeo não identificado	22,22	69,23	1-9	1	3,75 ± 3,59	1,00	0,83 ± 2,20	0,07 ± 0,27
<i>Contracaecum rudolphii</i>	100	100	36-403	35-343	115,28 ± 89,59	89,77 ± 80,14	115,28 ± 89,59	89,77 ± 80,14
<i>Eucoleus contortus</i>	77,77	61,53	1-561	1-333	170,29 ± 209,98	64,81 ± 86,84	132,44 ± 197,55	39,88 ± 74,55
<i>Eustrongylides sp.</i> (larva)	0	3,84	0	1	0	1,00	0	0,03 ± 0,20
<i>Ornithocapillaria appendiculata</i>	72,22	34,61	1-135	1-80	29,54 ± 40,06	22,33 ± 29,97	21,33 ± 36,31	7,73 ± 20,12
<i>Syncuaria squamata</i>	11,11	7,69	2	1-5	2,00	3,00 ± 2,83	0,22 ± 0,65	0,23 ± 0,99
<i>Syngamus sp.</i>	5,55	3,84	2	2	2,00	2,00	0,22 ± 0,65	0,07 ± 0,39
<i>Tetrameres (Gynaecophila) sp.</i>	33,33	34,61	3-23	1-116	10,33 ± 7,89	19,00 ± 37,26	3,44 ± 6,59	6,58 ± 23,00

$\bar{X}$  = média; DP = desvio padrão; J = juvenis; A = adultos; n = número de hospedeiros.

A fauna de digenéticos dos biguás do Lago Guaíba é composta pelas seguintes famílias, em ordem decrescente de riqueza: Echinostomatidae (4), Diplostomidae (3), Prosthogonimidae (1), Psilostomidae (1), e Clinostomidae (1). Os digenéticos echinostomatídeos e diplostomídeos infectaram 34 e 29 hospedeiros, o que representa prevalência de 72,34% e 61,70%, respectivamente. Embora os echinostomatídeos tenham apresentado a maior riqueza e a maior prevalência na amostra, foram menos abundantes que os diplostomídeos. A abundância média dos echinostomatídeos e diplostomídeos foi de 10,00 e 16,03 helmintos/hospedeiro, respectivamente. As demais famílias Psilostomatidae, Prosthogonimidae e Clinostomidae, que foram representadas por somente uma espécie, são: *R. ondatrae*, *P. ovatus* e *Clinostomum sp.*, respectivamente. Os dados de prevalência e intensidade média estão sumarizados na Tabela IV.

Os cestóides e os acantocéfalos foram representados por uma espécie da família, Dilepididae e Polymorphidae, respectivamente. Os acantocéfalos representaram uma percentagem pequena na amostra total, enquanto a contribuição dos cestóides foi mais significativa.

A estrutura da comunidade de helmintos de *P. brasiliensis* foi classificada de acordo com o valor de importância (I) proposto por THUL *et al.* (1985). Seis espécies foram classificadas como dominantes (Tabela VII), sendo que, destas, três eram nematóides, duas digenéticos e uma cestóide. Oito espécies foram classificadas como co-dominantes, das quais cinco eram digenéticos, duas nematóides e uma acantocéfalo.

**Tabela VII.** Classificação e valores de importância (I) de helmintos de biguás, *Phalacrocorax brasilianus* do Lago Guaíba, Guaíba, RS.

<b>Espécies de helmintos</b>	<b>(I)</b>
<b>Espécies dominantes</b>	
<i>Contracaecum rudolphii</i>	53,60
<i>Eucoleus contortus</i>	26,44
<i>Paradilepis caballeroi</i>	8,54
<i>Ornithocapillaria appendiculata</i>	3,58
<i>Ribeiroia ondatrae</i>	3,24
<i>Drepanocephalus spathans</i>	1,18
<b>Espécies co-dominantes</b>	
<i>Tetrameres (Gynaecophila) sp.</i>	0,86
<i>Austrodisplotomum mordax</i>	0,75
<i>Paryphostomum radiatum</i>	0,64
<i>Hysteromorpha triloba</i>	0,55
<i>Austrodiplostomum compactum</i>	0,30
<i>Andracantha sp.</i>	0,17
<i>Ignavia olivacei</i>	0,09
Capilariídeo não identificado	0,02
<i>Drepanocephalus olivaceus</i>	0,01
<b>Espécies subordinadas</b>	
<i>Syncuaria squamata</i>	0,009
<i>Syngamus sp.</i>	0,004
<i>Clinostomum sp.</i>	0,0002
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	0,0002
<i>Eustrongylides sp</i> (larva).	0,0002

I = valor de importância segundo THUL *et al.* (1985).

**Tabela VIII.** Classificação e valores de importância (I) de helmintos de biguás, *Phalacrocorax brasilianus* do Lago Guaíba, Guaíba, RS, agrupados de acordo com o sexo do hospedeiro.

<b>Machos</b>	<b>(I)</b>	<b>Fêmeas</b>	<b>(I)</b>
<b>Espécies dominantes</b>			
<i>Contracaecum rudolphi</i>	41,49	<i>Contracaecum rudolphi</i>	64,55
<i>Eucoleus contortus</i>	35,74	<i>Eucoleus contortus</i>	16,94
<i>Paradilepis caballeroi</i>	13,01	<i>Paradilepis caballeroi</i>	5,36
<i>Ribeiroia ondatrae</i>	2,88	<i>Ornithocapillaria appendiculata</i>	4,61
<i>Ornithocapillaria appendiculata</i>	2,44	<i>Ribeiroia ondatrae</i>	3,60
<i>Drepanocephalus spathans</i>	1,56	<i>Tetrameres (Gynaecophila) sp.</i>	1,42
<b>Espécies co-dominantes</b>			
<i>Austrodiplostomum mordax</i>	0,89	<i>Drepanocephalus spathans</i>	0,91
<i>Hysteromorpha triloba</i>	0,46	<i>Paryphostomum radiatum</i>	0,91
<i>Austrodiplostomum compactum</i>	0,45	<i>Austrodiplostomum mordax</i>	0,65
<i>Paryphostomum radiatum</i>	0,40	<i>Hysteromorpha triloba</i>	0,56
<i>Tetrameres (Gynaecophila) sp.</i>	0,35	<i>Austrodiplostomum compactum</i>	0,15
<i>Andracantha sp.</i>	0,19	<i>Andracantha sp.</i>	0,15
<i>Ignavia olivacei</i>	0,09	<i>Ignavia olivacei</i>	0,09
Capilariídeo não identificado	0,02	<i>Drepanocephalus olivaceus</i>	0,02
		<i>Syncuaria squamata</i>	0,02
		Capilariídeo não identificado	0,02
<b>Espécies subordinadas</b>			
<i>Syncuaria squamata</i>	0,002	<i>Syngamus sp.</i>	0,006
<i>Syngamus sp.</i>	0,002	<i>Eustrongylides sp. (larva)</i>	0,0008
<i>Clinostomum sp.</i>	0,001	<i>Prosthogonimus ovatus</i>	0,0008
<i>Drepanocephalus olivaceus</i>	0,001		

I = valor de importância segundo THUL *et al.* (1985).

**Tabela IX.** Classificação e valores de importância (I) de helmintos de biguás, *Phalacrocorax brasilianus* do Lago Guaíba, Guaíba, RS, agrupados por estado de maturidade sexual do hospedeiro.

Juvenis	(I)	Adultos	(I)
<b>Espécies dominantes</b>			
<i>Contracaecum rudolphii</i>	41,50	<i>Contracaecum rudolphii</i>	56,00
<i>Eucoleus contortus</i>	37,09	<i>Eucoleus contortus</i>	15,31
<i>Paradilepis caballeroi</i>	8,99	<i>Paradilepis caballeroi</i>	5,44
<i>Ornithocapillaria appendiculata</i>	5,55	<i>Drepanocephalus spathans</i>	14,85
<i>Ribeiroia ondatrae</i>	2,52	<i>Ribeiroia ondatrae</i>	3,62
<i>Austrodiplostomum mordax</i>	1,15	<i>Ornithocapillaria appendiculata</i>	1,67
		<i>Tetrameres (Gynaecophila) sp.</i>	1,42
<b>Espécies co-dominantes</b>			
<i>Paryphostomum radiatum</i>	0,79	<i>Paryphostomum radiatum</i>	0,54
<i>Hysteromorpha triloba</i>	0,77	<i>Austrodiplostomum mordax</i>	0,32
<i>Drepanocephalus spathans</i>	0,76	<i>Austrodiplostomum compactum</i>	0,25
<i>Tetrameres (Gynaecophila) sp.</i>	0,41	<i>Hysteromorpha triloba</i>	0,24
<i>Austrodiplostomum compactum</i>	0,17	<i>Andracantha sp.</i>	0,17
<i>Andracantha sp.</i>	0,13	<i>Ignavia olivacei.</i>	0,10
<i>Ignavia olivacei</i>	0,09	<i>Drepanocephalus olivaceus</i>	0,01
		<i>Syncuaria squamata</i>	0,01
<b>Espécies subordinadas</b>			
<i>Syncuaria squamata</i>	0,008	Capilariídeo não identificado	0,003
<i>Syngamus sp.</i>	0,008	<i>Syngamus sp.</i>	0,001
<i>Drepanocephalus olivaceus</i>	0,006	<i>Eustrongylides sp. (larva)</i>	0,001
Capilariídeo não identificado	0,003		
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	0,001		

I = valor de importância segundo THUL *et al.* (1985).

### **5.2.3. Influência do comprimento padrão, do sexo, e do estado de maturação sexual dos hospedeiros no tamanho das infrapopulações de helmintos**

O comprimento padrão dos hospedeiros é apresentado na Tabela X. Os hospedeiros foram sexados e classificados de acordo com seu grau de maturidade sexual em juvenis ou adultos. Não foi possível determinar a maturidade sexual de três biguás, os quais foram desconsiderados quando as aves foram grupadas por este carácter. A comparação entre a média do comprimento padrão entre machos e fêmeas ( $t = 0,22, p = 0,83$ ) e entre juvenis e adultos ( $t = -0,83, p = 0,41$ ) mostrou que os diferentes valores encontrados não são significativos. A correlação entre o comprimento padrão dos hospedeiros e a intensidade de infecção dos helmintos parasitos foi testada para as 14 espécies que apresentaram prevalência  $\geq 10\%$ . Destas, 7 espécies apresentaram correlação negativa com o comprimento padrão e 7 espécies correlação positiva. Todos os valores de correlação encontrados indicaram correlação fraca entre o comprimento padrão e a intensidade de infecção (Tabela XI).

**Tabela X.** Comprimento padrão (cm), de 47 biguás, *Phalacrocorax brasilianus* coletados no Lago Guaíba, Guaíba, RS.

	<b>Sexo</b>		<b>Maturidade</b>		<b>Total</b>
	Machos (n=22)	Fêmeas (n=25)	Juvenis (n=18)	Adultos (n=26)	
Amplitude	50-64	50-64	50-64	50,5-62	50-64
$\bar{X} \pm DP$	56,0 $\pm$ 3,38	55,8 $\pm$ 3,51	55,1 $\pm$ 3,41	55,9 $\pm$ 3,15	55,9 $\pm$ 3,41

$n$  = número de hospedeiros;  $\bar{X}$  = média; DP = desvio padrão.

**Tabela XI.** Correlação entre o comprimento padrão e a intensidade de infecção dos helmintos parasitos de biguás, *Phalacrocorax brasilianus*, coletados no Lago Guaíba, Guaíba, RS.

<b>Espécies de helmintos</b>	<b>“<math>r_s</math>”</b>	<b><math>p</math></b>
<b>Digenea</b>		
<i>Austrodiplostomum compactum</i>	0,26	0,35
<i>Austrodiplostomum mordax</i>	-0,25	0,26
<i>Drepanocephalus spathans</i>	0,12	0,62
<i>Hysteromorpha triloba</i>	-0,25	0,33
<i>Ignavia olivacei</i>	-0,27	0,48
<i>Paryphostomum radiatum</i>	-0,27	0,32
<i>Ribeiroia ondatrae</i>	0,01	0,99
<b>Eucestoda</b>		
<i>Paradilepis caballeroi</i>	0,03	0,87
<b>Acanthocephala</b>		
<i>Andracantha sp.</i>	0,02	0,96
<b>Nematoda</b>		
Capilariídeo não identificado	-0,65	0,16
<i>Contracaecum rudolphii</i>	-0,04	0,78
<i>Eucoleus contortus</i>	0,32	0,08
<i>Ornithocapillaria appendiculata</i>	0,06	0,77
<i>Tetrameres (Gynaecophila) sp.</i>	-0,14	0,63

“ $r_s$ ” = coeficiente de correlação por postos de Spearman.

Embora a comparação do comprimento padrão dos hospedeiros agrupados por sexo, em machos e em fêmeas, e por grau de maturidade sexual, em juvenis e em adultos, não tenha apresentado diferenças significativas possibilitou que outros parâmetros nestes grupos fossem analisados, e considerados inerentes ao sexo e/ou ao grau de maturidade sexual. Foi analisada a influência do sexo e maturidade sexual na intensidade média de infecção das espécies de helmintos parasitos no biguá. A influência do sexo e maturidade sexual na intensidade de infecção em foi testada através do teste “U” de Mann-Whitney com aproximação normal Z, os resultados obtidos estão representados nas Tabelas XII e XIII, respectivamente. A intensidade média de infecção por *O. appendiculata* foi significativamente maior nas fêmeas. Os demais resultados não mostraram diferenças significativas, e podem ser atribuídos a eventos estocásticos.

#### **5.2.4 Associações interespecíficas**

Os helmintos que compõem a fauna helmintológica dos biguás examinados formam uma comunidade que pode ser classificada como interativa (HOLMES & PRICE 1986). Isto porque as espécies, na sua maioria, apresentam infrapopulações numerosas e, portanto, possuem alta capacidade colonizadora.

Para analisar as possíveis associações parasitárias os helmintos do trato gastrintestinal foram separados dos demais. As espécies com prevalência maior que 10% foram pareadas duas a duas, para as quais foi testada a correlação entre a presença de ambas utilizando o coeficiente de correlação por postos de Spearman “ $r_s$ ”. Os resultados obtidos foram dispostos na Tabela XIV. Dos 65 pares formados, somente em dois, *H. triloba*-*D. spathans* e *H. triloba*-*P. caballeroi* apresentaram correlação regular significativa.

**Tabela XII.** Influência do sexo dos hospedeiros sobre a intensidade de infecção dos helmintos parasitos de biguás, *Phalacrocorax brasilianus*, do Lago Guaíba, Guaíba, RS.

<b>Espécies de helmintos</b>	<b>“U”</b>	<b>Z</b>	<b>p</b>
<b>Digenea</b>			
<i>Austrodiplostomum compactum</i>	24,00	-0,36	0,72
<i>Austrodiplostomum mordax</i>	56,50	-0,26	0,79
<i>Drepanocephalus spathans</i>	46,00	-0,27	0,79
<i>Hysteromorpha triloba</i>	31,00	86,00	-0,40
<i>Ignavia olivacei</i>	6,00	-1,00	0,32
<i>Paryphostomum radiatum</i>	19,50	-0,67	0,50
<i>Ribeiroia ondatrae</i>	112,00	-0,99	0,32
<b>Eucestoda</b>			
<i>Paradilepis caballeri</i>	182,50	-,072	0,47
<b>Acanthocephala</b>			
<i>Andracantha sp.</i>	11,00	26,00	0,73
<b>Nematoda</b>			
Capilariídeo não identificado	1,00	-1,48	0,14
<i>Contracaecum rudolphii</i>	208,50	-1,42	0,16
<i>Eucoleus contortus</i>	92,50	-0,98	0,33
<i>Ornithocapillaria appendiculata</i>	36,50	-2,03	0,04*
<i>Tetrameres(Gynaecophila) sp.</i>	20,50	-0,77	0,44

“U” = teste de Mann-Whitney; Z = aproximação normal Z; \* significativo para  $\alpha = 0,05$ .

**Tabela XIII.** Influência do grau de maturidade sexual dos hospedeiros sobre a intensidade de infecção dos helmintos parasitos de biguás, *Phalacrocorax brasilianus* do Lago Guaíba, Guaíba, RS.

<b>Espécies de helmintos</b>	<b>“U”</b>	<b>Z</b>	<b>p</b>
<b>Digenea</b>			
<i>Austrodiplostomum compactum</i>	20,50	-0,73	0,94
<i>Austrodiplostomum mordax</i>	24,50	-1,91	0,06
<i>Drepanocephalus spathans</i>	32,00	77,00	-1,07
<i>Hysteromorpha triloba</i>	16,50	-0,73	0,47
<i>Ignavia olivacei</i>	6,00	-1,3	0,90
<i>Ribeiroia ondatrae</i>	104,00	-0,84	0,40
<b>Eucestoda</b>			
<i>Paradilepis caballeroi</i>	131,50	-1,38	0,17
<b>Acanthocephala</b>			
<i>Andracantha sp.</i>	9,50	-0,13	0,17
<b>Nematoda</b>			
Capilariídeo não identificado	1,00	-1,48	0,14
<i>Contracaecum rudolphii</i>	169,50	-1,54	0,13
<i>Eucoleus contortus</i>	83,00	-1,21	0,23
<i>Ornithocapillaria appendiculata</i>	36,50	-2,03	0,04*
<i>Tetrameres (Gynaecophila) sp.</i>	19,50	-0,89	0,37

“U” = teste de Mann-Whitney; Z = aproximação normal Z; \* significativo para  $\alpha = 0,05$ .

**Tabela XIV.** Co-ocorrência das espécies parasitos to trato gastrintestinal de biguás, *Phalacrocorax brasilianus*, do Lago Guaíba, Guaíba, RS, entre parênteses estão os valores de *p* encontrados para cada par de espécies.

Espécies de helmintos	<i>Austrodiplostomum compactum</i>	<i>Austrodiplostomum mordax</i>	<i>Drepanocephalus spathans</i>	<i>Hysteromorpha triloba</i>	<i>Paryphostomum radiatum</i>	<i>Ribeiroia ondatrae</i>
	<i>A. compactum</i>	_____	-0,20 (0,67)	0,03 (0,95)	0,29 (0,52)	0,46 (0,30)
<i>A. mordax</i>	-	_____	-0,07 (0,85)	0,59 (0,5)	0,50 (0,12)	-0,28 (0,30)
<i>D. spathans</i>	-	-	_____	0,67 (0,03)*	-0,16 (0,66)	0,14 (0,60)
<i>H. triloba</i>	-	-	-	_____	-0,19 (0,64)	-0,14 (0,67)
<i>P. radiatum</i>	-	-	-	-	_____	0,25 (0,45)
<i>R. ondatrae</i>	-	-	-	-	-	_____
<i>P. caballeroi</i>	-	-	-	-	-	-
<i>Andracantha sp.</i>	-	-	-	-	-	-
<i>O. appendiculata</i>	-	-	-	-	-	-
<i>C. rudolphii</i>	-	-	-	-	-	-
<i>E. contortus</i>	-	-	-	-	-	-
<i>Tetrameres (G.) sp.</i>	-	-	-	-	-	-

“ $r_s$ ” = Coeficiente de correlação por postos de Spearman; \* significativo para  $\alpha = 0,05$ .

continuação da Tabela XIV.

<b>Espécies de helmintos</b>	<i>Paradilepis</i>		<i>Ornithocapillaria</i>	<i>Contracaecum</i>	<i>Eucoleus</i>	<i>Tetrameres</i>
	<i>caballeroi</i>	<i>Andracantha sp.</i>	<i>appendiculata</i>	<i>rudolphii</i>	<i>contortus</i>	<i>(Gynaecophila) sp.</i>
<i>A. compactum</i>	0,16 (0,60)	—	0,80 (0,84)	0,31 (0,26)	0,57 (0,14)	-0,21 (0,80)
<i>A. mordax</i>	0,24 (0,33)	0,63 (0,37)	-,10 (0,75)	0,42 (0,05)	0,28 (0,28)	0,18 (0,75)
<i>D. pathans</i>	0,25 (0,32)	—	0,27 (0,43)	-0,12 (0,62)	0,06 (0,85)	-0,77 (0,22)
<i>H. triloba</i>	0,50 (0,04)*	—	-0,02 (0,96)	0,33 (0,19)	-0,26 (0,46)	-0,50 (0,67)
<i>P. segregatum</i>	-0,23 (0,45)	-1,00 (1,00)	-0,16 (0,68)	-0,21 (0,45)	0,25 (0,44)	0,54 (0,26)
<i>R. ondatrae</i>	0,09 (0,64)	0,39 (0,44)	0,27 (0,29)	-0,12 (0,50)	0,10 (0,67)	0,17 (0,61)
<i>P. caballeroi</i>	—	0,59 (0,12)	0,31 (0,17)	0,15 (0,36)	0,09 (0,77)	0,27 (0,40)
<i>Andracantha sp.</i>	-	—	0,34 (0,51)	-0,17 (0,64)	-0,65 (0,16)	-0,15 (0,77)
<i>O. appendiculata</i>	-	-	—	0,40 (0,05)	0,23 (0,36)	0,11 (0,69)
<i>C. rudolphii</i>	-	-	-	—	0,08 (0,66)	0,11 (0,69)
<i>E. contortus</i>	-	-	-	-	—	0,07 (0,82)
<i>Tetrameres (G.) sp.</i>	-	-	-	-	-	—

\* significativo para  $\alpha = 0,05$ .

### 5.2.5. Distribuição dos helmintos no trato gastrintestinal

Foi possível verificar que o trato gastrintestinal dos biguás é parasitado em toda sua extensão. O padrão de distribuição das espécies está representado na Tabela XV. Observando os dados dispostos nesta tabela é possível verificar que os nematóides, na sua maioria, parasitam a porção anterior do trato gastrintestinal (esôfago e proventrículo). Os digenéticos estão distribuídos ao longo de todo o trato digestivo do hospedeiro. Duas espécies ocorreram somente na porção anterior, *Clinostomum sp.* e *R. ondatrae*. As espécies que ocorreram na região posterior, distribuíram-se em um trecho maior do trato digestivo e são mais abundantes que as outras. Os cestóides e os acantocéfalos, como era de se esperar, foram encontrados parasitando somente a porção do trato digestivo posterior ao proventrículo. Quando comparamos a distribuição dos helmintos destes dois grupos é possível observar que os cestóides têm uma distribuição mais anterior que aquela apresentada pelos acantocéfalos.

**Tabela XV.** Distribuição dos helmintos no trato gastrointestinal dos biguás, *Phalacrocorax brasilianus*, coletados no Lago Guaíba, Guaíba, RS.

Espécies de helmintos	Esôfago	Proventrículo	Duodeno	Jejuno-íleo		Cecos	Intestino grosso	Cloaca
				Anterior	Posterior			
<b>Digenea</b>								
<i>Austrodiplostomum compactum</i>				(5) 13,23**	(6) 29,41		(5) 32,39	(3) 22,05
<i>Austrodiplostomum mordax</i>				(1) 0,73	(1) 2,20	2 (2,20)	(15) 66,17	(6) 24,26
<i>Clinostomum sp.</i>	(1) 100							
<i>Drepanocephalus olivaceus</i>				(1) 23,58	(2) 71,42			
<i>Drepanocephalus spathans</i>		(2) 0,93***		(5) 10,64	(16) 87,04		(1) 0,46	
<i>Hysteromorpha triloba</i>			(6) 15,31	(7) 24,32	(6) 57,65		(3) 2,70	
<i>Paryphostomum segregatum</i>			(4) 19,23	(6) 20,51	(9) 50,64		(3) 9,61	
<i>Prosthogonimus ovatus</i>								(1) 100
<i>Ribeiroia ondatrae</i>	(1) 0,26	(34) 99,22	(1) 0,26	(1) 0,26				
<b>Cestoda</b>								
<i>Paradilepis caballeroi</i>		(7) 1,81 ***	(33) 38,93	(31) 52,51	(6) 6,73			
<b>Acantocephala</b>								
<i>Andracantha sp.</i>				(1) 34,84	(6) 54,54	(3) 4,54	(2) 6,06	
<b>Nematoda</b>								
Capilariídeo não identificado			(6) 100					
<i>Contracaecum rudolphii</i>	(8) 0,59	(100) 99,08		(2) 0,33				
<i>Eucoleus contortus</i>	(31) 92,20	(9) 7,70						
<i>Eustrongilydes sp. (larva)</i>	(1) 100							
<i>Ornithocapillaria appendiculata</i>							(3) 0,67	(24) 99,33
<i>Syncuaria squamata</i>		(4) 100						
<i>Tetrameres (G.) sp.</i>		(15) 100						

(\*) Número de órgãos ou porções intestinais infectadas.

(\*\*) Percentagem do total de espécimes de cada espécie encontrada no órgão.

(\*\*\*) Provavelmente migrou após a morte do hospedeiro.

## 6. DISCUSSÃO

### 6.1. Comunidade componente

No continente norte americano foram realizados três levantamentos sobre a fauna helmintológica de aves do gênero *Phalacrocorax*, dois com *P. auritus* (THRELFALL 1982, FEDYNICH *et al.* 1997) e um com *P. brasilianus* (FEDYNICH *et al.* 1997), nos E.U.A e um com indivíduos jovens de *P. brasilianus* coletados ainda nos ninhos (TORRES *et al.* 2005). Nestes levantamentos, a riqueza da comunidade componente encontrada foi grande. THRELFALL (1982) encontrou 19 espécies de helmintos em *P. auritus*. FEDYNICH *et al.* (1997) registraram 17 espécies de helmintos em *P. brasilianus* e 17 espécies em *P. auritus*. A riqueza da helmintofauna de *P. brasilianus* coletados no Lago Guaíba, 20 espécies de helmintos, foi a maior já registrada para este hospedeiro, e a maior registrada para aves deste gênero no continente americano. A amostra examinada por FEDYNICH *et al.* (1997), 12 espécimes de *P. brasilianus* e 12 espécimes de *P. auritus*, foi menor que a mostra examinada do Lago Guaíba, 47 *P. brasilianus*. É possível que a riqueza das aves do Texas, E.U.A. seja maior que as do Lago Guaíba, porém isto só poderá ser verificado com aumento do esforço amostral naquela região. A intensidade média de infecção por helmintos nos biguás examinados por FEDYNICH *et al.* (1997) foi de 113,52 helmintos/hospedeiro, muito inferior à encontrada em aves no Estado do Rio Grande do Sul, que foi de 233,89

helminthos/hospedeiro. Aves migratórias e de regiões tropicais têm baço e bolsa de Fabricius maiores que as demais. Segundo MORAND & POULIN (2000), isto ocorre porque estão expostas a mais espécies de parasitos. Embora os biguás sejam aves de típicas da Região Neotropical e, portanto, têm estes órgãos bem desenvolvidos, possuem uma fauna helmintológica rica com intensidades de infecção elevadas. Comparando a composição específica nas duas localidades foram encontradas sete espécies em comum, *A. mordax*, *D. spathans*, *H. triloba*, *P. cabaleroi*, *E. contortus*, *C. rudolphii* e *S. squamata*. Também foram encontradas, nas duas amostras, espécies dos gêneros *Syngamus*, *Tetrameres* e *Andracantha*. A fauna helmintológica dos biguás do Estado do Rio Grande do Sul têm helmintos dos gêneros, *Clinostomum*, *Ignavia*, *Paryphostomum*, *Phosthgonimus*, *Ribeiroia* e *Eustrongylides* que não estão presentes nos biguás coletados na costa do Texas, E.U.A. Helmintos dos gêneros *Ascocotyle*, *Maritrema*, *Pseudopsilostoma*, *Desmidocercella* e *Synhimanthus* são exclusivos da helmintofauna de biguás coletados na América do Norte (FEDYNICH *et al.* 1997), e ainda não foram encontrados em biguás do Lago Guaíba. Estas diferenças podem estar relacionadas a diferenças no ambiente onde estes hospedeiros vivem nas duas localidades. Os biguás coletados no Lago Guaíba, vivem em ambiente essencialmente sem influência marinha, são residentes. Entre seus helmintos, não são encontradas espécies que têm como hospedeiros intermediários animais marinhos ou de ambientes eurialinos. No entanto, os biguás examinados por FEDYNICH *et al.* (1997) vivem na costa, em ambiente onde a influência do mar está presente, prova é a presença de uma espécie de digenético do gênero *Maritrema*. Além disto, *P. auritus* é uma ave migratória, e seus helmintos podem ter sido obtidos em outra localidade.

A fauna helmintológica de *P. auritus* estudada por THRELFALL (1982) e FEDYNICH *et al.* (1997) tem oito e quatro espécies em comum com a fauna encontrada nos biguás do Lago Guaíba, respectivamente. Desta forma, *P. auritus* e *P. brasiliensis* compartilham oito espécies de helmintos, *A. mordax*, *D. spathans*, *H. triloba*, *E. contortus*, *P. caballeroi*, *E. contortus*, *C. rudolphii*, *S. squamata*, e ambos os hospedeiros são parasitados por helmintos dos gêneros *Clinostomum*, *Syngamus*, *Tetrameres* e *Andracantha*. Assim, estas espécies e gêneros de helmintos, podem ser considerados típicos de aves do gênero *Phalacrocorax* no continente americano.

## 6.2. Estrutura da comunidade componente

Comparando a composição da fauna helmintológica registrada por FEDYNICH *et al.* (1997) com a de biguás provenientes no Lago Guaíba, é possível observar a mesma estrutura da comunidade. Em ambos os levantamentos, digenéticos e nematóides, foram os grupos mais ricos, sendo o segundo muito mais abundante que o primeiro. Nos biguás coletados no Lago Guaíba e na Costa do Texas, E.U.A., os nematóides corresponderam a 80% e 84% dos helmintos coletados, respectivamente.

Somente FEDYNICH *et al.* (1997) classificou as espécies de helmintos encontradas de acordo com o valor de importância de Thul (I). Os helmintos de *P. auritus* foram classificados como espécies dominantes ou subordinadas. Nos helmintos parasitos de *P. brasiliensis* provenientes do Lago Guaíba foram encontradas espécies dominantes, co-dominantes ou subordinadas. Comparando a classificação dos helmintos coletados em biguás por FEDYNICH *et al.* (1997) com a dos helmintos coletados em biguás do Lago Guaíba, é possível detectar algumas semelhanças. Em ambos os levantamentos as espécies que obtiveram maior valor de importância (I) foram as de

nematóides. *Contraecaecum rudolphii* foi a espécie com maior valor de importância nas duas amostras. Chama atenção a diferença no número de espécies co-dominantes nas duas amostras, no presente trabalho este grupo é formado por nove espécies enquanto na amostra de FEDYNICH *et al.* (1997) é composto por duas espécies. Nos biguás coletados no Lago Guaíba, cinco foram consideradas subordinadas, enquanto que no Texas foram oito.

A ausência de diferença no comprimento padrão entre biguás de sexos diferentes era esperada, uma vez que estas aves não apresentam qualquer tipo de dimorfismo sexual. Um resultado inesperado foi a ausência de diferença no comprimento padrão entre biguás juvenis e adultos. Porém, estudando a biologia destas aves é fácil compreender este resultado. Biguás utilizam diferentes locais como sítios de nidificação e alimentação. Os biguás juvenis permanecem no ninho por, aproximadamente, 45 dias após a eclosão dos ovos e com 30 dias de idade atingem aproximadamente 1,2 kg (KALMBACH & BECKER 2005). A bolsa de Fabricius, órgão cuja presença ou ausência foi usada para classificar o hospedeiro como juvenil ou adulto, nos biguás, atinge seu desenvolvimento máximo 14 semanas após a eclosão, após este período começa a regredir (SIEGEL-CAUSEY 1990). Os biguás capturados para a realização do presente trabalho, e considerados juvenis, têm mais de 45 dias de idade e podem ter mais de 14 semanas, idade com a qual já atingem peso semelhante ao dos adultos.

Nesta trabalho, foi apresentada a composição da fauna e o valor de importância de cada um dos helmintos, para biguás de diferentes sexos e diferentes graus de maturação sexual. THRELFALL (1982) e FEDYNICH *et al.* (1997) não apresentaram dados organizados deste modo, assim não foi possível comparar os resultados aqui obtidos com os dados destes autores. TORRES *et al.* (2005) estudaram a helmintofauna de biguás

juvenis retirados dos ninhos no Chile. Naquele país a fauna helmintológica dos biguás juvenis é composta por *C. rudolphii*, duas espécies do gênero *Anisakis* e uma espécie do gênero *Pseudoterranova*. No Estado do Rio Grande do Sul a fauna de nematóides de biguás juvenis é composta por sete espécies (Tabela VI). As amostras provenientes do Chile e do Sul do Brasil têm somente uma espécie em comum, *C. rudolphii*. Os biguás juvenis examinados no presente trabalho foram coletados no seu sítio de alimentação, enquanto os examinados por TORRES *et al.* (2005) foram coletados diretamente dos ninhos. A diferença entre a fauna de aves juvenis, nas duas localidades, pode estar relacionada à suscetibilidade dos juvenis a estes nematóides e à disponibilidade das larvas nos hospedeiros intermediários nas duas localidades. A composição da fauna helmintológica de juvenis e adultos, com exceção dos nematóides em aves juvenis, e da fauna de machos e adultos são apresentados pela primeira vez, não existindo outros trabalhos com os quais seja possível fazer comparações.

Somente *O. appendiculata* apresentou diferença de intensidade de infecção entre biguás de sexos diferentes e diferentes graus de maturidade sexual. Segundo JANOVY JR *et al.* (1992) e POULIN (1996), é esperado que um sexo seja mais parasitado que o outro. Segundo estes autores estas variações são causadas por diferenças morfológicas, comportamentais, tais como territorialismo e interação social, e fisiológicas. Os níveis de testosterona, hormônio masculino, geralmente são mais altos nos machos, este hormônio é considerado um supressor do sistema imunológico e pode ser responsável pela intensidade de infecção mais elevada nos machos. *Ornithocapillaria appendiculata* apresentou maior intensidade de infecção nos juvenis e nas fêmeas. Em nenhum dos casos, o resultado encontrado pode ser atribuído à dieta, já que *O. appendiculata* é um nematóide de ciclo direto, mas talvez possa ser atribuída à diferenças de

comportamento, como por exemplo, aves se alimentando em locais próximos a sítios de nidificação ou dormitórios, onde ocorre acúmulo de fezes, e conseqüentemente, muitos ovos deste nematóide.

Na Tabela IV são apresentados os dados de intensidade de infecção dos helmintos coletados em biguás provenientes do Lago Guaíba, é possível observar que a intensidade média de infecção por nematóides é mais alta que a dos demais grupos de helmintos. Algumas hipóteses podem ser levantadas com o objetivo de elucidar este panorama. Os nematóides podem ser os helmintos mais abundantes nos hospedeiros intermediários, animais que compõem a dieta dos biguás; os menos exigentes quanto a recursos alimentares e outras condições no hospedeiro; ou ainda serem os helmintos mais longevos entre as espécies que compõem a helmintofauna dos biguás. A primeira hipótese, não foi testada e, portanto, não é possível inferir sobre a presença de estágios larvais de nematóides nos hospedeiros intermediários. ELLIS & WILLIAMS (1973) registraram a longevidade de helmintos de *Larus fuscus* Linnaeus, 1758, coletados dos ninhos e mantidos em cativeiro por dois anos e meio na Inglaterra. Os biguás examinados no presente trabalho possuem três espécies compartilhadas com *L. fuscus*: *C. rudolphii*, *E. contortus* e *S. trachea*, as duas primeiras permaneceram no hospedeiro definitivo por até 12 meses após a manutenção do hospedeiro no cativeiro, a última permaneceu nos hospedeiros até seis meses após a captura. Além dos nematóides em comum com a presente amostra, as autoras registraram a presença de outros nematóides, digenéticos e cestóides. Comparando a longevidade dos helmintos destes grupos entre eles, nematóides são os menos longevos, permanecem por no máximo 12 meses no hospedeiro definitivo, digenéticos e cestóides permanecem por até 30 meses no hospedeiro. Usando este único trabalho como parâmetro, é possível inferir que a maior

intensidade de infecção por nematóides na amostra, não está relacionada à longevidade destes helmintos.

### 6.3. Associações interespecíficas

Foi encontrada associação entre *H. triloba*-*D. spathans*, dois digenéticos e entre *H. triloba*-*P. caballeroi*, digenético e cestóide, respectivamente. No entanto, não foi encontrada associação entre *P. caballeroi*-*D. spathans*. A prevalência e a intensidade média de infecção de *D. spathans* e *P. caballeroi* são mais altas que as de *H. triloba*, o que nos leva a crer que a presença de *H. triloba* está associada à presença destas espécies, e não o contrário. É possível inferir que *H. triloba* compartilha hospedeiros intermediários com *D. spathans* e *P. caballeroi*, sendo que sua entrada no hospedeiro intermediário, de alguma forma, é favorecida pela presença de uma das outras espécies. Outra hipótese para explicar a associação é que *H. triloba* deve ter sua permanência no hospedeiro definitivo, de algum modo, facilitada pela presença das outras espécies de parasitos. O favorecimento de uma espécie de helminto pela presença de outra, associação positiva, pode ser direta quando há, por exemplo, supressão do sistema imunológico devido à presença de uma espécie, o que favorece a entrada e/ou estabelecimento de outra (POULIN 1999).

Somente DEZFULI *et al.* (2002) estudaram a interação entre helmintos parasitos de aves do gênero *Phalacrocorax*. Na amostra de *P. carbo sinensis* examinada por estes autores foram encontradas somente três espécies de parasitos, dois nematóides *C. rudolphii* e *S. squamata* e um acantocéfalo, *Southwellina hispida* (van Cleave, 1925). Para estas foi inferida a fecundidade e crescimento, com o objetivo de compreender como a presença de uma espécie pode influir na história de vida da outra. Embora duas,

das três espécies registradas por DEZFULI *et al.* (2002) tenham sido encontradas em biguás coletados no Lago Guaíba, os resultados dos dois trabalhos não são comparáveis. Aqui não foram medidos parâmetros relacionados a história de vida dos helmintos.

#### **6.4. Distribuição das espécies ao longo do trato gastrintestinal**

Na Tabela XV foram apresentados dados referentes a distribuição dos helmintos no trato gastrintestinal dos hospedeiros. Cestóides e acantocéfalos, não possuem sistema digestivo e absorvem, através da superfície de seus corpos, alimentos na forma de monômeros. Devido à esta característica comum aos dois grupos, ambos são muito específicos quanto ao local de infecção em seus hospedeiros. Cestóides foram encontrados na porção média do trato digestivo, e acantocéfalos nas porções média e posterior do trato digestivo. É interessante observar a distribuição de digenéticos e nematóides no trato digestivo dos hospedeiros examinados nesta amostra. Das 10 espécies de digenéticos somente duas, *R. ondatrae* e *Clinostomum sp.* são encontradas na porção anterior do trato digestivo, as demais se distribuem quase que uniformemente ao longo das regiões média e posterior do trato digestivo. No entanto, quando observamos a distribuição dos nematóides no trato digestivo dos biguás é visível maior riqueza do grupo na porção anterior, cinco espécies, enquanto nas regiões média e posterior, são encontradas duas e uma espécie, respectivamente.

#### **6.5. Dieta dos hospedeiros**

Os parasitos contam histórias sobre seus hospedeiros (BROOKS & HOBERG 2000). Sabendo que a maioria dos helmintos alcança seu hospedeiro definitivo através da dieta, conhecendo a fauna de helmintos podemos inferir sobre a dieta do hospedeiro.

Este tipo de análise tem uma vantagem em relação aos trabalhos clássicos de dieta, já que helmintos podem permanecer por um longo tempo em seus hospedeiros. Entre os helmintos de ciclo heteroxênico, que compõem a fauna helmintológica de biguás do Lago Guaíba, algumas podem ter chegado ao seu hospedeiro definitivo através de um hospedeiro intermediário que não peixe. *Phalacrocorax brasilianus* do Lago Guaíba certamente adquiriu infecção por *P. ovatus*, através da ingestão de libélulas na forma de larvas aquáticas ou de adultos alados, hospedeiros intermediários deste digenético. Os nematóides do gênero *Eustrongylides* têm como primeiro hospedeiro intermediário, anelídeos do gênero *Tubifex* Lamarck, 1816 e peixes como hospedeiros paratênicos (KARMANOVA 1985, ANDERSON 1992). *Syncuaria squamata*, um nematóide parasito do proventrículo dos biguás do Lago Guaíba, têm ostracodes como primeiro hospedeiro intermediário e peixes como hospedeiros definitivos (WONG & ANDERSON 1987). As espécies do gênero *Tetrameres* utilizam microcrustáceos como hospedeiros intermediários e peixes como hospedeiros paratênicos (ANDERSON 1992). O ciclo de vida das espécies do gênero *Andracantha* é desconhecido (NICKOL *et al.* 2002), no entanto, a presença de peixes como hospedeiros paratênicos já foi registrada (ZDZITOWIECKI 1986). Os espécimes de *Andracantha sp.* encontrados nos biguás do Lago Guaíba podem ter chegado neste hospedeiro tanto através do primeiro hospedeiro intermediário como através do hospedeiro paratênico.

## 7. REFERÊNCIAS CITADAS

Formatadas segundo Revista Brasileira de Zoologia – Normas Anexo 4

- ABOLLO, E; C. GESTAL & S. PASCUAL. 2001. Anisakid infection in the European Shag *Phalacrocorax aristotelis aristotelis*. **Journal of Helminthology**, London, **75**: 209-214.
- ACCORDI, I.A.; E. VÉLEZ & E.P. ALBUQUERQUE. 2001. Lista anotada das aves do Parque Estadual Delta do Jacuí, RS. **Acta Biológica Leopoldensia**, São Leopoldo, **23** (1): 69-81.
- AMATO, J.F.R. & G.C. BARROS. 1984. Anisakíase humana no Brasil, problema inexistente ou não pesquisado. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, Rio de Janeiro, **6** (1): 12.
- AMATO, J.F.R.; W. BÖEGER & S.B. AMATO. 1991. **Protocolos para Laboratório: Coleta e Processamento de Parasitos de Pescado**. Seropédica, Gráfica da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. 81p.
- ANDERSON R.C.; A.G. CHABAUD & S. WILLMOTT. (Eds). 1974-1983. **CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates**. Keys 1-10. Farnham Royal, Bucks, Commonwealth Agricultural Bureaux.

- ANDERSON, R.C. 1992. **Nematode Parasites of Vertebrates. Their Development and Transmission.** Wallingford, C.A.B. International, 578p.
- ARBALLO, E. & J.L. CRAVINO. 1999. **Aves del Uruguay Manual Ornitológico. Vol. 1. Struthioniformes a Gruiformes.** Montevideo, Editorial Hemisferio Sur, XVII + 465p.
- AZPIROZ, A.B. 2001. **Aves del Uruguay. Lista e Introducción a su biología y conservación.** Montevideo, Editorial Hemisferio Sur, 104p.
- BARTLETT, C.M. 1996. Morphogenesis of *Contracaecum rudolphii* (Nematoda: Ascaridoidea), a parasite of fish-eating birds, in its copepod precursor and fish intermediate hosts. **Parasite**, Issy le Molineaux, **4**: 367-376.
- BARUŠ, V. 1966. Nemátodos parásitos de aves em Cuba. Parte I. **Poeyana, Serie A**, La Habana, **22**: 1-37.
- BARUŠ, V. & F. TENORA. 1972. Notes on the systematics and taxonomy of the Nematodes belonging to the family Syngamidae Leiper, 1912. **Acta Universitatis Agriculturae et Silviculturae Mendelianae Brunensis Sborník Mendelovy Zemědělské a Lesnické Univerzity v Brně**, Brno, **20** (2): 269-286.
- BARUŠ, V. & G. MAJUNDAR. 1975. Scanning electron microscopic studies on the cordon structures of seven acuariid genera (Nematoda: Acuariidae). **Folia Parasitologica**, Praha, **22**: 125-131.
- BARUŠ, V. & T.P. SERGEEVA. 1989. Capillariids parasitic in birds in the Palearctic region (2) genera *Eucoleus* and *Echinocoleus*. **Acta Scientiarum Naturalium Academiae Scientiarum Bohemicae Brno**, Praha, **23** (6): 1-47.

- BARUŠ, V. & T.P. SERGEJEVA. 1990. A new genus of capillariids from birds, *Ornithocapillaria* n. gen. (Nematoda: Capillariidae). **Folia Parasitologica**, Praha, **37**: 237-248.
- BARUŠ, V.; K. NAGASAWA; F. TENORA & M. PROKEŠ. 2000. The head end morphology of *Contracaecum rudolphii* with remarks on *C. himeu* and *C. umiu* (Nematoda, Anisakidae). **Acta Universitatis Agriculturae et Silviculturae Mendelianae Brunensis Sborník Mendelovy Zemědělské a Lesnické Univerzity v Brně**, Brno, **48** (5): 69-76.
- BARUŠ, V.; F. TENORA; S. KRÁČMAR & M. PROKEŠ. 2001. Cadmium and lead concentrations in *Contracaecum rudolphii* (Nematoda) and its host, the cormorant *Phalacrocorax carbo* (Aves). **Folia Parasitologica**, Praha, **48**: 77-78.
- BARRETT, J. & P.E. BUTTERWORTH. 1973. The carotenoid pigments of six species of adult Acanthocephala. **Experientia**, Basel, **29** (6): 651-653.
- BÉJCEK, V. & K. ŠTASTNÝ. 2002. **Enciclopédia das Aves. As várias espécies e seus habitats**. Lisboa, Centralivros, 288p.
- BELTON, W. 1994. **Aves do Rio Grande do Sul: Distribuição e Biologia**. São Leopoldo, Editora da UNISINOS, 584p.
- BENCKE, G.A. 2001. **Lista de referência das aves do Rio Grande do Sul**. Porto Alegre, Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul (Publicações Avulsas FZB, 10) 102p.
- BENCKE, G.A.; C.S. FONTANA; R.A. DIAS & J.K.F. MÄHLER. 2003. Aves; p. 189-479. *In*: C.S. FONTANA; G.A. BENCKE & R.E. REIS (Eds). **Livro vermelho da fauna ameaçada de extinção no Rio Grande do Sul**. Porto Alegre, EDIPUCRS, 632p.

- BODDEKE, R. 1960a. The life history of *Prostogonimus ovatus* Rudolphi I. Experiments in birds. **Tropical and Geographical Medicine**, Dordrecht, **12**: 263-292.
- BODDEKE, R. 1960b. The life history of *Prostogonimus ovatus* Rudolphi III. Taxonomy and economical aspects. **Tropical and Geographical Medicine**, Dordrecht, **12**: 378-387.
- BUSH, A.O. 1990. Helminths communities in avian hosts: determinants of pattern; p. 197-232. *In*: G.W. ESCH, A.O. B. & J.M. AHO (Eds). **Parasite communities: patterns and processes**. London, Chapman and Hall Ltda., 335p.
- 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**, Lawrence, **83** (4): 575-583.
- BROOKS, D.R. & E.P. HOBERG. 2000. Triage for the biosphere: the need and rationale for taxonomic inventories and phylogenetic studies of parasites. **Comparative Parasitology**, Lawrence, **67** (1): 1-25.
- CABLE, R.M.; R.S. CONNOR & J.W. BALLING. 1960. Digenetic trematodes of Puerto Rican shore birds. **Scientific Survey of Puerto Rico and the Virgin Islands**, New York, **17** (2): 185-255.
- CHABAUD, A.G. 1975. Keys to the genera of the Order Spirurida. Part 2. Spiruroidea, Habronematoidea and Acuarioidea. *In*: R.C. ANDERSON; A.G. CHABAUD & S. WILLMONTT. (Eds). **CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates**. No. 3. Farnham Royal, Bucks, Commonwealth Agricultural Bureaux, pp. 29-58.
- CHENG, T.C. 1976. The Natural History of Anisakiasis in Animals. **Journal of Milk and Food Technology**, Orange, **39** (1): 32-46.
- CHENG, T.C. 1986. **General Parasitology**. Orlando, Academic Press, 827p.

- CHOO, K.P.; D. WILLIAMS & T. DAY. 2003. Host mortality, predation and the evolution of parasite virulence. **Ecology Letters**, Oxford, **6**: 310-315.
- CRAM, E.B. 1927. Bird Parasites of the Nematode Suborders Strongylata, Ascaridata, and Spirurata. **United States National Museum Bulletin**, **140**, XVIII+456p.
- DE FREITAS, J.F.T. & J.L. DE ALMEIDA. 1936. O gênero “*Capillaria*” Zeder, 1800 (“Nematoda- Trichuroidea”) e as capillarioses nas aves domésticas. **Revista do Departamento Nacional de Produção Animal**, Rio de Janeiro, **2** (4-6) 311-363.
- DE FREITAS, J.F.T. 1948. "Echinostomatidae" parasito de uretér de ave (Trematoda). **Revista Brasileira de Biologia**, Rio de Janeiro, **8** (4): 489-492.
- DEZFULI, B.S.; S. VOLPONI; I. BELTRAMI & R. POULIN. 2002. Intra- and interespecific density-dependent effects on growth in helminth parasites of the cormorant, *Phalacrocorax carbo sinensis*. **Parasitology**, Issy le Molineaux, **124**: 537-544.
- DIAS, M.L.G.C.; J.C. EIRAS & M.H. MACHADO. 2003. The life cycle of *Clinostomum complanatum* Rudolphi, 1814 (Digenea, Clinostomidae) on the floodplain of the high Paraná river, Brazil. **Parasitology Research**, Berlin, **89**: 506-508.
- DIEFENBACH, C.O. 1998. Biótopos naturais: a diversidade da fauna; p. 59-72. In: R. MENEGAT; M.L. PORTO; C.C. CARARO & L.D.A. FERNANDES (Coords). **Atlas Ambiental de Porto Alegre – UFRGS-PMPA-INPE**. Porto Alegre, Editora da UFRGS, XIX + 228p.
- DIGIANI, M.C. 1999. First record of the genus *Syncuaria* (Nematoda: Acuariidae) in Argentina, with description of a new species. **Folia Parasitologica**, Praha, **46**: 139-144.
- DIGIANI, M.C. & F. CREMONTE. 2001. New host and locality records for *Tetrameres (Gynaecophila) spirospiculum* Pinto & Vicente, 1995 (Nematoda: Tetrameridae),

- with new morphological data. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **96** (3): 339-341.
- DUBOIS, G. & L.M. ANGEL. 1972. Strigeata (Trematoda) of Australian birds and mammals from the Helminthological Collection of the University of Adelaide. **Transactions and Proceedings of the Royal Society of South Australia**, Adelaide, **96** (4): 197-215.
- ELLIS, C. & I.C. WILLIAMS. 1973. The longevity of some species of the helminth parasites in naturally acquired infections of the lesser black-backed gull, *Larus fuscus* L., in Britain. **Journal of Helminthology**, London, **47** (3): 329-338.
- FAGERHOLM, H.P. 1988. Patterns of caudal papillae in *Contracaecum osculatum* (Nematoda) and some related species from different regions of the world. **International Journal for Parasitology**, London, **18** (8): 1039-1051.
- FEDYNICH, A.M.; D.B. PENCE & J.F. BERGAN. 1997. Helminth community structure and pattern in sympatric populations of Double-crested and Neotropic cormorants. **Journal of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **64** (2): 176-182.
- FLOWERS, J.R.; M.F. POORE; J.E. MULLEN & M.G. LEVY. 2004. Digeneans collected from piscivorous birds in North Carolina, U.S.A. **Comparative Parasitology**, Lawrence, **71** (2): 243-244.
- FONTANA, C.S.; G.A. BENCKE & R.E. REIS. 2003. **Livro vermelho da fauna ameaçada de extinção no Rio Grande do Sul**. Porto Alegre, EDIPUCRS, 632p.
- FRANTOVÁ, D. 2001. Capillariid nematodes (Nematoda: Capillariidae) parasitic in the common cormorant (*Phalacrocorax carbo*), with redescription of *Baruscapillaria carbonis* (Dubinin et Dubinina, 1940). **Folia Parasitologica**, Praha, **48**: 225-230.

- FRIED, B.; T.K. GRACZYK & L. TAMANG. 2004. Food-borne intestinal trematodiasis in humans. **Parasitology Research**, Berlin, **93**: 159-170.
- GIBSON D. I.; A. JONES & R.A. BRAY. (Eds). 2002. **Keys to the Trematoda**. Vol. 1. CABI Publishing, Oxon Wallingford and The Natural History Museum, London, UK, XIV + 521p.
- GOSS, O.M. 1940. Platyhelminth and acanthocephalan parasites of local shags. **Journal of the Royal Society of Western Australia**, Perth, **26**: 1-14.
- GOSZTONYI, A.E. & L. KUBA. 1998. Fishes in the diet of the Imperial Cormorant *Phalacrocorax atriceps* at punta Lobería Chubut, Argentina. **Marine Ornithology**, Rhodes Gift, **26**: 59-61.
- GUPTA, R. 1962. On *Ignavia breviovatica* sp. n. from the purple heron, *Ardea purpurea* (Linnaeus), with a note on the validity of *Brijicola caballeroi* Pande, 1960 (Trematoda: Echinostomatidae). **Revista de Biología Tropical**, San José, **10** (1): 99-109.
- GUPTA, R. 1963. On two new diplostome parasites of birds, with a note on *Hysteromorpha triloba* (Rud., 1819) Lutz, 1931 from India (Trematoda: Diplostomidae). **Revista de Biología Tropical**, San José, **11** (1): 75-87.
- HARTWICH, G. 1957. Zur Systematik der Nematoden-Superfamilie Ascaridoidea. **Zoologische Jahrbücher, Abteilung für Systematik**, Jena, **85**: 211-252.
- HARTWICH, G. 1964. Revision der Vogelparasitischen Nematoden Mitteleuropas II. Die Gattung *Contraecum* Railliet & Henry, 1912 (Ascaridoidea). **Mitteilunge aus dem Zoologischen Museum**, Berlin, **40** (1): 15-53.

- HENNY, C.J.; E.F. HILL; D.J. HOFFMAN; M.G. SPALDING & R.A. GROVE. 2002. Nineteenth century Mercury: hazard to wading birds and cormorants of the Carson river, Nevada. **Ecotoxicology**, Dordrecht, **11**: 213-231.
- HOLMES, J.C. & P.W. PRICE 1986. Communities of parasites. *In*: J. Kikkawa & D.I. Anderson (Eds). **Community Ecology: Pattern and Process**. Oxford, Blackwell Scientific Publications, 432p.
- HUIZINGA, H. 1966. Studies on the life cycle and development of *Contracaecum spiculigerum* (Rudolphi, 1809) (Ascaridea: Heterocheilidae) from marine piscivorous birds. **The Journal of the Elisha Mitchell Scientific Society**, Chapel Hill, **82** (1): 181-195.
- HUMASON, G.L. 1972. **Animal Tissue Techniques**. San Francisco, W.H. Freeman and Company, 641p.
- JANOVY JR J.; R.E. CLOPTON & T.J. PERCIVAL. 1992. The roles of ecological and evolutionary influences in providing structure to parasite species assemblages. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **78** (4): 630-640.
- JOHNSON, P.T.J.; K.B. LUNDE; E.G. RITCHIE & A.E. LAUNER. 1999. The effect of trematode infection on amphibian limb development and survivorship. **Science**, Washington, **284**: 802-804.
- JOHNSON, P.T.J.; D.R. SUTHERLAND; J.M. KINSELLA & K.D. LUNDE. 2004. Review of the Trematode genus *Ribeiroia* (Psilostomidae): ecology, life history and pathogenesis with special emphasis on the amphibian malformation problem. **Advances in Parasitology**, London, **57**:191-253.

- JONES, A.; R.A. BRAY & D.I. GIBSON. (Eds). 2005. **Keys to Trematoda**. Vol. 2. CABI Publishing, Oxon Wallingford and The Natural History Museum, London, XV + 745p.
- JORDÁN, R. 1966. The predation of guano birds on the Peruvian Anchovy (*Engraulis ringens* Jenyns). **California Cooperative Oceanic Fisheries Investigations**, La Jolla, **11** (1):105-109.
- KALMBACH, E. & P.H. BECKER. 2005. Growth and survival of Neotropic cormorant (*Phalacrocorax brasilianus*) chicks in relation to hatching order and brood size. **Journal of Ornithology**, New York, **146**: 91-98.
- KARMANOVA, E.M. 1985. **Fundamentals of Nematology**. Volume 20. Dioctophymidea of Animal and Man and Diseases Caused by Them. Translated from Russian (Nauka Publishers, Moscow, 1968) Published for the United States Department of Agriculture, and National Science Foundation, Washington, D.C., by Amerind Publishing Co. Pvt., New Delhi, India.
- KHALIL, L.F.; A. JONES & R. A. BRAY. (Eds). 1994. **Keys to the Cestode Parasites of Vertebrates**. CAB International, Wallingford, Oxon, XIII + 751p.
- KOHN, A. & B.M.M. FERNANDES. 1972. Sobre a validade das espécies pertencentes ao gênero *Prosthogonimus* Luehe, 1899, da coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **70**: 309-325.
- KOSTADINOVA, A.; C. VAUCHER & D.I. GIBSON. 2002. Redescriptions of two echinostomes from birds in Paraguay, with comments on *Drepanocephalus* Dietz, 1909 and *Paryphostomum* Dietz, 1909 (Digenea: Echinostomatidae). **Systematic Parasitology**, Dordrecht, **53**: 147-158.

- LI, A.X.; S. D'AMELIO; L. PAGGI; F. HE; R.B. PASSER; Z.R. LUN; E. ABOLLO; M. TURCHETTO & X.Q. ZHU. 2005. Genetic evidence for the existence of sibling species within *Contracaecum rudolphii* (Hartwich, 1964) and the validity of *Contracaecum septentrionale* (Kreis, 1955) (Nematoda: Anisakidae). **Parasitology Research**, Berlin, **96**: 361-366.
- LÓPEZ-NEYRA, C.R. 1947. Generos y especies nuevas o mal conocidas de Capillariinae. **Revista Ibérica de Parasitología**, Granada, **7** (2): 191-238.
- MACHADO, P.M.; S.C. DE ALMEIDA; G.C. PAVANELLI & R.M. TAKEMOTO. 2001. Ecological aspects of endohelminths parasitizing *Cichla monoculus* Spix, 1831 (Perciformes; Cichlidae) in the Paraná River near Porto Rico, State of Paraná, Brazil. **Comparative Parasitology**, Lawrence, **67** (2): 210-217.
- MARGOLIS, L.; G.W. ESCH; J.C. HOLMES; A.M. KURIS & G.A. SCHAD. 1982. The use of ecological terms in Parasitology (report of an ad hoc committee of The American Society of Parasitologists). **Journal of Parasitology**, Lawrence, **68** (1): 131-133.
- MENEGAT, R. & R.E. KIRCHHEIM. 1998. Lagos, rios, e arroios: as doces águas da superfície; p. 35-42. In: R. MENEGAT; M.L. PORTO; C.C. CARARO & L.D.A. FERNANDES (Coords). **Atlas Ambiental de Porto Alegre – UFRGS-PMPA-INPE**. Porto Alegre, Editora da UFRGS, XIX + 228p.
- MINCHELLA, D.J. & M.E. SCOTT. 1991 Parasitism: a cryptic determinant of animal community structure. **Trends in Ecology and Evolution**, London, **6** (8): 250-253.
- MOLLHAGEN, T.R. 1991. A study of the parasitic nematode genus *Tetrameres* I. The literature, 1835-1985. **Special Publication, The Museum of Texas Tech University**, Lubbock, **35**: 1-76.

- MOORE, J. 2002. **Parasites and the behavior of animals**. New York, Oxford University Press, Inc., 315p.
- MORAND, S. & R. POULIN. 2000. Nematode parasite species richness and the evolution of spleen size in birds. **Canadian Journal of Zoology**, Ottawa, 78: 1356-1360.
- MORAVEC, F. 1982. Proposal of a new systematic arrangement of nematodes of the family Capillariidae. **Folia Parasitologica**, Praha, 29: 119-132.
- MORAVEC, F.; J. PROKOPIČ & A.V. SHLIKAS. 1987. The biology of nematodes of the family Capillariidae Neveu-Lemaire, 1936. **Folia Parasitologica**, Praha, 34: 39-56.
- MORAVEC, F. & D.M. SPRATT. 1998. *Crocodylocapillaria longiovata* n. gen., n. sp. (Nematoda: Capillariidae) from the stomach of crocodiles in Australia and New Guinea. **Journal of Parasitology**, Lawrence, 84 (2): 426-430.
- MORAVEC, F.; G. SALGADO-MALDONADO & D. OSÓRIO-SARABIA. 2000. Records of the bird capillariid nematode *Ornithocapillaria appendiculata* (Freitas, 1933) n. comb. from freshwater fishes in Mexico, with remarks on *Capillaria patzcuarensis* Osorio-Saraiba *et al.*, 1986. **Systematic Parasitology**, Dordrecht, 45: 53-59.
- MOURITSEN K.N. & R. POULIN. 2002. Parasitism, climate oscillations and the structure of natural communities. **Oikos**, Oxford, 97 (3): 462-468.
- MUNRO, J.F.; D.W.T. CROMPTON & R.C. STODDART. 1995. *Andracantha tunitae* (Acanthocephala) in the shag (*Phalacrocorax aristotelis*) from Shetland, Scotland. **Journal of Parasitology**, Lawrence, 81 (3): 496-498.
- NASIR, P. & H.F. MARVAL. 1968. Two avian trematodes, *Drepanocephalus olivaceus* n. sp. and *Galactosomum puffini* Yamaguti, 1941, from Venezuela. **Acta Biologica Venezuelica**, Caracas, 6 (2): 71-75.

- NICKOL, B.B. & A.A. KOCAN. 1982. *Andracantha mergi*: (Acanthocephala, Polymorphidae) from American Bald Eagles, *Haliaeetus leucocephalus*. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **68** (1): 168-169.
- NICKOL, B.B.; R.W. HEARD & N.F. SMITH. 2002. Acanthocephalans from crabs in the southeastern U.S., with the first intermediate hosts known for *Arhythmorhynchus frassoni* and *Hexaglandula corynosoma*. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **88** (1): 79-83.
- OSTROWSKI DE NÚÑES, M. 1967. *Ignavia olivacei*, una especie nueva del riñón de *Phalacrocorax o. olivaceus*. **Neotrópica**, Buenos Aires, **13** (41): 1-8.
- OSTROWSKI DE NÚÑES, M. 1968. Estudios sobre la fauna parasitaria del Bigua *Phalacrocorax o. olivaceus*. I. Trematodes pertenecientes a las familias Cathaemasiidae y Echinostomatidae. **Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia" e Instituto Nacional de Investigacion de las Ciencias Naturales**, Buenos Aires, **1** (2): 131-152.
- OSTROWSKI DE NÚÑES, M. 1970. Estudios sobre la fauna parasitaria del Bigua *Phalacrocorax b. olivaceus*. II. Trematodes pertenecientes a la familia Diplostomidae Poirier, 1886. **Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia" e Instituto Nacional de Investigacion de las Ciencias Naturales**, Buenos Aires, **10** (14): 199-214.
- OSTROWSKI DE NÚÑES, M. 1982. Die Entwicklungszyklen von *Diplostomum* (*Austrodiplostomum*) *compactum* (Lutz, 1928) Dubois, 1970 und *D. (A.) mordax* (Szidat und Nani, 1951) n. comb. in Südamerika. **Zoologischer Anzeiger**, Jena, **208** (56): 393-404.

- OVERSTREET, R.M. & S.S. CURRAN. 2004. Defeating diplostomoid dangers in USA catfish aquaculture. **Folia Parasitologica**, Praha, **51**: 153-165.
- PETROCHENKO, V.I. 1971. **Acanthocephala of Domestic and Wild Animals**. Vol. II K. I. SKRJABIN (Ed.). Israel Program for Scientific Translations, Jerusalem, U. S. Washington, Department of Agriculture and National Science Foundation, 487p.
- PENCE, D.B.; T. MOLLHAGEN & D.J. FORRESTER. 1975. *Tetrameres (Gynaecophila) strigiphila* sp. n. from the Florida Barred Owl, *Strix varia georgica*, with notes on the subgenus *Gynaecophila* (Nematoda: Tetrameridae). **Journal of Parasitology**, Lawrence, **61** (3): 494-498.
- PINTO, R.M. & J.J. VICENTE. 1995. *Tetrameres (Gynaecophila) spirospiculum* n. sp. (Nematoda, Tetrameridae) from the Buff-necked Ibis *Theristicus caudatus caudatus* (Boddaert) (Aves, Threskiornithidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **90** (5): 615-617.
- POULIN, R. 1996. Sexual inequalities in helminth infections: a cost of being a male? **The American Naturalist**, Chicago, **147** (2): 287-295.
- POULIN, R. 1999. The functional importance of parasites in animal communities: many roles at many levels? **International Journal for Parasitology**, Lawrence, **29**: 903-914.
- POWELL, D.C.; R.J. AULERICH; J.C. MEADOWS; D.E. TILLITT; K.L. STROMBORG; T.J. KUBIAK; J.P. GIESY & S.J. BURSIA. 1997. Organochlorine contaminants in double-crested cormorants from Green Bay, Wisconsin: II. Effects of an extract derived from cormorant eggs on the chicken embryo. **Archives of Environmental Contamination and Toxicology**, New York, **32**: 316-322.

- QUINTANA, F.; P. YORIO & P.G. BORBOROGLU. 2002. Aspects of the breeding biology of the Neotropic Cormorant *Phalacrocorax olivaceus* at Golfo San Jorge, Argentina. **Marine Ornithology**, Rondebosch, **30**: 25-29.
- RAMOS, P.R. 1995. Algunos tremátodos de vertebrados de la presa Miguel Alemán en Temascal, Oaxaca, México. **Anales del Instituto de Biología, Série Zoológica**, Ciudad de México, **66** (2): 241-246.
- RAUSCH, R.L. 1983. The biology of avian parasites: helminths. p. 367-441. *In*: D.S. FARNER, , J.R. KING & K.C. PARKES (Eds). **Avian Biology**. Vol. VII. London, Academic Press, Inc., 542p.
- REGO, A.A. 1982. Expedições e coletas helmintológicas no Brasil. **Ciência e Cultura**, São Paulo, **34**: 507-509.
- REITSCHEL G. & B. WERDING. 1978. Trematodes of birds from Northern Columbia. **Zeitschrift für Parasitenkunde**, Jena, **57**: 57-82.
- RICHARDSON, D.J. & R.A. COLE. 1997. Acanthocephala of the bald eagle (*Haliaeetus leucocephalus*) in North America. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **83** (3): 540-541.
- ROBERTS, L.S. & J. JANOVY JR. 1996. **Gerald D. Schmidt & Larry S. Roberts' Foundations of Parasitology**. Dubuque, Wm. C. Brown Publishers. 659p.
- RYSAVY B. & J.K. MACKO. 1971. Bird cestodes of Cuba I. Cestodes of birds of the orders Podicipediformes, Pelecaniformes and Ciconiiformes. **Anales del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México, Série Zoología**, Ciudad de México **1**: 1-28.

- RYZHIKOV, K. M. & T. P. SERGEEVA. 1983. Capillariids from the anterior portions of avian digestive tract: their generic and specific appurtenance. **Helminthologia**, Bratislava, **20**: 73-79.
- SCHIMIDT, H. 1965. *Tetrameres* (G.) *wetzeli* sp. n. (Nematoda, Spirurida) eine neue Tetrameresart aus dem felsenpinguin, *Eudyptes* (= *Catarrhactes*) *Chrysocome* forst (Aves: Sphenisciformes). **Zeitschrift für Parasitenkunde**, Jena, **26**: 71-81.
- SCHMIDT, G.D. 1975. *Andracantha*, a new genus of Acanthocephala (Polymorphidae) from fish-eating birds, with descriptions of three species. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **61** (4): 615-620.
- SCHOLZ, T.; R. KUCHTA & G. SALGADO-MALDONADO. 2002. Cestodes of the family Dilepididae (Cestoda: Cyclophyllidea) from fish-eating birds in Mexico: a survey of species. **Systematic Parasitology**, Dordrecht, **52**: 171-182.
- SICK, H. 1997. **Ornitologia Brasileira**. Rio de Janeiro, Nova Fronteira, 912p.
- SIEGEL-CAUSEY, D. 1990. On use of size of the bursa of Fabricius as an index of age and development. **Journal of Field Ornithology**, Albuquerque, **61** (4): 441-444.
- SKRJABIN, K. I. 1954. **Key to Parasitic Nematodes. Volume 4**. New Delhi, Amerind Publishing Co. Ltd. 1097p.
- SURES, B. 2004. Environmental parasitology: relevancy of parasites in monitoring environmental pollution. **Trends in Parasitology**, Oxford, **20**(4): 170-177.
- SZIDAT, L. & A. NANI. 1951. Diplostomiasis cerebralis del pejerrey una grave epizootia que afecta a la economia nacional producida por larvas de trematodes que destruyen el cerebro de los pejerreyes. **Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia" e Instituto Nacional de Investigacion de las Ciencias Naturales**, Buenos Aires, **1** (8): 323-383 + X laminas.

- TEIXEIRA, M.B. & A.B. COURA NETO. 1986. Vegetações: as regiões fotoecológicas, a natureza e seus recursos econômicos. Estudos fitogeográficos. p. 541-620. *In:* **RADAMBRASIL. Folha SH. 22 Porto Alegre e parte das folhas SH21 Uruguaiana e SI.22 Lagoa Mirim: geologia, geomorfologia, pedologia, vegetação, uso potencial da terra.** Rio de Janeiro, IBGE.
- 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**, Lawrence, **52** (2): 297-310.
- THRELFALL, W. 1982. Endoparasites of the double-crested cormorant (*Phalacrocorax auritus*) in Florida. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **49** (1): 103-108.
- TORRES, P.R.; R. SCHLATTER; A. MONTEFUSCO; W. GESCHE; E. RUIZ & A. CONTRERAS. 1993. Helminth parasites of piscivorous birds from lakes in the south of Chile. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **88** (2): 341-343.
- TORRES, P.; R. FRANJOLA & A. MONTEFUSCO. 1996. Infección estacional por metacercarias de *Diplostomum (Austrodiplostomum) compactum* (Szidat & Nani, 1951) y *Tylodelphys destructor* Szidat & Nani, 1951 en el pejerrey chileno, *Basilichthys australis* Eigenmann, 1927 (Pisces: Atherinidae) en el lago Riñihue, Chile. **Boletín Chileno de Parasitología**, Santiago de Chile, **51**: 15-19.
- TORRES, P.R.; J. VALDIVIESO; R. SCHLATTER; A. MONTEFUSCO; J. REVENGA; F. MARÍN; J. LAMILLA & G. RAMALLO. 2000. Infection by *Contracaecum rudolphii* (Nematoda: Anisakidae) in the Neotropic cormorant *Phalacrocorax brasilianus*, and fishes from the estuary of the Valdivia river, Chile. **Studies on Neotropic Fauna and Environment**, Jena, **35**: 101-108.

- TORRES, P.; J. ORTEGA & R. SCHLATTER. 2005. Nematode parasites of the digestive tract in Neotropic cormorant chicks (*Phalacrocorax brasilianus*) from the river Cruces Ramser site in southern Chile. **Parasitology Research**, Berlin, **97**:103-107.
- TRAVASSOS, L. 1914. Contribuições para o conhecimento da fauna helmintolójica brasileira. III. Sobre as espécies brasileiras do gênero *Tetrameres* Creplin, 1846. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **6**(3): 150-162.
- TRAVASSOS, L. 1915. Sobre as espécies brasileiras do gênero *Tetrameres* Creplin, 1846. **Brasil Médico**, Rio de Janeiro, **38**: 1-5.
- TRAVASSOS, L. 1928. Fauna Helminológica do Mato Grosso (Trematódeos – 1ª parte). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **21** (2): 309-341.
- TRAVASSOS, L. 1939. Um novo trematódeo parasito da garças: *Ribeiroia insignis* n. g., n. sp. **Boletim Biológico**, São Paulo, **4** (2): 301-304.
- TRAVASSOS, L. 1965. Contribuição para o inventário crítico da zoologia no Brasil, fauna helmintológica: considerações preliminares – Cestódeos. **Publicações Avulsas do Museu Nacional**, Rio de Janeiro, **50**: 1-84.
- TRAVASSOS, L.; J.F.T. DE FREITAS & A. KOHN. 1969. Trematódeos do Brasil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **67**: 1-886.
- VICENTE, J.J.; H. O. RODRIGUES; D.C. GOMES & R.M. PINTO. 1995a. Nematóides do Brasil. Parte IV: Nematóides de aves. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, **12** (Supl. 1): 1 – 273.
- VICENTE, J.J.; R.M. PINTO; D. NORONHA & L. GONÇALVES. 1995b. Nematode parasites of Brazilian Ciconiiformes birds: a general survey with new records for the species. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **90** (3): 389-393.

- VICENTE, J.J.; R.M. PINTO; D. NORONHA & P.G. CARVALHO. 1996. Nematode parasites of Brazilian Pelecaniformes and Trogoniformes birds: a general survey with new records for the species. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, **13** (4): 891-901.
- VIDAL-MARTÍNEZ, V.M.; D. OSÓRIO-SARABIA & R.M. OVERSTREET. 1994. Experimental infection of *Contracaecum multipapillatum* (Nematoda: Anisakinae) from Mexico in the domestic cat. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **80** (4): 576-579.
- YAMAGUTI, S. 1961. **Systema Helminthum. Vol. III. The Nematodes of Vertebrates. Parts I and II.** New York, Interscience Publishers, Inc., 1261p.
- YAMAGUTI, S. 1963. **Systema Helminthum. Vol. V. The Acanthocephala of Vertebrates. Parts I and II.** New York, Interscience Publishers, Inc., 423p.
- YAMAGUTI, S. 1971. **Synopsis of Digenetic Trematodes of Vertebrates, Vols I and II.** Tokyo, Keigaku Publishing Co. Ltd. 1074p. + 349 plates.
- YAMAGUTI, S. 1975. **A Synoptical Review of Life Histories of Digenetic Trematodes of Vertebrates with Special Reference to the Morphology of their Larval Forms.** Tokyo, Keigaku Publishing Co. Ltd. 590p. + 2190 plates.
- WONG, P.L.; R.C. ANDERSON & C.M. BARTLETT. 1986. Revision of the genus *Syncuaria* Gilbert, 1927 (Nematoda: Acuarioidea). **Canadian Journal of Zoology**, Ottawa, **64**: 1186-1196.
- WONG, P.L. & R.C. ANDERSON. 1987. Development of *Syncuaria squamata* (Linstow, 1883) (Nematoda: Acuarioidea) in ostracods (Ostracoda) and double-crested cormorants (*Phalacrocorax auritus auritus*). **Canadian Journal of Zoology**, Ottawa, **65**: 2524-2531.

- ZAR, J.H. 1996. **Biostatistics Analysis**. 3<sup>rd</sup> Edition, New Jersey, Prentice-Hall, Inc. X + 918p.
- ZHANG, L.; D.R. BROOKS & D. CAUSEY. 2003. A new species of *Syncuaria* Gilbert, 1927 (Nematoda: Acuarioidea: Acuariidae) in the wood stork, *Mycteria americana* L. (Aves: Ciconiiformes: Ciconiidae) from the area de conservacion Guanacaste, Costa Rica. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **89** (5): 1034-1038.
- ZDZITOWIECKI, K. 1986. Redescription of *Corynosoma tunitae* (Weiss, 1914) and description of *C. baylisi* sp. n. (Acanthocephala, Polymorphidae), parasites of piscivorous birds. **Acta Parasitologica Polonica**, Warszawa, **31** (14): 117-123.
- ZDZITOWIECKI, K. 1989. New data on the morphology and distribution of two acanthocephalans, *Andracantha baylisi* (Zdzitowiecki, 1986) comb. n. and *Corynosoma australe* Johnston, 1937. **Acta Parasitologica Polonica**, Warszawa, **34** (2): 167-172.

## **Anexos**

## **Anexo 1**

Ficha de necropsia

# FORMULÁRIO PARA NECROPSIA DE AVES

JFA-2203

## HOSPEDEIRO

Nome genérico/específico: *Phalacrocorax brasilianus*

Nome comum: *Biguá*

Local de coleta: *Lago Guaíba, Guaíba, POA*

Data da coleta: *15 / 10 / 2003*

Leitura de GPS: *—*

Modo de captura: *TIRO*

Armazenagem: Não ( ) Refrigerador: ( ) Congelador: ( *X* )

Data da necropsia: *17 / 01 / 05*

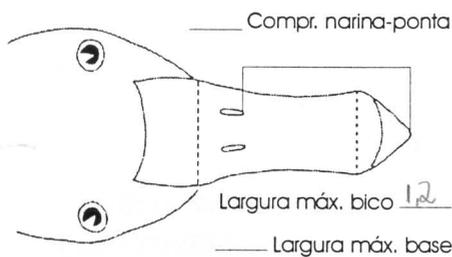
Sexo: macho ( *X* ) fêmea ( )

Cor dos olhos: *—*

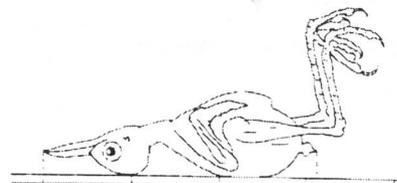
Jovem ( *X* ) Adulto ( )

Cor da carúncula: *—*

Medidas de bico, asa e tarso (cm):

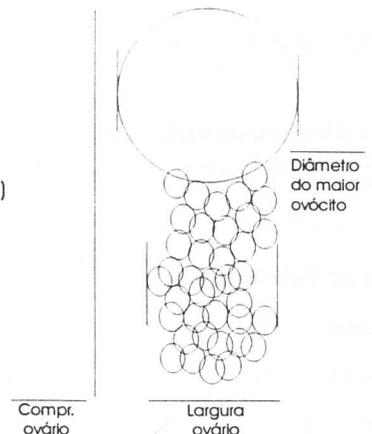
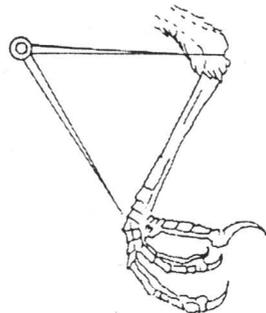
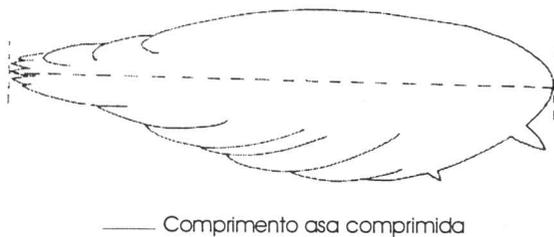


*58+17* Comprimento total com penas



*58* Comprimento total sem penas

### Anatídeos



Peso: *1060* g

Comprimento de um testículo: *0,9* cm

Comprimento do ovário: *—* cm

Largura do ovário: *—* cm

Diâmetro do maior ovócito: *—* cm

Observações:

\* JFA 2203-1-1-n *Sonicados por 4 min em solução salina e fixados em AFA*

\* *Separar as duas partes do proventrículo para me certificar da ausência de nematóides aquarídeos.*

# PARASITOS

Penas: —

Olhos: *neg*

Narinas: *neg*

Boca: *neg*

→ Esôfago —

} Nema JFA 2203-12-1-n Contracaecum n=13  
} Nema JFA 2203-13-1-n Eucoleus n=561

Papo (quando houver): —

Pro-yentriculo: { Nema JFA 2203-1-1-n Contracaecum  
} Dig JFA 2203-2-1-n Ribeiroia n=3  
} conteúdo aumentar

Moela (quando houver): —

Duodeno: *negativo*

Pâncreas: *neg*

Jenuno/íleo - 1/2 anterior:

} N JFA 2203-9-1-n Capillariídeos n=1  
} D JFA 2203-10-1-n ??? n=2  
} C JFA 2203-11-1-n n=15

→ Perdi do vidro estava fechado e NCO (29104105)

\* Jenuno/íleo - 1/2 posterior:

} D JFA 2203-6-1-n Drepanocephalus n=27 (tds os tamanhos, alguns ruins)  
} D JFA 2203-7-1-n Hystromorpha n=3  
} N JFA 2203-8-1-n Fam. Capillariídeos

50-60

Intestino grosso:

} JFA 2203-3-1-4. Austrodiplostomum

Cecos direito/esquerdo: *neg*

Cloaca:

} JFA 2203-4-1-n Dig ?? n=2  
} N JFA 2203-5-1-n Capillariídeos, n=135

Bolsa de Fabricius: *neg*

Traquéia: *neg*

Pulmões: *neg*

Sacos aéreos: —

Coração: *neg*

Grandes vasos: *neg*

→ Fígado:

→ Vesícula biliar:

Baço *neg*

Rins/ureteres: *negativo*

Óvário/Testículos: *neg*

Cavidade abdominal: *neg*

## **Anexo 2**

*Contracaecum rudolphii* Hartwich (Nematoda, Anisakidae) from the  
Neotropical Cormorant, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin) (Aves,  
Phalacrocoracidae) in southern Brazil

J.F.R. Amato, Cassandra M. Monteiro & Suzana B. Amato

Manuscrito submetido a Revista Brasileira de Zoologia em março de 2006

***Contracaecum rudolphii* Hartwich (Nematoda, Anisakidae) from  
the Neotropical Cormorant, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin)  
(Aves, Phalacrocoracidae) in southern Brazil<sup>1</sup>**

**José F. R. Amato<sup>2</sup>, Cassandra M. Monteiro<sup>2</sup> & Suzana B. Amato<sup>2</sup>**

<sup>1</sup> *Contribuição N° 478 do Departamento de Zoologia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul.*

<sup>2</sup> *Departamento de Zoologia, Instituto de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, Caixa Postal 15014, 91501-970 Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil. E-mails: [jfamato@terra.com.br](mailto:jfamato@terra.com.br), [sbamato@ufrgs.br](mailto:sbamato@ufrgs.br), and [cassandra.monteiro@terra.com.br](mailto:cassandra.monteiro@terra.com.br)*

ABSTRACT. The present report is part of a larger study on the helminth fauna of Neotropical cormorants, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789) in Brazil, particularly, in the southernmost State of Rio Grande do Sul. The nematodes which were found loose in the proventriculus or in groups of adults of different ages and of L<sub>3</sub> and L<sub>4</sub> larval stages, forming eosinophylic granulomas had a prevalence of 100% in 47 Neotropical cormorants from Lago Guaíba, Municipality of Guaíba, RS. The morphology of the labia/interlabia, the distribution pattern of the caudal papillae in males examined under scanning electron microscopy (SEM), and the tips of the spicules allowed determination of the species as *Contracaecum rudolphii* Hartwich, 1964 *sensu lato* (*s. l.*). This is the first record of *C. rudolphii* in southern Brazil.

KEY WORDS. SEM, taxonomy, eosinophylic granulomas, Lago Guaíba, Rio Grande do Sul.

**RESUMO.** *Contracaecum rudolphii* Hartwich (Nematoda, Anisakidae) espécie parasita de biguás (cormorões Neotropicais, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin) (Aves, Phalacrocoracidae) na região Sul do Brasil. O presente trabalho é parte de um estudo maior sobre a helmintofauna dos cormorões Neotropicais conhecidos no Brasil como biguás, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789), particularmente, no Estado do Rio Grande do Sul. Os nematóides que foram encontrados soltos no proventrículo ou em grupos compostos por adultos de várias idades e larvas de vários estágios (L<sub>3</sub> e L<sub>4</sub>), formando granulomas eosinofílicos tiveram prevalência de 100% em 47 biguás do Lago Guaíba, Município de Guaíba, RS. A morfologia dos lábios e dos interlábios, o padrão de distribuição das papilas caudais em machos examinados com microscópio eletrônico de varredura (MEV) e as extremidades dos espículos permitiram a determinação da espécie como *Contracaecum rudolphii* Hartwich, 1964 *sensu lato* (*s. l.*). Este é o primeiro registro de *C. rudolphii* na região Sul do Brasil.

**PALAVRAS CHAVE.** MEV, taxonomia, granulomas eosinofílicos, Lago Guaíba, Rio Grande do Sul.

HARTWICH (1964) revised *Contracaecum* Railliet & Henry, 1912, presenting a complete list of synonyms and hosts for five species he considered as belonging to the genus.

That author used the labia/interlabia internal and external morphology, the distribution of distal papillae, and the morphology of the spicules' tip to characterize these species as he had done earlier (HARTWICH 1957), when nomenclatorial alterations on the systematics of the Ascaridoidea were introduced. The author stated that *Ascaris microcephala* Rudolphi, 1809, later becoming *Contracaecum microcephalum* (Rudolphi, 1809) Baylis, 1920, was morphologically similar to some specimens which Rudolphi had identified as *Ascaris spiculigera* Rudolphi, 1809, and declared, based on page priority, *A. spiculigera* a junior synonym of *C. microcephalum*. Other specimens also studied by Rudolphi at that time were identified as *A. spiculigera*, although belonged to a new species (still unnamed) for which the new name *Contracaecum rudolphii* Hartwich, 1964, was proposed.

FAGERHOLM (1988) discussed the pattern distribution of the caudal papillae, based on SEM, seen in several species of *Contracaecum* parasites of seals at different localities in high latitudes of the northern and southern hemispheres. That author suggested a special nomenclature for the caudal papillae, including information on *C. rudolphii*. Later, FAGERHOLM (1991), considered the importance of studying the caudal papillae in a broader sense, *i.e.*, within the superfamily Ascaridoidea. Other morphological studies with SEM were conducted by BARUŠ *et al.* (2000), showing the labia and interlabia morphology as well as the distribution of the caudal papillae of *C. rudolphii* and by ABOLLO *et al.* (2001) who characterized the male posterior region and the caudal papillae distribution in specimens collected from European shag, *Phalacrocorax aristotelis* (Linnaeus, 1761).

The final hosts of the species of *Contracaecum* are fish-eating birds (mostly Pelecaniformes) associated with fresh and marine waters and seals all over the world (Baruš *et al.* 2000). The main final hosts of *C. rudolphii* are birds of the genus *Phalacrocorax* Brisson, 1760 (ANDERSON 1992). THRELFALL (1982) recorded a concurrent infection by *C. spiculigerum* (= *C. rudolphii*) and *Contracaecum multipapilatum* (Rudolphi, 1819) Baylis, 1920 in the Doubled-crested Cormorant *Phalacrocorax auritus* (Lesson, 1831) while ABOLLO *et al.* (2001) recorded concurrent infections by *C. rudolphii* and *Contracaecum septentrionale* Kreis, 1955 in the proventriculus of the European Shag, *Phalacrocorax aristotelis aristotelis* (Linnaeus, 1758).

LI *et al.* (2005) presented genetic evidence for the existence of sibling species within the *C. rudolphii* complex (formed by *C. rudolphii* A and *C. rudolphii* B) collected from the Large Black Cormorant, *Phalacrocorax carbo sinensis* Blumenbach, 1798, in northeastern and central Italy, based on the first (ITS-1) and the second (ITS-2) internal transcribed spacers of ribosomal DNA (rDNA).

The Neotropical Cormorant, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789), occurs from Tierra del Fuego, Patagonia, Argentina to coastal Texas, USA, the northernmost extreme of its known geographical distribution (del Hoyo *et al.* 1992, *apud* FEDYNICH *et al.* 1997). The resident populations of this bird have been the subject of helminthological studies in southern Chile by TORRES *et al.* (1981, 1982, 1983, and 2000) and in the coastal Texas, USA by FEDYNICH *et al.* (1997), who compared the helminth community structure and pattern in sympatric populations of Double-crested and Neotropical cormorants.

VICENTE *et al.* (1995a) published valuable information about the nematodes of Brazilian birds, mostly based on specimens deposited in the 'Coleção Helminológica

do Instituto Oswaldo Cruz (CHIOC)', from the early 1920's to the late 1960's. VICENTE *et al.* (1995b) listed the nematodes of Brazilian ciconiiform birds, establishing new records, and later, VICENTE *et al.* (1996), made a brief description of four specimens of *C. spiculigerum* (= *C. rudolphii*) collected from *P. brasiliensis* and the 'anhinga', *Anhinga anhinga* (Linnaeus, 1758), from the States of Mato Grosso do Sul and Rio de Janeiro, which were deposited in the CHIOC. The present study is the first attempt to identify the species of *Contraecaecum* from *P. brasiliensis* in Lago Guaíba, Municipality of Guaíba, RS, southern Brazil.

## MATERIAL AND METHODS

Forty-seven Neotropical cormorants, *P. brasiliensis* were collected from Lago Guaíba, Municipality of Guaíba, RS, from 1999 to 2003, in accordance with the permit Nos. 232/1999 and 064/2002, from IBAMA (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Renováveis). Cormorants were frozen at -10°C, as soon as possible, after the catch. Necropsies were performed in the Laboratório de Helminologia, Departamento de Zoologia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Brazil. The nematodes were processed according to AMATO *et al.* (1991). Helminths were collected, counted, and cleaned in saline solution 0.85%. Later were fixed in AFA and preserved in 70% ethanol. For light microscopy (LM) some specimens were examined as temporary whole mounts in lactophenol (HUMASON 1972). For SEM, the nematodes with sectioned spicules were critical point dried, coated with carbon and gold, and examined with a Jeol (JSM- 6060) scanning electron microscope.

Measurements are in millimeters (mm) unless otherwise indicated, ranges are followed (between parentheses) by the mean  $\pm$  the standard deviation values, and the number of specimens measured for a given character (when different than the total number of specimens measured). Morphological parameters follow HARTWICH (1964).

Different developmental stages were identified according to HARTWICH (1964) and HUIZINGA (1966). The fourth larval stage (L<sub>4</sub>) and immature adults were identified according to TORRES *et al.* (2000). The nomenclature for the pattern of male caudal papillae follows FAGERHOLM (1988). Ecological terms such as prevalence, intensity of infection, and mean intensity of infection follow MARGOLIS *et al.* (1982). Voucher specimens were deposited (in ethanol 70°GL) in the CHIOC, Rio de Janeiro, RJ, Brazil.

## RESULTS

### *Contracaecum rudolphii* Hartwich, 1964

#### Figs 1-9

Description: based on 105 adult specimens (30 males and 30 females mounted in lactophenol and measured; 5 specimens mounted *en face* as well as 4 male tails mounted in lactophenol; and 46 specimens mounted on stubs for SEM).

General: nematodes of different ages and larval stages were found concentrated in the proventriculus (Fig. 1), forming ulcerated eosinophylic granulomas (Fig. 2) and feeding on blood. Three labia, usually hexagonal, without dentigerous ridges (Figs 3, 5 and 6); dorsal labium with 2 ovate papillae (Figs 5 and 6), each formed by the fusion of the two original papillae; 2 ventrolateral labia, each with 1 lateral, ovate papilla (Figs 3 and 5), also formed by the fusion of the two original papillae and 1 amphidial pore (Fig. 5 – arrows) and two auriculae (Fig. 6 – head arrows); interlabia well developed (Figs 3-5), with bifid distal ends (Fig. 7). Excretory pore opening bellow ventral interlabium. Esophagus with small, globular ventricle and a posterior ventricular appendix. Intestinal cecum directed anteriorad.

Males (30 specimens): body 18-31 ( $25 \pm 3.4$ ) long, 306-598  $\mu\text{m}$  ( $481 \pm 7 \mu\text{m}$ ) in maximum width. Muscular esophagus 2.4-3.8 ( $3.1 \pm 0.5$ ) long; intestinal cecum 2.1-2.9 ( $2.4 \pm 0.3$ ) long; ventricular appendix 0.8-1.2 ( $1.0 \pm 0.1$ ) long. Spicules similar, almost

equal (Fig. 9); right spicule 4.5-7.5 ( $6.2 \pm 0.9$ ) long, left spicule 5.9-8.2 ( $7.1 \pm 0.8$ ) long; cloacal opening at 140-235  $\mu\text{m}$  ( $205 \pm 22 \mu\text{m}$ ) from posterior end. Tail conic, with more than 30 pairs of proximal papillae, 1 or 2 pairs of ad-cloacal papillae (Fig. 8), 7 pairs of distal papillae, the first 2 pairs side by side; 2 ventrolateral and 2 dorso-ventral pairs (Fig. 8 – arrows). Phasmidial pores on top of smaller papillae, between ventrolateral papillae (Fig. 8). Body length/body maximum width ratio 47.9-68.6:1 ( $52.9 \pm 3.3$ ); body length/esophagus length ratio 7.1-10.9:1 ( $8.1 \pm 0.7$ ); body length/caudal length ratio 91.3-145.5:1 ( $122.7 \pm 14.6$ ); esophagus length/intestinal cecum length ratio 0.9-1.6:1 ( $1.3 \pm 0.1$ ); esophagus length/ventricular appendix length ratio 2.8-3.6:1 ( $3.2 \pm 0.2$ ); body length/mean length of spicules ratio 3.1-5.4:1 ( $3.8 \pm 0.4$ ).

Females (30 specimens): body 23-52 ( $41.8 \pm 7.5$ ) long, 0.5-1.1 ( $0.8 \pm 0.1$ ) wide. Muscular esophagus 2.4-5.4 ( $4.2 \pm 0.8$ ) long; intestinal cecum 1.6-3.6 ( $2.9 \pm 0.6$ ) long; ventricular appendix 0.6-1.5 ( $1.2 \pm 0.2$ ) long; anus 0.2-0.6 ( $0.4 \pm 0.1$ ) from posterior end. Vulva 9.7-21.3 ( $15.2 \pm 2.5$ ) from anterior end. Eggs 99-106  $\mu\text{m}$  ( $105 \pm 7 \mu\text{m}$ ) long, 83-92  $\mu\text{m}$  ( $91 \pm 8 \mu\text{m}$ ) wide. Phasmid apertures lateral. Body length/body maximum width ratio 36.6-66.5:1 ( $53.2 \pm 6.1$ ); body length/esophagus length ratio 8.7-13.2:1 ( $9.9 \pm 0.8$ ); body length/caudal length ratio 74.9-168.3:1 ( $101.8 \pm 21.0$ ); esophagus length/intestinal caecum length ratio 1.3-1.6:1 ( $1.5 \pm 0.1$ ); esophagus length/ventricular appendix length ratio 3.2-4.3:1 ( $3.7 \pm 0.3$ ). Vulva from anterior extremity x 100/body length ratio 29.7-46.5:1 ( $36.7 \pm 3.6$ ).

Host. Neotropical cormorant ('biguá'), *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Site of infection. Proventriculus.

Locality. Lago Guaíba, Municipality of Guaíba, RS, Brazil (30°00'S, 51°15'W).

Prevalence. 100%.

Mean intensity of infection. 97.7 helminths/host.

Range of infection. 25-403 helminths/host.

Voucher specimens deposited. CHIOC N° \_\_\_\_\_ (in ethanol 70°GL).

Remarks. Generally, measurements and morphometrical ratios in our specimens were larger than those given by HARTWICH (1964), although these differences might be related to the fact that we only measured adult specimens, while Hartwich did not say if the measurements he presented referred only to adult specimens. The distal end of the spicules (Fig. 9) and the number and position of caudal papillae (Fig. 8) when compared with the original description, confirm the identification of this species.

HARTWICH (1964) indicated the holotype, paratypes, type host, and type locality for *C. rudolphii*, stating (pg. 32): “Der Holotypus befindet sich in der Helminthensammlung des Instituts für Spezielle Zoologie und Zoologischen Museums der Humboldt-Universität zu Berlin unter der Katalog-Nr. 441a, die Paratypen unter Nr. 441b” [sic].

## DISCUSSION

VICENTE *et al.* (1996) published morphometrical data and illustrations of specific diagnostic characters of *C. spiculigerum* (= *C. rudolphii*) allowing comparison with the specimens of the present report, which are larger. The illustrations provided by these authors of the *en face* anterior end cannot be accepted as representative of the species, as well as the indication of the presence of two labial papillae in each labium.

HARTWICH (1964), in the original description of the species, and anteriorly HARTWICH (1957), when proposing the genus, mentioned the presence of two pairs of papillae in the dorsal labium, resulting from the fusion of the two original papillae. VICENTE *et al.* (1996) have also indicated the presence of five pairs of distal papillae, when the generic diagnosis indicates the presence of seven pairs.

Another discrepancy between Hartwich's description and that of VICENTE *et al.* (1996) are the egg sizes: 59-73  $\mu\text{m}$  long by 41-59  $\mu\text{m}$  wide and 50  $\mu\text{m}$  long by 40  $\mu\text{m}$  wide, respectively. The size of eggs in our specimens of *C. rudolphii* is larger than what has been indicated by these authors, and also have the phasmidial openings on top of the penultimate pair of distal papillae (Fig. 8 - arrows), as has been indicated by FAGERHOLM (1988) and ABOLLO *et al.* (2001). The shape of the labia and interlabia, as well as the papillae distribution on the male tails and the bifurcation of the interlabial extremities, agree with the illustrations provided by BARUŠ *et al.* (2000).

HARTWICH (1964) listed the ardeid "*Casmerodius albus egretta* (Linnaeus, 1758) (Syn.: *Ardea leuce* Bryant). Brasilien (Rio Grande do Sul)" [sic], as one of the hosts for *C. microcephalum*, giving no additional information (author, collecting date, exact locality of capture, etc.), but indicating the deposit number in the collection: "Zoolog. Museum Berlin (N° 1071)" [sic]. This is the only previous record of any species of *Contracaecum* in southern Brazil, but cannot be confirmed at the present time. Thus, the present work is the first to document the presence of *C. rudolphii* (*s. l.*) in *P. brasilianus* in Brazil.

### ACKNOWLEDGEMENTS

To IBAMA for the permission to capture cormorants of Lago Guaíba; to Dr Ludwig Buckup for the kindness of translating portions of HARTWICH (1964) into Portuguese; to Mr. Ronald D. Rocco for reviewing the English text; to CAPES for the scholarship given to the second author; and to the technicians of the Centro de Microscopia Eletrônica, UFRGS, for their valuable assistance.

## REFERENCES

- ABOLLO, E.; C. GESTAL & S. PASCUAL. 2001. Anisakid infection in the European Shag *Phalacrocorax aristotelis aristotelis*. **Journal of Helminthology**, London, **75**: 209-214.
- AMATO, J.F.R.; W.A. BÖEGER & S.B. AMATO. 1991. **Protocolos para laboratório: Coleta e Processamento de Parasitos de Pescado**. Seropédica, RJ, Gráfica da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 81p.
- ANDERSON, R.C. 1992. **Nematode Parasites of Vertebrates. Their Development and Transmission**. Wallingford, Commonwealth Agricultural Bureau International, 578p.
- BARUŠ, V.; K. NAGASAWA; F. TENORA & M. PROKEŠ. 2000. The head end morphology of *C. rudolphii* with remarks on *C. himeu* and *C. umiu* (Nematoda, Anisakidae). **Acta Universitatis Agriculturae et Silviculturae Mendelianae Brunensis Sborník Mendelovy Zemědělské a Lesnické Univerzity v Brně**, Brno, **48** (5): 69-76.
- FAGERHOLM, H.P. 1988. Patterns of caudal papillae in *Contracaecum osculatum* (Nematoda) and some related species from different regions of the world. **International Journal for Parasitology**, London, **18** (8): 1039-1051.
- FAGERHOLM, H.P. 1991. Systematic implications of male caudal morphology in ascaridoid nematode parasites. **Systematic Parasitology**, Dordrecht, **19**: 215-228.
- FEDYNICH, A.M.; D.B. PENCE & J.F. BERGAN. 1997. Helminth community structure and pattern in sympatric populations of double-crested and Neotropical cormorants. **Journal of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **64** (2): 176-182.

- HARTWICH, G. 1957. Zur Systematik der Nematoden-Superfamilie Ascaridoidea. **Zoologische Jahrbücher, Abteilung für Systematik**, Jena, **85**: 211-252.
- HARTWICH, G. 1964. Revision der Vogelparasitischen Nematoden Mitteleuropas II. Die Gattung *Contracaecum* Railliet & Henry, 1912 (Ascaridoidea). **Mitteilungen aus dem Zoologischen Museum**, Berlin, **40** (1): 15-53.
- HUIZINGA, H. 1966. Studies on the life cycles and development of *Contracaecum spiculigerum* (Rudolphi, 1809) (Ascaridoidea: Heterocheilidae) from marine piscivorous birds. **The Journal of the Elisha Mitchell Scientific Society**, Chapel Hill, **82** (1): 181-195.
- HUMASON, G.L. 1972. **Animal Tissue Techniques**. San Francisco. W.H. Freeman and Company, 641p.
- LI, A.X.; S. D'AMELIO; L. PAGGI; F. HE; R.B. PASSER; Z.R. LUN; E. ABOLLO; M. TURCHETTO & X.Q. ZHU. 2005. Genetic evidence for the existence of sibling species within *Contracaecum rudolphii* (Hartwich, 1964) and the validity of *Contracaecum septentrionale* (Kreis, 1955) (Nematoda: Anisakidae). **Parasitology Research**, Berlin, **96**: 361-366.
- MARGOLIS, L.; G.W. ESCH; J.C. HOLMES; A.M. KURIS & G.A. SCHAD. 1982. The use of ecological terms in Parasitology (report of an ad hoc committee of the American Society of Parasitologists). **Journal of Parasitology**, Lawrence, **68** (1): 131-133.
- THRELFALL, W. 1982. Endoparasites of the Double-crested Cormorant (*Phalacrocorax auritus*) in Florida. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **49** (1): 103-108.

- TORRES, P.; G. PEQUEÑO; M.E. JERIA & L. SAN MARTÍN. 1981. Larvas de Anisakidae (Railliet y Henry, 1912) Skrjabin y Karokhin, 1945 en peces de la costa sur de Chile. **Boletín Chileno de Parasitología**, Santiago de Chile, **36**: 39-41.
- TORRES, P.; L. FIGUEROA; A. VALDIVIA & J. BARRIENTOS. 1982. Gastrointestinal helminths of fish-eating birds from the Valdivia river, Chile. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **68**: 1157.
- TORRES, P.; V. SIERPE & R. SCHLATTER. 1983. Occurrence of the *Contracaecum rudolphii* in new hosts in Chile. **Zeitschrift für Parasitenkunde**, Jena, **69**: 397-399.
- TORRES, P.; J. VALDIVIESO; R. SCHLATTER; A. MONTEFUSCO; J. REVENGA; F. MARÍN; J. LAMILLA & G. RAMALLO. 2000. Infection by *Contracaecum rudolphii* (Nematoda: Anisakidae) in the Neotropical cormorant *Phalacrocorax brasilianus*, and fishes from the estuary of the Valdivia river, Chile. **Studies on Neotropical Fauna and Environment**, Jena, **35**: 101-108.
- VICENTE, J.J.; H. DE O. RODRIGUES; D.C. GOMES & R.M. PINTO. 1995a. Nematóides do Brasil. Parte IV: Nematóides de aves. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, **12** (Suppl. 1): 1-273.
- VICENTE, J.J.; R.M. PINTO; D. NORONHA & L. GONÇALVES. 1995b. Nematode parasites of Brazilian Ciconiiformes birds: a general survey with new records for the species. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **90** (3): 389-393.
- VICENTE, J.J.; R.M. PINTO; D. NORONHA & P.G. CARVALHO. 1996. Nematode parasites of Brazilian Pelecaniformes and Trogoniformes birds: a general survey with new records for the species. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, **13** (4): 891-901.

### Legends for the figures

Figures 1-2. Neotropical cormorant proventriculus infected with *Contracaecum*

*rudolphii*: (1) general view of loose individuals, bar = 10 mm; (2) nematodes of different sizes attached to proventriculus mucosa, showing that they ingest blood, bar = 5 mm.

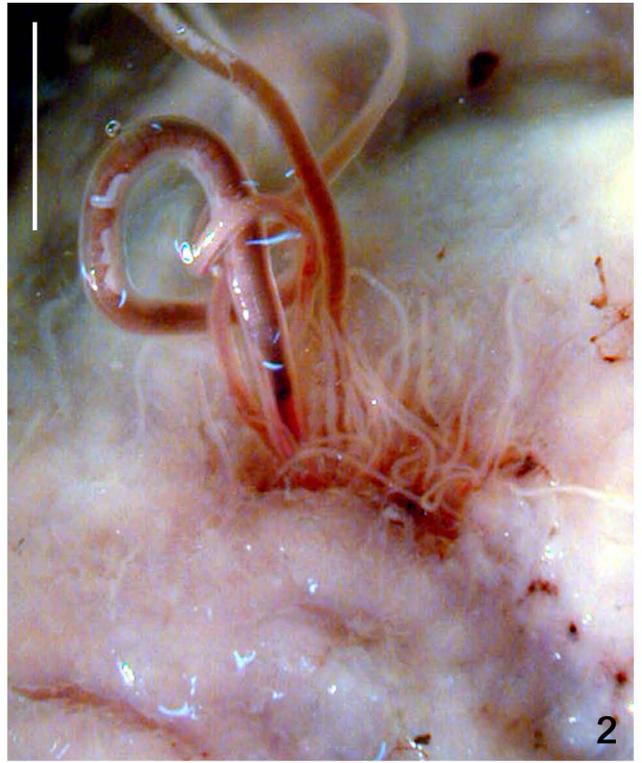
Figures 3-4. Anterior region of *Contracaecum rudolphii*, viewed with light microscopy:

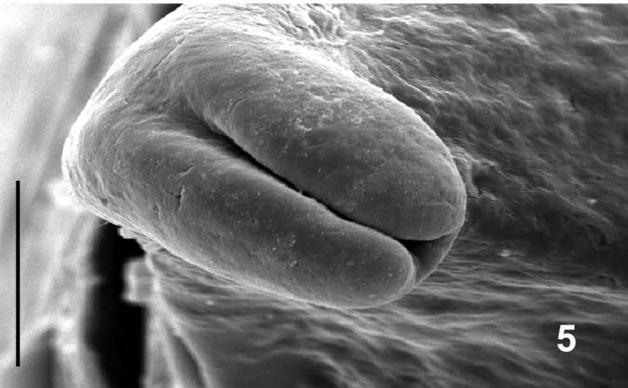
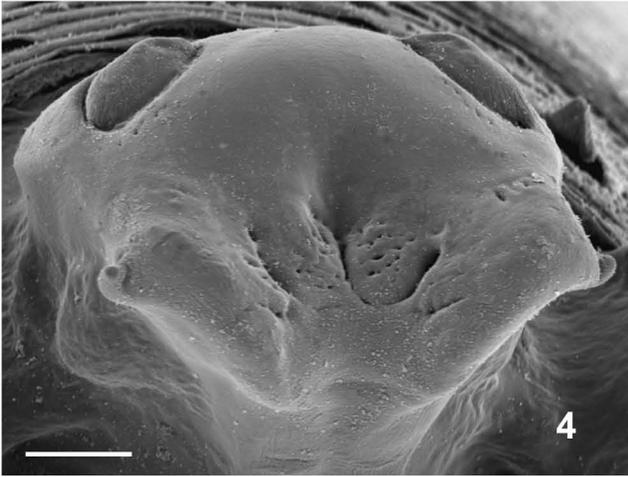
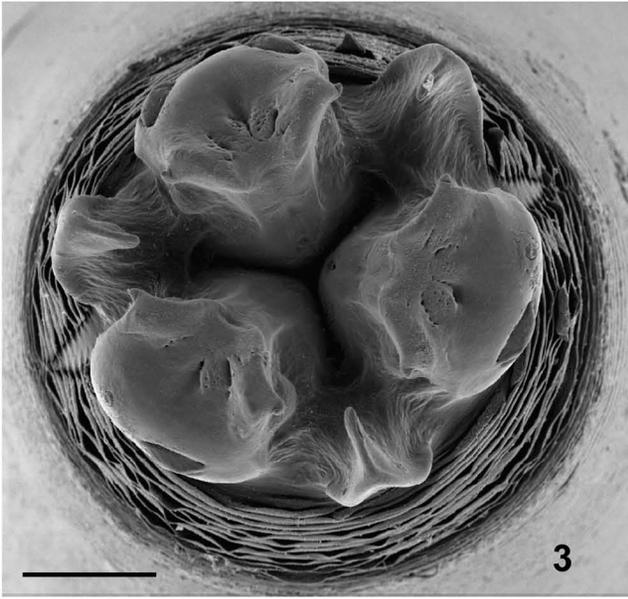
(3) *en face* view of anterior end, bar = 20  $\mu\text{m}$ ; (4) ventral view, showing ventral interlabium, bar = 100  $\mu\text{m}$ .

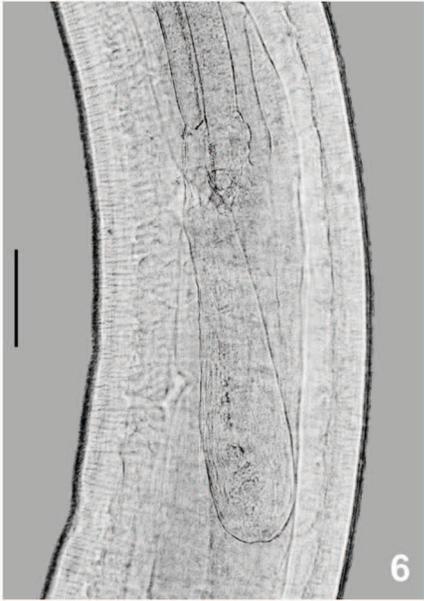
Figures 5-7. *Contracaecum rudolphii* viewed with SEM: (5) *en face* view of anterior end (arrows), bar = 30  $\mu\text{m}$ ; (6) dorsal labium (head arrows), bar = 10  $\mu\text{m}$ ; (7) interlabium with bifid tip, bar = 10  $\mu\text{m}$ .

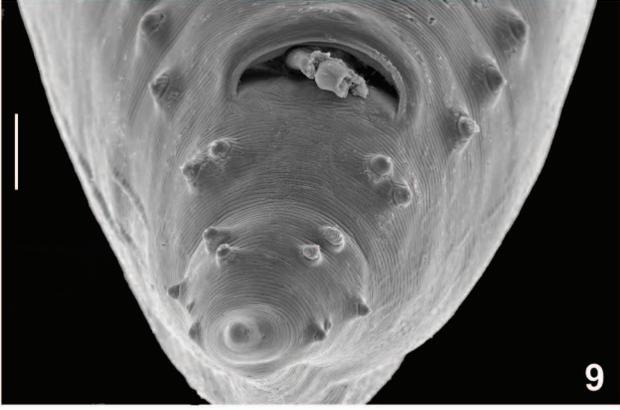
Figure 8. *Contracaecum rudolphii*, male tail viewed with SEM, showing cloacal opening with spicules sectioned, caudal papillae, and phasmidial pores on top of papillae (arrows), bar = 50  $\mu\text{m}$ .

Figure 9. *Contracaecum rudolphii*, diagram showing the tip of a spicule, bar = 10  $\mu\text{m}$ .











11

### **Anexo 3**

A new species of *Andracantha* Schmidt (Acanthocephala, Polymorphidae)  
parasite of Neotropical cormorants, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin)  
(Aves, Phalacrocoracidae) from southern Brazil

Cassandra M. Monteiro, José F. R. Amato & Suzana B. Amato

Manuscrito submetido à Revista Brasileira de Zoologia em outubro de 2005.

**A new species of *Andracantha* Schmidt (Acanthocephala,  
Polymorphidae) parasite of Neotropical cormorants,  
*Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin) (Aves, Phalacrocoracidae)  
from southern Brazil<sup>1</sup>**

**Cassandra M. Monteiro<sup>3</sup>, José F. R. Amato<sup>2</sup> & Suzana B. Amato<sup>2</sup>**

<sup>1</sup> *Contribuição N° 478 do Departamento de Zoologia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul.*

<sup>2</sup> *Departamento de Zoologia, Instituto de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, Caixa Postal 15014, 91501-970 Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil. E-mails: jfamato@terra.com.br and sbamato@ufrgs.br*

<sup>3</sup> *Bolsista CAPES. E-mail: cassandra.monteiro@terra.com.br*

ABSTRACT. A new species of the genus *Andracantha* Schmidt, 1975, parasite of Neotropical cormorants, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789), is described and compared to the other six species currently placed in the genus. The new species differs from the previously known species of *Andracantha* by having two inflations in the anterior region of the trunk and by having the testes in tandem in the central region of the body. These differences were also responsible for the need for the new diagnosis and imendation of the genus. The orange pigmentation of the acanthocephalans recently collected from the intestine is documented for the first time in species of this genus. This is the first record of adult specimens of any species of *Andracantha* in *P. brasilianus*, in South America.

KEY WORDS. Helminths, body pigment, Rio Grande do Sul, taxonomy.

**RESUMO. Nova espécie de *Andracantha* Schmidt (Acanthocephala, Polymorphidae) parasita de cormorões neotropicais, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin) (Aves, Phalacrocoracidae) da região Sul do Brasil.** Uma nova espécie do gênero *Andracantha* Schmidt, 1975, parasita de cormorões neotropicais (biguás), *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789), é descrita e comparada com as outras seis espécies atualmente incluídas no gênero. **A nova espécie difere das demais espécies previamente conhecidas de *Andracantha* por ter duas inflações na região anterior do corpo e por ter testículos em tandem na região central do corpo. Estas diferenças também são responsáveis pela necessidade da nova emenda na diagnose do gênero.** Pela primeira vez é documentada a pigmentação alaranjada de acantocéfalos recém coletados do intestino de qualquer espécie do gênero. Este é o primeiro registro de espécimes adultos do gênero *Andracantha*, no Brasil e na América do Sul.

**PALAVRAS CHAVE.** Helmintos, pigmentação do corpo, Rio Grande do Sul, taxonomia.

The genus *Andracantha* was proposed by SCHMIDT (1975) to group species transferred from *Corynosoma* Lühe, 1904. Both genera have as diagnostic characters the presence of trunk and genital spines. In the species of *Corynosoma* the trunk spines are arranged in a single field, while in the species of *Andracantha* they are arranged in two separate fields (with a bare zone between them, or sparsely spined, as found in one species) which can be connected in the dorsal region.

When Schmidt proposed *Andracantha*, he included only three species in the genus: *Andracantha gravida* (Alegret, 1941) Schmidt, 1975 – the type species, *Andracantha phalacrocoracis* (Yamaguti, 1939) Schmidt, 1975, and *Andracantha mergi* (Lundström, 1941) Schmidt, 1975. ZDZITOWIECKI (1986) redescribed *Corynosoma tunitae* Weiss, 1914 and described *Corynosoma baylisi*, which later (ZDZITOWIECKI 1989) were transferred, together with *Corynosoma clavata* Goss, 1940, to *Andracantha* making three new combinations: *Andracantha tunitae* (Weiss, 1914) Zdzitowiecki, 1989, *Andracantha baylisi* (Zdzitowiecki, 1986) Zdzitowiecki, 1989, and *Andracantha clavata* (Goss, 1940) Zdzitowiecki, 1989. ZDZITOWIECKI (1989) emended the genus. Since then, no other species have been described or transferred to *Andracantha*. Life cycles of the species in this genus are unknown (NICKOL *et al.* 2002), although the presence of fishes as paratenic hosts had already been recorded for *A. baylisi* (ZDZITOWIECKI 1986).

Five of the six species of *Andracantha* have piscivorous birds (shags and cormorants) of the genus *Phalacrocorax* Brisson, 1760, as type hosts. *Andracantha grvida* has the Double-crested Cormorant, *Phalacrocorax auritus floridanus* (Audubon, 1835), *A. phalacrocoracis* has the Pelagic Cormorant, *Phalacrocorax pelagicus* Pallas, 1811, *A. tunitae* has the Great Cormorant, *Phalacrocorax carbo* (Linnaeus, 1758), *A. baylisi* has the King Cormorant, *Phalacrocorax albiventer* (Lesson, 1831) as type hosts. *Andracantha clavata*, when described by GOSS (1940), has been listed as occurring in the Large-pied Shag, *Phalacrocorax varius* (Gmelin, 1789), as well as in the Little Black Cormorant, [*Phalacrocorax sulcirostris* (Brandt, 1837) = *Phalacrocorax ater* of Goss (1940)], and in the Small-pied Shag, *Phalacrocorax melanoleucus* (Vieillot, 1817), but without indication of which species was the type host. *Andracantha mergi*, is found in several species of piscivorous birds, being the type host the Red-breasted Merganser, *Mergus serrator* Linnaeus, 1758. NICKOL & KOCAN (1982) and RICHARDSON & COLE (1997) have recorded *A. mergi* in the American Bald Eagle, *Haliaeetus leucocephalus* (Linnaeus, 1766).

The Neotropical Cormorant, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789) occurs from Tierra del Fuego, Patagonia, Argentina to coastal Texas, USA, the northernmost extreme of its known geographical distribution (del Hoyo *et al.* 1992, *apud* FEDYNICH *et al.* 1997). This species has been reported to be the host of *A. grvida* in Texas (FEDYNICH *et al.* 1997), as well as the host of *Corynosoma arctocephali* Zdzitowiecki, 1984, in Llanquihue, southern Chile (TORRES *et al.* 1993).

The objective of the present study is to describe a new species of the genus *Andracantha*, emend the genus, document the body pigmentation of these helminths before fixation, and record for the first time the presence of adult acanthocephalans of this genus in South America.

## MATERIAL AND METHODS

Forty-seven Neotropical cormorants, *P. brasiliensis* were collected from Lago Guaíba, Municipality of Guaíba, RS, from 1999 to 2003, in accordance with established guidelines and protocols from the IBAMA (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Renováveis) and scientific collection permits N°s 232/1999 and 064/2002, issued in the name of the second author. Cormorants were frozen at -10°C, as soon as possible after the catch. Necropsies were performed in the Laboratório de Helmintologia, Departamento de Zoologia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Brazil. The necropsy procedures, collection, and processing of parasites followed AMATO *et al.* (1991).

Some specimens were photographed before fixation to record their orange pigmentation and then stored in ethanol 70°GL. Other specimens were fixed in AFA (70°GL ethanol – 93 parts, formalin 37% – 5 parts, glacial acetic acid – 2 parts), under slight cover slip pressure, stained in Delafield's hematoxylin (HUMASON 1972), cleared in beech wood creosote, and mounted in Canada balsam. Drawings were made with a drawing tube, while photomicrographs were taken with a Zeiss Axiolab microscope and/or with a digital camera. Both were scanned and prepared using Adobe's Photoshop CS®. Measurements are in micrometers (µm) unless otherwise indicated, ranges are followed (between parentheses) by the mean, the number of specimens measured for a given character and the standard deviation values. Ecological terms such as prevalence, mean intensity of infection, mean abundance of infection, and range follow BUSH *et al.* (1997). Holotype, allotype, and paratypes were deposited in the Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz (CHIOC), Rio de Janeiro, RJ, Brazil.

## RESULTS

*Andracantha tandemtesticulata* **sp. nov.**

## Figs 1-9

Description. Based on 9 whole mounted specimens (4 males and 5 females).

Polymorphidae. Females slightly larger than males (Figs 1, 2, 5, 6, and 9). Tegument with orange pigmentation not uniform, darker in anterior trunk of females (Figs 1 and 2). Proboscis swollen in middle third or posterior half (Fig. 8). Neck as long as proboscis (Figs 5, 6, 8, and 9). Body, in uncompressed specimens, with two inflations, one anterior, at level of posterior field of spines, followed by a constriction immediately after it, and a wider inflation, at mid trunk. Anterior portion of trunk with spines distributed in two distinct fields (Figs 5, 6, and 9), with similar dorsal and ventral width. Anterior field of trunk spines with 5 to 6 transversal rows of spines; posterior field of trunk spines with 8 to 10 transversal rows of spines; bare zone between fields of trunk spines with approximately same width. Lemnisci broad, with rounded tips, longer than proboscis receptacle, at least in males. Genital pore terminal in both sexes; genital spines not observed.

Males (Figs 1 and 6). Body 4.0-7.4 mm (5.4 mm, n = 4, 1.7 mm) long, 0.9-1.7 mm (1.3 mm, n = 4, 0.4 mm) in greatest width. Proboscis 690-740 (723, n = 3, 29) long, 250-290 (267, n = 3, 21) wide; hooks in 18 longitudinal rows of 14 to 16 each (Fig. 7); first eight hooks with similar shape and size, without one hook stouter than others; with well developed roots, without manubrium; 6 to 8 spines with poorly developed roots, small manubrium; hooks 37-55 (44, n = 48, 4); spines 32-45 (40, n = 42, 2). Neck 600-829 (740, n = 5, 91) long, 474-731 (582, n = 5, 115) wide at base. Trunk spines in anterior field 13-18 (16, n = 10, 2) long, in posterior field 23-31 (28, n = 10, 3) long; genital spines not observed. Proboscis receptacle 1.2-1.4 mm (1.3 mm, n = 4, 0.1 mm) long, 316-336 (323, n = 4, 11) wide. Testes in tandem, ovate to round; anterior testis 210-620 (397, n = 4, 207) long, 160-530 (317, n = 4, 191) wide; posterior testis 220-670

(432, n = 4, 187) long, 170-550 (320, n = 4, 162) wide; six elongated cement glands, grouped in pairs, Saefftigen's pouch conspicuous when filled with fluid, 260-940 (600; n = 2; 481) long, 170 wide (n = 1); copulatory bursa small, introverted in the majority of the specimens.

Females (Figs 2 and 9). Body 6.5-10.5 mm (8.8 mm, n = 5, 1.6 mm) long, 1.4-2.1 mm (1.8 mm, n = 5, 0.3 mm) in greatest width. Proboscis 711-849 (772, n = 5, 54) long, 210-290 (256, n = 5, 30) wide; hooks in 16 to 19 longitudinal rows of 14 to 17 hooks each; first 8 hooks with roots well developed, without manubrium; 6 to 9 spines with poorly developed roots and small manubrium, as in males; hooks 35-60 (48, n = 48, 5); spines 35-48 (41, n = 39, 3). Neck 0.7-1.1 mm (0.9 mm, n = 5, 0.2 mm). Proboscis receptacle 1.0-1.7 mm (1.4 mm, n = 5, 0.4 mm) long, 258-355 (306, n = 5, 70) wide. Uterine bell 782-877 (830, n = 2, 67) from posterior extremity of body; vagina with two muscular sphincters; eggs (Figs 3 and 4) with three envelopes; middle envelope with large polar swellings, 80-107 (93, n = 16, 8) long, 22-27 (25, n = 16, 2) wide.

Type host. Neotropical Cormorant ('biguá'), *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789).

Site. Small and large intestines.

Locality. Lago Guaíba, Municipality of Guaíba, RS, Brazil (30°00'S, 51°15'W).

Prevalence. 21.27%.

Mean intensity of infection. 6.80 helminths/host.

Mean abundance of infection. 1.45 helminths/host.

Range. 1-25 helminths/host.

Deposited specimens. CHIOC N° \_\_\_\_\_ (holotype ♂), CHIOC N° \_\_\_\_\_ (allotype ♀), CHIOC N°s \_\_\_\_\_ (paratypes).

Etymology. (*L. tandemtesticulata* – composite adjective (adverb *tandem* + adjective *testiculata*), of 1<sup>st</sup> class (triform), agreeing with the generic name, *Andracantha*. The specific epithet *tandemtesticulata* was given because the new species is the only one in the genus to have the testes one behind the other, *i.e.* in tandem, instead in the bilateral position.

Remarks. *Andracantha*, shares characters with *Corynosoma* and *Southwellina* Witenberg, 1932, which have species parasites of piscivorous animals. Characters shared by *Andracantha* and *Southwellina* are: the proboscis shape, the double-walled proboscis pouch inserted at base of proboscis, the conspicuous neck, and the presence of trunk spines disposed in two separate fields with a bare zone (in all but one species) between them. The species of *Andracantha* can be distinguished from the species of *Southwellina* by the presence of genital spines (although *A. mergi* at the time of the original description and *A. tandemtesticulata sp. n.* have not been found to have genital spines) and for having 6 to 8 cement glands instead of 4. AZNAR *et al.* (2002) have suggested that the same absence . According to RICHARDSON & COLE (1997), species in these genera could also be distinguished by the spineless zone between the fields of trunk spines with similar width dorsally and ventrally, the hooks never exceeding 65  $\mu$ m in length, and the eggs with conspicuous swellings in the fertilization membrane. Now, with the description of *A. tandemtesticulata sp. nov.*, the width of the spineless zone is more uniform than what had been previously observed, the testes are in tandem, and the eggs have large and conspicuous swellings in the fertilization membrane, as in the species of *Southwellina*.

The proboscis in males of *A. tandemtesticulata sp. nov.* has 18 longitudinal rows of 14 to 16 hooks each, more than in *A. gravida* (16 and 11-12), *A. mergi* (15-17 and 10), *A. baylisi* (16 and 10), *A. tunitae* (10-12 and 14-16), and *A. clavata* (14 and 10-11),

but within the range in the number of longitudinal rows that is found in *A.*

*phalacrocoracis* (16-19 and 13 or 14). The proboscis in females of *A. tandemtesticulata* **sp. nov.** has 16 to 19 longitudinal rows of 14 to 17 hooks each in row, within the range found in *A. gravida* (16-17 and 11-12), *A. mergi* (16 and 9-10), *A. baylisi* (16 and 10), but more than the number found in *A. tunitae* (10-12 and 16-19), *A. clavata* (14 and 10-11), and *A. phalacrocoracis* (17-19 and 10-14). As in most of the other species in the genus there are differences in the number of hooks/spines between males and females.

Our specimens differ from *A. phalacrocoracis* by having 6 cement glands instead of 8; and from all other species of the genus by the position of testes which are arranged in tandem, instead of being bilateral. The testes in *A. tandemtesticulata* **sp. nov.** and in *A. tunitae* are in the second third of the trunk, while in the other species they are in the first third.

The eggs of *A. tandemtesticulata* **sp. nov.**, are much slender when compared with the eggs in all other species in the genus *Andracantha*, in addition to have well developed polar inflations in the middle envelope. In *A. clavata*, the presence of polar inflations has not been described. The new species also has the uterine bell much closer to the posterior extremity than all the other species. This might be explained by the fact that, at least in the type specimens, the posterior, more slender portion of the hind trunk did not develop fully, as can be seen in the specimens of Figs 5, 6, and 9, despite the fact that those specimens are adults. The first hook of each longitudinal row of hooks/spines lacks a manubrium. In the new species it has a shape similar to the other hooks on the same longitudinal row, without a larger and stouter hook before the row of spines, distinguishes the new species. The presence of genital spines is a character shared with the species of the genus *Corynosoma*. In *Andracantha*, the genital spines may be present in males and/or females and may vary in position and/or number.

Genital spines were not observed in *A. tunitae* (ZDZITOWIECKI 1986) and neither in *A. tandemtesticulata* **sp. nov.** According to SCHMIDT (1975) a few spines were observed on several juvenile and adult females of *A. mergi* in the original description, although no spines have been found in the specimens collected and described by him. After the original description of a few spines on several females collected in Sweden, only Belopolskaya (1958 *apud* NICKOL & KOCAN 1982) illustrated the spines on a single female of *A. mergi* collected in Siberia. NICKOL & KOCAN (1982) documented photographically a single spine on a female of *A. mergi* found in a bald eagle from North America.

The diagnosis of *Andracantha* appears insufficient to include all the species known to date (including the new species now being described) requiring a new emendation, additionally to that given by ZDZITOWIECKI (1989) when describing *A. baylisi*, which had characters not included in the diagnosis of the genus.

*Andracantha* Schmidt, 1975, emended

Diagnoses. Proboscis cylindrical with or without a swollen area, armed with numerous rows of hooks. Neck conspicuous. Anterior trunk with one or two swollen areas and two fields of spines separated by a bare zone or by a zone of smaller, dispersed spines. Genital spines present on at least one sex, sometimes missing on individuals, sometimes shifted anteriorly to the genital pore on the ventral surface. Proboscis receptacle double-walled, inserted at the base of proboscis. Testes in anterior or medium third of body; bilateral or in tandem. Six or eight, swollen and tubular, cement glands, usually arranged in bilateral pairs. Eggs with or without polar swellings of the middle membrane. Parasites of fish-eating birds and American bald eagles.

Type species: *A. gravida* (Alegret, 1941) Schmidt, 1975.

## DISCUSSION

THRELFALL (1982) registered the presence of a complex of species in double-crested cormorants, *P. auritus*, with the prevalence and mean intensities in the East and West coasts of Florida of 34% and 5, and 74% and 24, respectively. MUNRO *et al.* (1995) registered *A. tunitae* in shags, *P. aristotelis*, with the prevalence of 69% and mean intensity of infection of 5 specimens per host. FEDYNICH *et al.* (1997) registered *A. gravida* in *P. brasiliensis* and *P. auritus*, in Texas, USA, with prevalences of 67% and 58%, and mean intensity of infection of 2 and 2.7 specimens per host, respectively. Comparing our results with those of the previous authors, the present work shows the smaller prevalence and a similar mean intensity of infection than those reported by these authors. Body pigmentation in acanthocephalans has been reported by several authors, among them BARRETT & BUTTERWORTH (1973), who extracted lutein,  $\beta$ -carotene, and esterified astaxanthin from six species in archiacanthocephalans, palaeacanthocephalans, and eoacanthocephalans, but it has not been reported for species of *Andracantha*.

### ACKNOWLEDGEMENTS

To IBAMA, for the permission to capture the hosts; to CAPES for the scholarship given to the senior author. To Prof. Abner Chiquieri, Departamento de Línguas, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, for his advice on the formation of the specific name of the new species. To Prof. Glayson A. Bencke, ornithologist at the Fundação Zoobotânica do Estado do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, for providing valuable information on birds' nomenclature and authorships. To Dr Laura R. Utz, Departamento de Zoologia, UFRGS, for reading the final draft of the manuscript, and to Profs Samantha A. Seixas and Luiz Carlos Campos Daudt for their special cooperation in the laboratory.

### REFERENCES

AMATO, J.F.R.; W. BÖEGER & S.B. AMATO. 1991. **Protocolos para laboratório: Coleta e Processamento de Parasitos de Pescado**. Seropédica, RJ, Gráfica da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 81p.

#### Aznar

BARRETT, J. & P.E. BUTTERWORTH. 1973. The carotenoid pigments of six species of adult Acanthocephala. **Experientia**, Basel, **29** (6): 651-653.

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**, Lawrence, **83** (4): 575-583.

FEDYNICH, A.M.; D.B. PENCE & J.F. BERGAN. 1997. Helminth community structure and pattern in sympatric populations of double-crested and Neotropic cormorants. **Journal of Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **64** (2): 176-182.

GOSS, O.M. 1940. Platyhelminth and acanthocephalan parasites of local shags. **Journal of the Royal Society of Western Australia**, Perth, **26**: 1-14.

HUMASON, G.L. 1972. **Animal Tissue Techniques**. San Francisco, CA, USA. W.H. Freeman & Co., 641p.

MUNRO, J.F.; D.W.T. CROMPTON & R.C. STODDART. 1995. *Andracantha tunitae* (Acanthocephala) in the shag (*Phalacrocorax aristotelis*) from Shetland, Scotland. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **81** (3): 496-498.

NICKOL, B.B. & A.A. KOCAN. 1982. *Andracantha mergi*: (Acanthocephala, Polymorphidae) from American Bald Eagles, *Haliaeetus leucocephalus*. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **68** (1): 168-169.

NICKOL, B.B.; R.W. HEARD & N.F. SMITH. 2002. Acanthocephalans from crabs in the southeastern U.S., with the first intermediate hosts known for

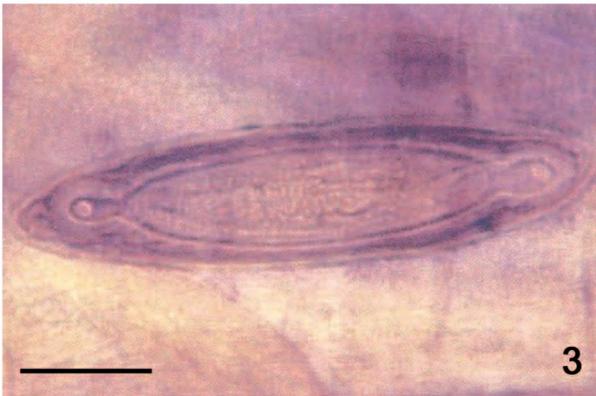
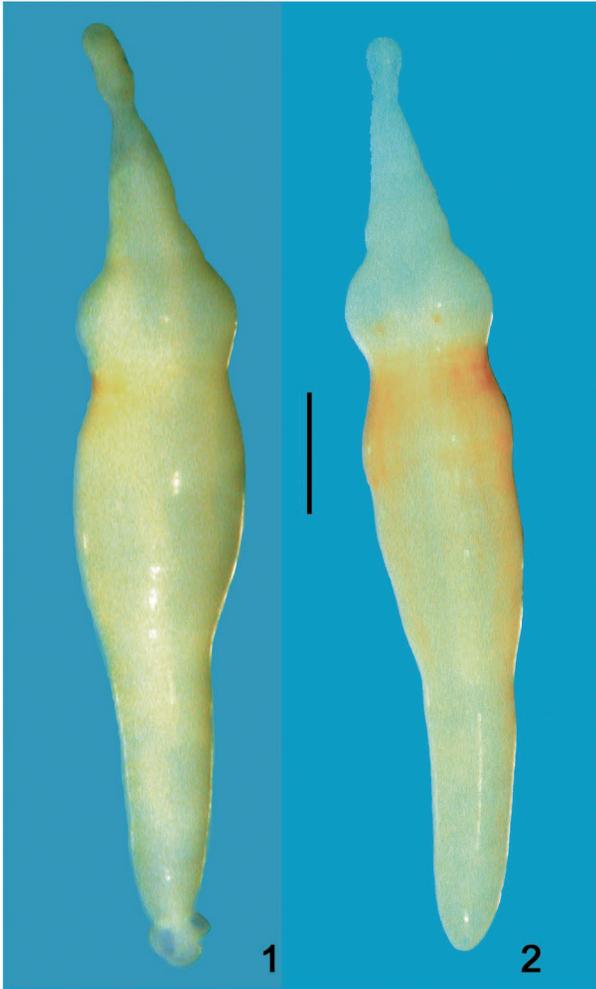
- Arhythmorhynchus frassoni* and *Hexaglandula corynosoma*. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **88** (1): 79-83.
- RICHARDSON, D.J. & R.A. COLE. 1997. Acanthocephala of the bald eagle (*Haliaeetus leucocephalus*) in North America. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **83** (3): 540-541.
- SCHMIDT, G.D. 1975. *Andracantha*, a new genus of Acanthocephala (Polymorphidae) from fish-eating birds, with descriptions of three species. **Journal of Parasitology**, Lawrence, **61** (4): 615-620.
- THRELFALL, W. 1982. Endoparasites of the double-crested cormorant (*Phalacrocorax auritus*) in Florida. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, Lawrence, **49** (1): 103-108.
- TORRES, P.R.; R. SCHLATTER; A. MONTEFUSCO; W. GESCHE; E. RUIZ & A. CONTRERAS. 1993. Helminth parasites of piscivorous birds from lakes in the south of Chile. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, **88** (2): 341-343.
- ZDZITOWIECKI, K. 1986. Redescription of *Corynosoma tunitae* (Weiss, 1914) and description of *C. baylisi* sp. n. (Acanthocephala, Polymorphidae), parasites of piscivorous birds. **Acta Parasitologica Polonica**, Warszawa, **31** (14): 117-123.
- ZDZITOWIECKI, K. 1989. New data on the morphology and distribution of two acanthocephalans, *Andracantha baylisi* (Zdzitowiecki, 1986) comb. n. and *Corynosoma australe* Johnston, 1937. **Acta Parasitologica Polonica**, Warszawa, **34** (2): 167-172.

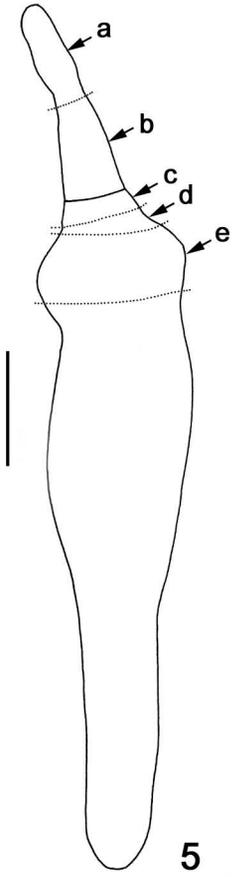
### Legends for the Figures

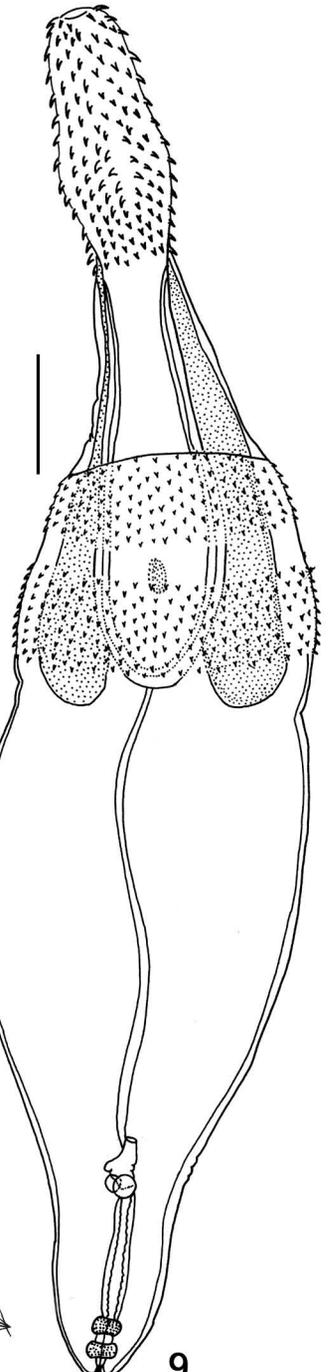
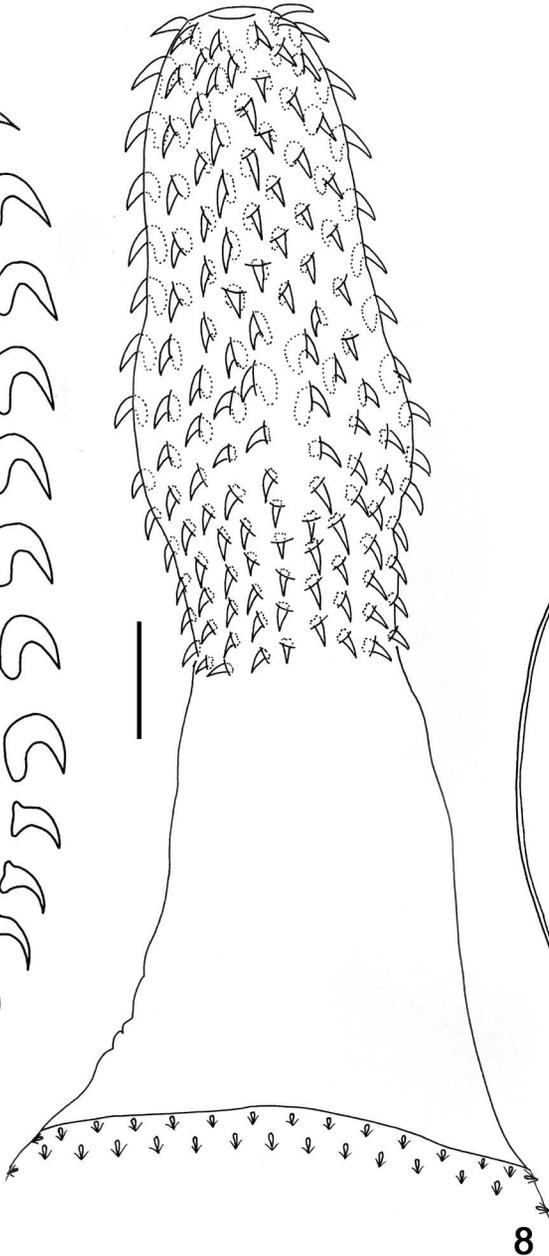
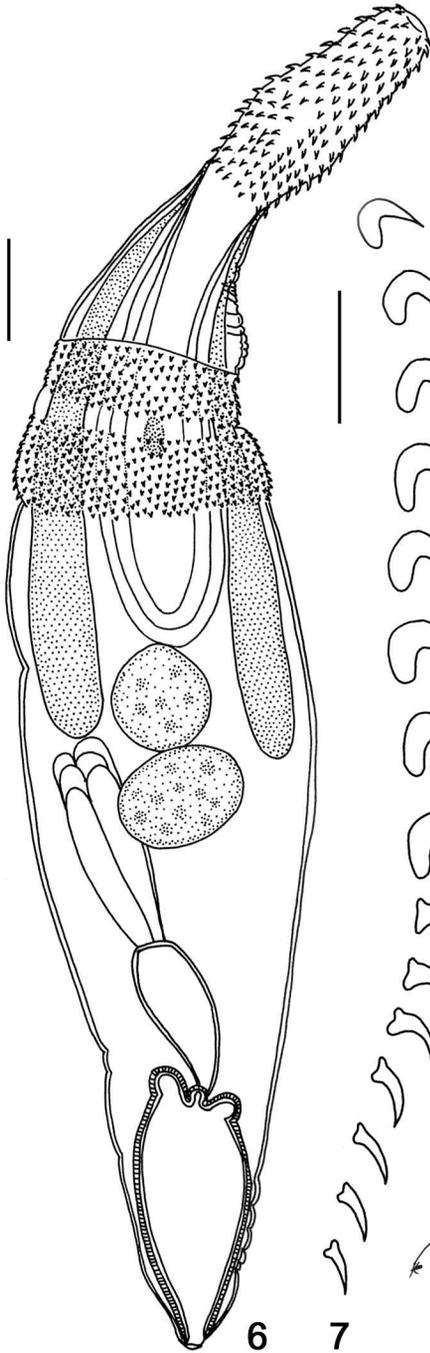
Figures 1–4. *Andracantha tandemtesticulata* **sp. nov.**, parasite of Neotropical cormorants, *Phalacrocorax brasilianus*: (1-2) body pigment, specimens without compression (1) male, paratype without compression; (2) female, paratype without compression bar = 1 mm; (3) egg showing polar inflations, bar = 25  $\mu\text{m}$ ; (4) eggs showing polar inflations and stained embryos, bar = 25  $\mu\text{m}$ .

Figure 5. *Andracantha tandemtesticulata* **sp. nov.**, parasite of Neotropical cormorants, *Phalacrocorax brasilianus*: body contour, showing: (a) proboscis, (b) neck, (c) anterior field of trunk spines, (d) bare zone, (e) posterior field of trunk spines and anterior inflation zone, bar = 1 mm.

Figures 6–9. *Andracantha tandemtesticulata* **sp. nov.**, parasite of Neotropical cormorants, *Phalacrocorax brasilianus*: (6) male, holotype, bar = 250  $\mu\text{m}$ ; (7) complete longitudinal row of eight hooks and seven spines, bar = 100  $\mu\text{m}$ . (8) presoma (proboscis + neck), bar = 100  $\mu\text{m}$ ; (9) female, allotype, bar = 250  $\mu\text{m}$ .







## **Anexo 4**

Normas da Revista Brasileira de Zoologia

# INSTRUÇÕES AOS AUTORES

## INFORMAÇÕES GERAIS

A Revista Brasileira de Zoologia, órgão da Sociedade Brasileira de Zoologia, destina-se a publicar artigos científicos originais em Zoologia de seus sócios. Todos os autores deverão ser sócios e estarem quites com a tesouraria, para poder publicar na Revista.

Artigos redigidos em outro idioma que não o português, inglês ou espanhol poderão ser aceitos, a critério da Comissão Editorial.

## MANUSCRITOS

Os artigos devem ser enviados em três vias impressas e em mídia digital, disquete ou CD, no formato PDF, incluindo as figuras e tabelas. O texto deverá ser digitado em espaço duplo, com margens esquerda e direita de 3 cm, alinhado à esquerda e suas páginas devidamente numeradas. A página de rosto deve conter: 1) título do artigo, mencionando o(s) nome(s) da(s) categoria(s) superior(es) à qual o(s) animal(ais) pertence(m); 2) nome(s) do(s) autor(es) com endereço(s) completo(s), exclusivo para recebimento de correspondências, e com respectivos algarismos arábicos para remissões; 3) resumo em inglês, incluindo o título do artigo se o mesmo for em outro idioma; 4) palavras chaves em inglês, no máximo cinco, em ordem alfabética e diferentes daquelas utilizadas no título; 5) resumo e palavras chaves na mesma língua do artigo, ou em português se o artigo for em inglês, e equivalentes às do resumo em inglês. O conjunto de informações dos itens 1 a 5 não deve exceder a 3500 caracteres considerando-se espaços.

Os nomes de gênero(s) e espécie(s) são os únicos do texto em *itálico*. A primeira citação de um taxa no texto, deve vir acompanhada do nome científico por extenso, com autor e data (de vegetais, se possível), e família.

Citações bibliográficas devem ser feitas em caixa alta reduzida (VERSALETE) e da seguinte forma: SMITH (1990), SMITH (1990: 128), LENT & JURBERG (1965), GUIMARÃES *et al.* (1983), artigos de um mesmo autor ou seqüências de citações devem ser arrolados em ordem cronológica.

## ILUSTRAÇÕES E TABELAS

Fotografias, desenhos, gráficos e mapas serão denominados figuras. Desenhos e mapas devem ser feitos a traço de nanquim ou similar. Fotografias devem ser nítidas e contrastadas e não misturadas com desenhos. A relação de tamanho da figura, quando necessária, deve ser apresentada em escala vertical ou horizontal.

As figuras devem estar numeradas com algarismos arábicos, no canto inferior direito e chamadas no texto em ordem crescente, devidamente identificadas no verso, obedecendo a proporcionalidade do espelho (17,0 x 21,0 cm) ou da coluna (8,3 x 21,0 cm) com reserva para a legenda.

Legendas de figuras devem ser digitadas logo após à última referência bibliográfica da seção Referências Bibliográficas, sendo para cada conjunto um parágrafo distinto.

Gráficos gerados por programas de computador, devem ser inseridos como figura no final do texto, após as tabelas, ou enviados em arquivo em separado. Na composição dos gráficos usar fonte Arial. Não utilizar caixas de texto.

Figuras em formato digital devem ser enviadas em arquivos separados, no formato TIF com compactação LZW, ou JPG sem compactação. No momento da digitalização utilizar as seguintes definições mínimas de resolução: 300 ppp para fotos coloridas ou em tons de cinza; 600 ppp para desenhos a traço. Não enviar desenhos e fotos originais quando da submissão do manuscrito.

Tabelas devem ser geradas a partir dos recursos de tabela do editor de texto utilizado, numeradas com algarismos romanos e inseridas após a última legenda de figura. O cabeçalho de cada tabela deve constar junto à respectiva tabela.

Figuras coloridas poderão ser publicadas com a diferença dos

encargos custeada pelo(s) autor(es).

## AGRADECIMENTOS

Agradecimentos, indicações de financiamento e menções de vínculos institucionais devem ser relacionados antes do item Referências Bibliográficas.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

As Referências Bibliográficas, mencionadas no texto, devem ser arroladas no final do trabalho, como nos exemplos abaixo.

Periódicos devem ser citados com o nome completo, por extenso, indicando a cidade onde foi editado.

Não serão aceitas referências de artigos não publicados (ICZN, Art. 9).

### Periódicos

NOGUEIRA, M.R.; A.L. PERACCHI & A. POL. 2002. Notes on the lesser white-lined bat, *Saccopteryx leptura* (Schreber) (Chiroptera, Emballonuridae), from southeastern Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, **19** (4): 1123-1130.

LENT, H. & J. JURBERG. 1980. Comentários sobre a genitália externa masculina em *Triatoma* Laporte, 1832 (Hemiptera, Reduviidae). **Revista Brasileira de Biologia**, Rio de Janeiro, **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**, São Paulo, **34** (1): 7-200.

### Livros

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

### Capítulo de livro

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.

### Publicações eletrônicas

MARINONI, L. 1997. Sciomyzidae. In: A. SOLÍS (Ed.). **Las Familias de insectos de Costa Rica**. Disponível na World Wide Web em: <http://www.inbio.ac.cr/papers/insectoscr/Texto630.html> [acesso em 07.XII.2005].

## ENCAMINHAMENTO

Os artigos enviados à RBZ serão protocolados e encaminhados para consultores. As cópias do artigo, com os pareceres emitidos serão devolvidos ao autor correspondente para considerar as sugestões. Estas cópias juntamente com a versão corrigida do artigo impressa e o respectivo disquete, devidamente identificado, deverão retornar à RBZ. Alterações ou acréscimos aos artigos após esta fase poderão ser recusados. Provas serão enviadas eletronicamente ao autor correspondente.

## SEPARATAS

Todos os artigos serão reproduzidos em 50 separatas, e enviadas gratuitamente ao autor correspondente. Tiragem maior poderá ser atendida, mediante prévio acerto de custos com o editor.

## EXEMPLARES TESTEMUNHA

Quando apropriado, o manuscrito deve mencionar a coleção da instituição onde podem ser encontrados os exemplares que documentam a identificação taxonômica.

## RESPONSABILIDADE

O teor gramatical, independente de idioma, e científico dos artigos é de inteira responsabilidade do(s) autor(es).